

UNIVERSITE DE PARIS-SUD
CENTRE D'ORSAY

THESE

présentée pour obtenir le grade de

**DOCTEUR EN SCIENCES
DE L'UNIVERSITE DE PARIS XI**

par

Moumouni TRAORÉ-LAMIZANA

CONTRIBUTION A L'ÉTUDE DES VECTEURS DE VIRUS RESPONSABLES DE MALADIES ÉMERGENTES OU RÉÉMERGENTES AU SÉNÉGAL.

VOLUME I

soutenue le 5 Novembre 1997
devant la Commission d'Examen:

Melle Ginette LAUGÉ Professeur à l'Université d'Orsay Laboratoire
De Reproduction, Développement de l'Insecte Présidente du Jury
M. Jean GÉNÉRMONT Professeur Université d'Orsay Laboratoire
de Biologie Évolutive et Dynamique des Populations Examinateur
Max GERMAIN Inspecteur Général de Recherche Honoraire de
l'ORSTOM Examinateur
Yves GILLON Directeur de Recherche ORSTOM, Directeur à l'INRA de
l'Unité de Recherches de Lutte Biologique URLB Rapporteur
Jean-Paul GONZALEZ Professeur de Microbiologie à l'Université
de Mahidol à Salaya en Thaïlande Directeur de Thèse
François RODHAIN Directeur de l'Unité d'Écologie des Systèmes
Vectoriels de l'Institut Pasteur de Paris Rapporteur

**CONTRIBUTION A L'ÉTUDE DES
VCTEURS DE VIRUS
RESPONSABLES DE MALADIES
ÉMERGENTES OU
RÉÉMERGENTES
AU SÉNÉGAL.**

VOLUME I

Moumouni TRAORÉ-LAMIZANA

REMERCIEMENTS

Ce travail a eu pour cadre le laboratoire ORSTOM (Institut Français de Recherche Scientifique pour le Développement en Coopération) de Zoologie Médicale, implanté depuis 1972 à l'Institut Pasteur de Dakar, Sénégal. Nous avons bénéficié tout au long de ce travail d'un financement de l'ORSTOM et de l'Institut Pasteur de Dakar. Les études se sont déroulées de 1990 à 1995, dans les stations de Kédougou (Sénégal Oriental) et de Dakar-Bango (Faubourg de Saint-Louis). J'ai remplacé ce dernier par Barkedji (dans le Ferlo). Des enquêtes ponctuelles ont été effectuées à Matam et Bakel.

Ces études ont pu être menées à bien grâce à la compréhension, la collaboration, l'aide matérielle et morale de nombreuses personnes. Aussi il m'est particulièrement agréable d'adresser mes plus vifs remerciements à :

- Messieurs les Professeurs Guy Camus et Alain Ruellan Directeurs Généraux successifs de l'Office de la Recherche Scientifique et Technique Outre-Mer (ORSTOM) pour les facilités qu'ils ont bien voulu m'accorder au cours de ma carrière.
- Messieurs Pierre Lavau, François Doumange, Michel Levallois et Hubert Fournier, Présidents successifs du Conseil d'Administration et Messieurs Philippe Tennesson, Gérard Winter et Jean Nemo, Directeurs Généraux successifs de l'Institut Français de Recherche Scientifique pour le Développement en Coopération (ORSTOM), pour les facilités qu'ils ont bien voulu m'accorder lors de l'exécution et la rédaction de ce travail, ainsi que l'aide financière dont ils m'ont toujours fait bénéficier.
- Monsieur le Directeur de l'Institut Pasteur de Dakar, le Docteur Jean-Pierre Digoutte qui a toujours témoigné un vif intérêt pour mon programme et m'a permis de disposer de locaux, du matériel et du personnel nécessaires à son exécution.
- Monsieur le Professeur Jean Génermont auquel je tiens à exprimer ma profonde gratitude d'avoir accepté de m'encadrer lors de la rédaction de cette thèse, ainsi que l'honneur qu'il me fait d'être membre du jury.
- Mademoiselle le Professeur Ginette Laugé, responsable du laboratoire de Reproduction, Développement de l'Insecte, Centre d'Orsay, Université de Paris XI, qui a accepté de siéger dans le jury de ce travail. Je suis très honoré de sa présence et lui exprime mes plus vifs remerciements.
- Monsieur le Professeur François Rodhain de l'Institut Pasteur de Paris, responsable de l'Unité d'Ecologie des Systèmes Vectoriels, qui a accepté d'être rapporteur de cet travail. Je le remercie de m'avoir fait profiter de sa grande expérience des systèmes virus-vecteurs.
- Monsieur le Professeur Yves Gillon, Directeur à l'INRA de l'Unité de Recherches en Lutte Biologique, au Campus International d'Agropolis de Baillarguet, 34982 Montferrier sur le Lez, que je remercie de l'honneur qu'il me fait de participer en qualité de rapporteur au jury de thèse. Pour m'avoir fait bénéficier de sa haute compétence de la biologie des insectes, je lui adresse mes remerciements.
- Monsieur Bernard Philippon ancien chef de l'Unité de Lutte Antivectorielle (V.C.U) à l'O.C.P. au Burkina Faso, actuellement Président du Département Santé à l'ORSTOM Paris, qui m'a tout au long de ma carrière apporté soutien, conseils et encouragements. Il a été à l'origine de mes connaissances entomologiques du complexe *S. damnosum*.
- Monsieur Jean Mouchet qui était Directeur des Services Scientifiques Centraux de l'ORSTOM qui a bien voulu m'accueillir dans ses laboratoires pour ma formation en entomologie médicale et vétérinaire.
- Monsieur Jacques Brengues qui a été mon premier responsable scientifique. Il m'a conseillé sur le choix de mes études sur le complexe *Simulium damnosum* et la transmission de l'Onchocercose et m'a apporté toute sa longue expérience sur les travaux d'étude de la transmission. En tant que Président du Département Santé à l'ORSTOM Paris, a été le responsable de mes débuts dans les études des cycles des arbovirus en m'affectant au Sénégal.
- Monsieur Jean Rageau qui fut mon maître en entomologie médicale, me permettant de bénéficier de sa longue expérience lors de ma formation.
- Il m'est agréable de mentionner tout particulièrement le Docteur Jean-Paul Gonzalez, virologue ORSTOM, Professeur d'Épidémiologie à l'Université de Yale à New Haven aux États Unis, et Professeur de Microbiologie à l'Université de Mahidol à Salaya en Thaïlande, qui était en poste à mes débuts à Dakar, qui m'a toujours apporté soutien et conseil lors de ce travail, malgré la lourde tache qu'il assumait dans la gestion de son

laboratoire, de ses longues missions sur le terrain, ainsi que ses travaux expérimentaux sur les cycles hôtes-virus. Je le remercie d'avoir bien voulu me faire profiter de sa grande compétence en virologie dans le cadre de la rédaction de ce travail, de même que de faire parti de ce jury.

-Je ne sais comment exprimer ma gratitude au Docteur Max Germain qui a bien voulu accepté de faire parti de ce jury. Je le remercie particulièrement de cet honneur qu'il me fait, sachant le remarquable travail qu'il a effectué sur la fièvre jaune, qui sert de référence. Qu'il puisse trouver ici ma modeste contribution à la suite des travaux exemplaires effectués sur les arbovirus, dans le cadre de la collaboration entre les Instituts Pasteur et l'ORSTOM.

- Monsieur Didier Fontenille Responsable du Laboratoire ORSTOM de Zoologie Médicale au Centre Pasteur de Dakar, que je tiens à remercier tout particulièrement pour sa participation effective à ce travail sur le terrain (nous faisant bénéficier de son expérience du piégeage dans les étables à Madagascar), au laboratoire (pour les techniques d'analyse isoenzymatique et les tests ELISA), ainsi que pour l'exploitation de certains des résultats.

- Je tiens particulièrement à remercier aussi nos étudiants de troisième cycle: Mawlouth Diallo et Yamar Bâ, pour leur entière participation à ce travail et avec lesquels nous avons passé de longues journées et soirées de détermination du matériel récolté pour le laboratoire de virologie de l'Institut Pasteur. Ils ont participé de façon essentielle aux enquêtes entomologiques sur le terrain. Je tiens particulièrement à mentionner notre chauffeur Monsieur Diallo qui a participé à toutes les missions assurant de lourds horaires pour la réussite de celles-ci.

- Madame Laurence Lochouarn et Messieurs Jean-Louis Camicas, Jean-Paul Cornet, Jean-Paul Hervy et Jean-Jacques Lemasson mes collègues Orstomiens de l'Institut Pasteur de Dakar avec lesquels j'ai eu le plaisir de travailler et qui m'ont apporté aide et soutien, lors de missions sur le terrain, de récoltes de matériel et de discussions des résultats.

- Mes collègues Pasteuriens: Mesdames Mireille Mondo, Annie Leclerc, Lang Girault et Messieurs Hervé Zeller; Jocelyn Thonon, dont la franche collaboration sont à la base des résultats virologiques exprimés ici.

- Je ne puis ne pas mentionner notre CSN (Coopérant du Service National) Monsieur Frédéric Simard qui a participé à certaines missions de terrain et dont la franche camaraderie nous égayait lors de moment de cafard

- Les autorités sénégalaises, en particulier, les autorités locales, Préfets, Sous-Préfets, médecins chefs de secteurs, qui m'ont toujours apporté leur aide et leur soutien.

- Je dédie cette thèse à Madame et Monsieur Roy, qui tous deux à force de sacrifice, m'ont ouvert la voie des études. Je la dédie à la mémoire de mon père, à mes deux fils, et enfin à mon épouse pour sa patience, sa compréhension face aux diverses contraintes que m'imposait ce travail, en témoignage d'affection et de profonde gratitude.

SOMMAIRE

RÉSUMÉ	9
SUMMARY	12
CHAPITRE I: INTRODUCTION	15
1.1. Virus et arbovirus.	16
1.2.1. Historique.....	17
1.2.2. Résultats.	18
1.2.3. Discussion.	21
1.3. Les arbovirus du Sénégal.....	22
CHAPITRE II: MATÉRIEL ET MÉTHODES	27
2.1. Présentation générale.....	28
2.2.1. Kédougou.....	31
2.2.2. Barkedji.....	33
2.3. Techniques, méthodes et stratégies.....	36
2.3.1. Généralités sur les arbovirus.	36
2.3.2. Techniques et méthodes.....	37
2.3.2.1.1. Capture de moustiques.....	42
2.3.2.1.1.1. Captures avec appât humain.....	42
2.3.2.1.1.2. Captures aux pièges lumineux.....	43
2.3.2.1.1.3. Piège CDC simple.....	43
2.3.2.1.1.4. Piège CDC avec CO ₂	45
2.3.2.1.1.5. Captures avec appât animal.....	45
2.3.2.1.2. Capture de phlébotomes.....	47
2.3.2.1.2.1. Capture au piège adhésif technique du papier huilé (PH).	47
2.3.2.1.2.2. Capture au piège adhésif avec appât animal.....	47
2.3.2.1.2.3. Récolte de la faune matinale résiduelle.....	48
2.3.2.2. Méthodes de détermination et de conservation.....	48
2.3.2.2.1. Des moustiques.	48
2.3.2.2.2. Des phlébotomes.....	48
2.3.3. Analyse des repas de sang Technique ELISA.	49
2.3.4. Méthodes virologiques.....	52
2.3.4.1. Préparation de l'inoculum.	52

2.3.4.2. Techniques d'isolement.....	52
2.3.4.2.1. Isolement et titrage sur souriceau.....	53
2.3.4.2.2. Isolement sur culture cellulaire.....	53
2.3.4.3. Identification des souches virales.....	54
2.3.4.3.1. La fixation du complément.....	54
2.3.4.3.2. La neutralisation.....	54
CHAPITRE III: BIOÉCOLOGIE DES VECTEURS.....	55
3.1. Résultats de Kédougou	56
3.1.1. Les Culicidae.....	56
3.1.1.1. Espèces présentes et variation annuelle d'abondance.....	56
3.1.1.2. Fréquence spécifique.....	64
3.1.1.3. Variations mensuelles selon les années des espèces culicidiennes.....	65
3.1.1.4. Variation des espèces culicidiennes selon les méthodes de capture.....	66
3.1.2. Discussion.....	66
3.1.2.1. Une nouvelle méthodologie des captures.....	66
3.2. Résultats de Barkedji.....	74
3.2.1. Les Culicidae.....	74
3.2.1.1. Espèces présentes et variation annuelle d'abondance.....	74
3.2.1.2. Fréquence spécifique.....	76
3.2.1.3. Variations mensuelles selon les années des espèces culicidiennes.....	79
3.2.1.4. Variation des espèces culicidiennes selon les méthodes de capture.....	79
3.2.2. Discussion.....	83
3.2.2.1. Chronologie et abondance dans la succession des espèces culicidiennes trouvées dans cette zone.....	83
3.2.3. Les populations de Phlébotomes.....	85
3.2.3.1. Richesse et abondance.....	85
3.2.3.2. Fréquence spécifique.....	87
3.2.3.3. Fluctuations saisonnières.....	87
CHAPITRE IV: PRÉFÉRENCES TROPHIQUES.....	90
4.1. Résultats.....	91
4.2. Discussion.....	93
CHAPITRE V: ÉCOLOGIE VIRALE.....	96
5.1. Les virus isolés de 1990 à 1995	97

5.1.1. Virus isolés à Kédougou.....	97
5.1.2. Virus isolés à Barkedji.	99
5.2. Discussion des résultats des isolements virologiques.....	101
5.2.1. Kédougou.....	101
5.2.2. Barkedji.....	102
CHAPITRE VI: LES VIRUS, LEURS VECTEURS ET LEURS CYCLES.....	104
6.1. Les virus et leurs vecteurs à Kédougou.....	105
6.1.1. Les vecteurs de fièvre jaune.	105
6.1.2. Les vecteurs de Dengue 2 (DEN-2).....	109
6.1.3. Discussion.....	109
6.1.3.1. Les vecteurs du virus de la fièvre jaune et de la Dengue 2.....	109
6.1.3.2. Les virus, les vecteurs et leurs cycles.....	111
6.1.3.2.1. Généralités.....	111
6.1.3.2.2. Les vecteurs.	112
6.1.3.2.3. La fièvre jaune (YF).....	114
6.1.4. Les vecteurs du virus Zika (ZIKA).....	130
6.1.4.1. Discussion	
Les vecteurs du virus Zika.	130
6.1.4.2. Discussion le virus Zika (ZIKA), ses vecteurs et son cycle.....	131
6.2. Les virus et leurs vecteurs isolés à Kédougou et à Barkedji.....	134
6.2.1. Les vecteurs du virus Ngari (NRI).	134
6.2.1.1. Discussion	
Les vecteurs du virus Ngari (NRI).....	135
6.2.1.2. Discussion	
Le virus Ngari (NRI), ses vecteurs et son cycle.....	136
6.2.2. Les vecteurs du virus West Nile (WN).....	137
6.2.2.1. Discussion	
Les vecteurs du virus West Nile (WN).....	138
6.2.2.2. Discussion	
Le virus West Nile, (WN), ses vecteurs et son cycle.....	139
6.3. Les virus et les vecteurs de Barkedji.....	143
6.3.1. Les vecteurs du virus de la fièvre de la vallée du Rift (RVF).....	143
6.3.1.1. Discussion	
Les vecteurs du virus de la fièvre de la vallée du Rift (RVF).	144

6.3.1.2. Discussion	
Le virus de la fièvre de la vallée du Rift (RVF), ses vecteurs et ses cycles	145
6.3.2. Les vecteurs du virus Bagaza (BGA).....	150
6.3.2.1. Discussion	
Les vecteurs du virus Bagaza (BGA).....	150
6.3.2.2. Discussion	
Le virus Bagaza, ses vecteurs et ses cycles.	151
6.4. Les virus transmis par les Phlébotomes	154
6.4.1. Discussion	
Les Phlébotomes vecteurs de virus (Saboya et Chandipura).....	155
6.4.2. Discussion	
Les virus de Phlébotomes (Saboya et Chandipura) les cycles hypothétiques.	156
CHAPITRE VII: SÉROLOGIE.....	158
7.1. Sérologie.	159
7.1.1. Résultats des sérologies humaines.....	159
7.1.2. Résultats des sérologies simiennes.	159
7.2. Discussion sur la sérologie.....	162
7.2.1. Sérologie humaine.....	162
7.2.2. Sérologie simienne.....	163
CHAPITRE VIII: CONCLUSIONS GÉNÉRALES.....	164
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES	168
ARTICLES	202
VALORISATION	
- I - Communications ou présentation de posters à des conférences.	204
VALORISATION	
- II - Littérature Grise.....	205
Articles en préparation.....	207

RÉSUMÉ

Depuis 1972 une surveillance de la fièvre jaune est menée dans une région d'émergence du virus, la région de Kédougou (Sénégal Oriental). Elle a permis de mettre en évidence plusieurs épizooties de fièvre jaune et une de Dengue 2, touchant des populations de singes, en soulignant l'importance de trois *Aedes* vecteurs: *Ae. furcifer*, *Ae. taylori* et *Ae. luteocephalus*.

A partir de 1990, une nouvelle méthodologie de surveillance est appliquée. Beaucoup moins lourde (en personnel, matériel et coût), elle est basée sur des séries de captures de vecteurs sur 6 jours aux mois de Juillet (début de saison des pluies), Octobre et Novembre (fin de saison des pluies). Elle a permis de suivre tous les événements viraux qui se sont produits dans la région au cours de cette étude (1990 à 1995). Nos résultats ont montré la très forte reprise du cycle sauvage dans la partie orientale du Sénégal. Nous avons pu de même relever une corrélation frappante entre l'augmentation des isolements de virus amaril chez les moustiques vecteurs capturés à Kédougou et les épidémies de fièvre jaune enregistrées chez l'homme en Afrique Occidentale. Ces résultats doivent donc servir de mise en garde pour les pays avoisinants d'Afrique Occidentale dont les populations rurales en particulier peuvent-être exposées à un risque accru de fièvre jaune. Ce risque peut être supprimé par la vaccination. Mais en pratique, elle constitue une lourde charge pour les maigres budgets de la plupart des États Africains, pour un résultat souvent décevant dû à l'absentéisme aux séances de vaccination. Il est impératif de poursuivre cette surveillance à minima, car la zone d'émergence de Kédougou constitue la sentinelle de l'Afrique de l'Ouest, elle permet de mettre en évidence la circulation selvatiche du virus et de prévenir les épidémies de fièvre jaune chez l'homme par la vaccination des populations des zones menacées.

La fièvre de la vallée du Rift, habituellement zoonose du petit bétail, s'est manifestée sous une forme épidémique grave dans le delta du Fleuve Sénégal, régions de Saint-Louis (Sénégal) et Rosso (République Islamique de Mauritanie), en 1987-1988. L'étude de cette arbovirose est devenue une priorité qui a conduit à mettre en place un programme de recherches entomologiques dans cette région. Les premiers résultats nous ont incité à déplacer cette étude dans une zone plus propice au développement des vecteurs potentiels que sont les *Aedes*, mais qui est aussi une zone agro-pastorale où le virus a les possibilités de circuler à travers les différents troupeaux. Une station de terrain a été aménagée à Barkedji (Ferlo). Cette station nous a permis de dresser l'inventaire des virus circulant dans cette zone, ainsi que celui de leurs vecteurs. En 1993, en période inter-épizootique, le virus de la fièvre de la vallée du Rift a été isolé et ses vecteurs sauvages identifiés. 13 Souches ont été isolées, 10 chez *Aedes vexans* et 3 chez *Ae. ochraceus*, les conditions d'une nouvelle épidootie, voire d'une épidémie, étaient de nouveaux réunies. Les autres virus isolés ont été: West Nile, Bagaza, Babanki, Chandipura et Saboya.

A Barkedji, pour la première fois en Afrique de l'Ouest, quatre prototypes viraux différents, dont deux nouveaux pour le monde et un pathogène pour l'homme ont été isolés de phlébotomes

Ces études ont eu pour but: l'identification de facteurs indicateurs de déclenchement d'épidémies ou d'épizooties, en particulier pour les virus de la fièvre de la vallée du Rift, de la fièvre jaune et des dengues. Elles ont permis la détermination et l'analyse des cycles de transmission des virus pathogènes ou potentiellement pathogènes pour l'homme et l'animal, en relation avec la biodiversité des vecteurs et des virus.

SUMMARY

Since 1972 a yellow fever surveillance programme has been established in an virus emerging zone, the Kédougou area (Eastern Senegal). It has allowed the detection of several yellow fever and one Dengue 2 epizootics, affecting monkeys populations, and showing the importance of 3 Aedes vectors : *Ae. furcifer*, *Ae. taylori* and *Ae. luteocephalus*.

Since 1990, a new supervision methodology is applied. Much less heavy (concerning staff, equipment and cost), it is based on vectors catch series lasting 6 days in July (beginning of the rainy season), October and November (end of the rain season). It allowed to control all viral events which occurred in the area during this study (1990 to 1995).The results reported here clearly indicate that increased yellow fever activity is occurring in the sylvatic cycle around Eastern Senegal. We could also notice a striking correlation has been found between increased yellow fever virus isolations from vector mosquitoes captured in Kédougou are and outbreaks of yellow fever in humans in Western Africa. So these results should serve as a warning to surrounding Western African countries of an increased risk of yellow fever, especially among rural population. This risk can be significantly reduced through appropriate immunization of person at risk. But actually it is a high cost for low budgets in most of African States, for an often deceiving result due to the absenteeism during the vaccination campaigns. One must continue this supervision at a minimum level because the Kédougou emergence zone may serve as an indicator for Western Africa, it allows to detect the virus sylvatic circulation and to prevent yellow fever outbreaks in man by vaccination in threatened areas.

The Rift valley fever, usually a small cattle zoonosis, occurred under a serious epidemic form in the Senegal river delta, Saint-Louis areas (Senegal) and Rosso (Mauritania Islamic Republic), in 1987-1988. Its study became a priority and an entomological research program was set up in this area. First results prompted us to transfer this study in an area more suitable for the development of potential vector such as *Aedes*, and been also an agropastoral area where the virus can circulate through the different herds. A field station was set up at Barkedji (Ferlo). This station let us do the inventory of the virus circulating in this area, as well as of their vectors. In 1993, during an inter-epizootic period of time, the Rift valley fever virus was isolated and its wild vectors were identified. 13 strains were isolated, 10 in *Aedes vexans* and 3 in *Ae. ochraceus*, conditions of a new epizooty, and even an outbreak, were gathered again. The other isolated viruses were : West Nile, Bagaza, Babanki, Chandipura and Saboya. At Barkedji, for the first time in West Africa, four different viral prototypes including two new ones for the world and one pathogenic to man, were isolated from phlebotomines (blood sucking sandflies).

These studies aimed at : identification of indicating factors of outbreak or epizooty activation, in particular for the Rift valley fever, the yellow fever and the dengue fever viruses. They allowed the determination and analysis of transmission cycles of

viruses. They allowed the determination and analysis of transmission cycles of pathogenic or potentially pathogenic viruses for man and animal, in relation with the biodiversity of vectors and viruses.

CHAPITRE I : INTRODUCTION.

1.1. Virus et arbovirus.

Le terme «virus» (en latin, poison), dont le sens primitif était assez vague, s'est progressivement affiné pour désigner le principe contagieux de maladies transmissibles. Le mot virus était utilisé, même par Louis Pasteur, pour désigner n'importe quel type d'agent infectieux, sans préjuger de sa nature exacte. Les critères pour les caractériser restaient parfois imprécis. C'est pourquoi en 1953 Lwoff a voulu clarifier les choses en définissant les virus au moyen d'un petit nombre de propriétés les mettant à part dans le monde biologique: 1° le virus ne possède qu'un seul type d'acide nucléique, ADN ou ARN, jamais les deux; 2° incapable de croître et se divisor, le virus se reproduit uniquement à partir de son matériel génétique; 3° le virus est parasite absolu de la cellule; 4° la particule virale («virion» terme inventé par Lwoff) ne possède ni cytoplasme ni noyau, mais une structure définie qui groupe l'acide nucléique avec ses protéines.

Les virus sont capables de parasiter n'importe quel type de cellule vivante, des organismes cellulaires les plus simples aux organismes pluricellulaires les plus complexes, végétaux ou animaux. Ils sont aussi anciens que les premières formes de vie organisée apparues sur la terre. Certaines des maladies qu'ils causent sont évoquées dans des textes de l'Antiquité à l'époque gréco-romaine ou de l'Extrême-Orient ancien plusieurs siècles avant J.-C., ou encore gravées dans la pierre des temples égyptiens, des écrits ou des représentations graphiques de plusieurs maladies à virus (variole, poliomyélite). La rage était connue de Démocrite (460-370 av. J.-C.), d'Aristote (384-322 av. J.-C.), et Celse, auteur latin de la fin du Ier siècle avant J.-C., en a donné une excellente description clinique. En Inde, la variole avait sa déesse, Shri Sitala Devi, et en Chine, des dessins réalistes montrent l'éruption pustuleuse de la variole.

Mais ce n'est que beaucoup plus tard, seulement au début du XXe siècle qu'il fut établi que ces maladies étaient provoquées par des agents différents des bactéries ou des autres micro-organismes connus.

La première propriété originale qui ait été mise en évidence chez les virus (terme forgé par Sidéraux en 1878 et immédiatement adopté par Louis Pasteur), et qui allait permettre de les différencier des autres "microbes", a été leur filtrabilité, c'est-à-dire leur aptitude à traverser les filtres utilisés en Bactériologie.

Un jeune phytopathologue russe, Ivanovski, dans une note présentée devant l'Académie impériale des sciences de Saint Pétersbourg en 1892 annonçait la découverte du premier virus. Il venait de découvrir le virus de la mosaïque du tabac (VMT).

Les dernières années du XIXe siècle et le début du XXe siècle, virent la découverte de très nombreux virus filtrables nouveaux. D'abord l'agent de la péripneumonie des bovidés, par Nocard et collaborateurs (1898), puis celui de la

péripneumonie des bovidés, par Nocard et collaborateurs (1898), puis celui de la myxomatose du lapin par Sanarelli, la même année, enfin la découverte de la filtrabilité du virus de la peste équine africaine en 1900 par M'Fadyean, celui de la peste aviaire par Centanni en 1901 et celui de la peste bovine par Nicolle et Adil-Bey, en Turquie en 1902.

Cette même année, à la Havane, où la fin de la guerre hispano-américaine avait favorisé l'installation de la Commission américaine chargée d'étudier la fièvre jaune, Reed et Carol, confirmaient la thèse formulée dès 1881 par Carlos Finlay, à savoir que la maladie était transmise par l'intermédiaire du moustique *Stegomyia fasciata* (notre *Aedes aegypti* actuel). Ils démontraient aussi, sur des volontaires humains, à Cuba, que le virus est filtrable, qu'il siège dans le sang des malades, et qu'il ne peut être transmis de malade à sujet sain que par l'intermédiaire du moustique. Cette découverte est d'une importance capitale, car c'était la première fois que par une démonstration originale, la transmission du virus par un vecteur à l'homme était réalisée.

Le virus de la fièvre jaune ou virus amaril (F J) est un arbovirus transmis par des moustiques. Il fut le premier virus pathogène pour l'homme à être découvert (1901), ce fut aussi le premier virus pour lequel il fut démontré qu'il était transmis du malade au sujet sain par la piqûre d'un vecteur, le moustique *Aedes aegypti*. Il est donc aussi le premier des arboviruses à avoir été isolé et c'est encore lui qui fut le point de départ des études sur les arboviruses.

Dans la classification sérologique, le terme Arbovirus a été créé par les épidémiologistes de terrain pour définir un groupe d'agents pathogènes qui font appel à ce mode de transmission originale

1.2. Les équipes mixtes Institut Pasteur-ORSTOM.

1.2.1. Historique.

En 1971, la fièvre jaune faisait l'objet d'une conférence à Bobo Dioulasso, à la suite de la vague d'épidémies qui avait déferlé sur l'Afrique de l'Ouest en 1969-1970 (Mali, Ghana, Haute Volta, Togo et Nigeria), quatre ans après l'épidémie de Diourbel au Sénégal. A cette époque la dernière forte poussée épidémique remontait à trente ans. Lors de cette conférence, il avait été décidé de mettre en œuvre des programmes d'études épidémiologiques. Il s'avérait en effet que le schéma proposé pour l'Afrique de l'Est (Haddow, 1967-1968) n'était pas applicable à l'Afrique de l'Ouest, et que le contrôle de cette endémie ne pouvait raisonnablement être envisagé sans une connaissance suffisante des schémas de maintenance, d'amplification et de dispersion du virus. Les premiers résultats de ces études ont été exposés lors d'un séminaire sur la surveillance

Les données entomologiques des entomologistes de l'ORSTOM mettaient l'accent sur la variabilité de la bioécologie des vecteurs potentiels de la fièvre jaune d'une région à l'autre du continent africain, et sur l'impossibilité où ils étaient à l'époque de donner un schéma général de la conservation du virus dans les zones endémo-enzootiques. C'est ainsi, notamment, que le rôle privilégié de vecteur-singe-homme retenu pour *Aedes simpsoni* en Afrique Orientale, ne saurait l'être à l'ouest du continent où cette espèce n'est que faiblement ou pas du tout anthropophile. Cette observation aboutit à la mise en place de recherches pour préciser le rôle, que joue *Aedes africanus* dans la conservation et la diffusion du virus au niveau des galeries forestières de la zone de transition forêt-savane où il apparaissait comme le vecteur potentiel dominant. Dans le but de la compréhension d'une épidémie de fièvre jaune, il était indispensable d'identifier le ou les vecteurs incriminés, d'évaluer leurs contacts avec l'homme, leur écologie et la dynamique de leurs populations.

Lors de ce séminaire, il fut décidé de mettre en œuvre des programmes de recherche sur l'épidémiologie de la fièvre jaune. C'est dans ce cadre qu'est née la collaboration entre les Institut Pasteur Outre Mer et les laboratoires d'Entomologie Médicale de l'ORSTOM, pour l'exécution de recherches épidémiologiques portant sur la fièvre jaune et les arboviroses. Cette collaboration en équipes mixtes, au départ, s'est faite dans les Institut Pasteur de Dakar (Sénégal) et Bangui (République Centrafricaine) en 1969 puis celui de Yaoundé (Cameroun), et enfin celui d'Abidjan-Adiopodoumé (Côte d'Ivoire) en 1973. Cette collaboration faisait intervenir des virologues et les équipes des entomologistes médicaux de l'ORSTOM basées dans ces instituts, avec, par ailleurs, le soutien des équipes d'entomologistes de l'OCCGE, en particulier celles de la mission ORSTOM de Bobo Dioulasso en Haute Volta, et des primatologues.

1.2.2. Résultats.

Les objectifs fixés par la conférence sur la fièvre jaune en 1971 à Bobo Dioulasso, sont à la base des études qui ont permis l'élaboration d'une nouvelle conception de l'épidémiologie de la fièvre jaune pour l'Afrique de l'Ouest. Elle résulte essentiellement des résultats des travaux convergents et complémentaires conduits par les équipes Chippaux et al., 1976, Germain 1986, Germain et al., 1976, 1978, 1981, 1982, Cornet et Hervy 1985, Cornet et al., 1979a et Cordellier 1991, Cordellier et al., 1976 et 1982a qui sont à la base des conceptions actuelles.

Les études intensives entreprises sur le terrain par les laboratoires des Instituts Pasteurs Outre Mer, en coopération avec les entomologistes de l'ORSTOM avaient pour objectifs d'isoler, de caractériser, d'élucider les schémas de la maintenance, de

objectifs d'isoler, de caractériser, d'élucider les schémas de la maintenance, de l'amplification et de la dispersion du virus de la fièvre jaune. Ces études avaient pour but final de permettre de donner une explication sur les mécanismes d'apparition des épidémies en Afrique. Mais elles ont aussi permis l'isolement de quantité d'autres arbovirus, en quelque sorte des retombées de la recherche sur le virus amaril. Ce travail a donné naissance à une branche particulière de la virologie, l'arbovirologie, dans laquelle se sont distinguées les différentes équipes mixtes Institut Pasteur-ORSTOM, qui ont étudié les facteurs intervenant dans les mécanismes d'apparition des épidémies, puis de l'élaboration d'un schéma épidémiologique général pour l'Afrique de l'Ouest et l'Afrique Centrale. Ce travail a permis l'isolement ou le réisolement chaque année de quantité d'autres arbovirus.

Des enquêtes sérologiques sur la prévalence des arbovirus dans les différents pays concernés ont été entreprises et les résultats sont consignés dans les travaux de: Brès 1966, 1969, 1970, Brès et Chambon 1963, Brès et al., 1965, 1966a, 1969, Brès et Boiron, 1965, Chambon et Brès 1965, Chambon et al., 1971a et b, Digoutte 1972, Digoutte et Nguyen Trung Luong, 1968, Digoutte et al., 1968, Hamon et al., 1971, Le Gonidec et Dhiver, 1973, Robin et al., 1971a et b, 1972, Sureau et al., 1978, Taufflieb et al., 1971, Chippaux et al., 1965, Cornet et al., 1977, Germain et al., 1978, Gonzalez et al., 1979, Salaun et al., 1981, Saluzzo et al., 1982, Roux et al., 1984, Baudon et al., 1985, 1986. De nouveaux virus ont été mis en évidence au cours de ces études.

La collaboration entre les équipes d'entomologistes ORSTOM et les virologues de l'Institut Pasteur de Dakar au Sénégal dans un travail de prospection sur les arbovirus a débuté dès 1963. Elle a mis en évidence de nouveaux virus et confirmé l'existence d'une variété appréciable de virus (Brès et Chambon, 1963, Brès et al., 1963, Cornet et al., 1967; Cornet et al., 1968a et b, Renaudet et al., 1978, Roche et Robin 1967, Robin, 1967, Robin et al., 1969, 1970, 1974, Digoutte et al., 1980) et décrit les nouveaux virus (Brès et al., 1966b, 1967, Brès et Boiron, 1965, Cornet et al., 1978b, Robin et al., 1969, 1978, Meegan et al., 1983, Saluzzo et al., 1984, 1985 et 1986).

Les études effectuées à l'Institut Pasteur de Yaoundé au Cameroun ont commencé dès 1964 et ont abouti à des résultats similaires, qui ont permis de faire l'inventaire des virus existants dans le pays (Boche et al., 1974, Brès et al., 1966a, Brottes et Salaun 1966, Brottes et al., 1966, 1969, Rickenbach et al., 1969, 1976, Salaun et Brottes 1967, Salaun et al., 1968, 1969a et b, Le Gonidec et al., 1978), et de faire la découverte de nouveaux virus (Brottes et al., 1969, Salaun et al., 1969a et b).

Pour la Côte d'Ivoire les résultats sont donnés par les équipes de Robin et al., 1968, 1971b.

En République Centrafricaine, les études menées à partir de 1965, permettaient de dresser l'inventaire des virus présents dans ce pays (Chippaux et Chippaux-Hippolite,

1965, Chippaux-Hippolite et al., 1965, 1969, Chippaux et al., 1969, Digoutte, 1968, Digoutte et N'Guyen Trung Luong, 1968, Digoutte et al., 1968, 1969a et b, 1973, Sureau et al., 1977, Boche et al., 1974, Gonzalez et al., 1979, 1983, ainsi que la description de virus nouveaux (Brès et al., 1966b, Digoutte et al., 1970, 1971, 1972, 1973 et 1974, Saluzzo et al., 1983 et 1984).

En Haute Volta, ce sont les travaux de Saluzzo et al., 1984 qui ont mis en évidence les virus présents dans ce pays.

Toutes ces études ont permis de mettre en évidence la circulation des différents virus de ces pays, de suivre les différentes épidémies et d'en tracer un schéma épidémiologique général, particulièrement pour ceux qui intéressent la santé humaine. Les isolements des virus à partir de moustiques, ont permis de mettre en évidence les relations qui existent entre vecteurs, virus et hôtes au cours des différentes épidémies.

C'est ainsi qu'au Sénégal, différentes épidémies ont pu être mises en évidence par l'isolement du virus chez le vecteur et ou chez l'hôte vertébré. Ce fut le cas de l'épidémie de fièvre jaune dès 1965 (Chambon et al., 1965, Brès et al., 1966b, Cornet et al., 1968a, 1979, Salaun et al., 1981).

En Côte d'Ivoire, les études des épidémies de fièvre jaune ont été faites par les équipes de Brès et al., 1965, Chippaux et al., 1975, 1981, Cordellier et al., 1982a et Lhuillier et al., 1985.

Les résultats du Burkina Faso sont résumés dans les travaux des équipes Compaore et Sentillhes 1970, Roux et al., 1984, Baudon et al., 1984, 1986.

Les études portant sur la bioécologie des vecteurs ainsi que les isolements du virus de la fièvre jaune chez les vecteurs permettent de tirer des conclusions à partir de ces résultats sur les conséquences épidémiologiques. Gayral et Cavier, 1971, Hamon et al., 1971 et Cordellier et al., 1974, 1976 et 1977 donnent une synthèse des résultats concernant les vecteurs de la fièvre jaune en Afrique. Au Sénégal ces informations ont été fournies par les travaux des équipes Cornet 1967, 1985, Cornet et al., 1967, 1975, 1978a, b et c, 1979a et b, Cornet et Chateau, 1974 et Ferrara et al., 1984. Pour la Côte d'Ivoire les résultats sont exposés dans les travaux de Chippaux et al., 1975, Cordellier, 1978, Cordellier et Akoliba, 1981 et Cordellier et al., 1982a. Au Cameroun, ce sont en particulier les travaux de Germain et al., 1972a et b, 1973, 1974, 1977, 1979 et 1980, Rickenbach et al., 1971 et 1972. En Centrafrique ce sont les équipes Cordellier et Geoffroy, 1972, Pajot 1972, 1973, 1975a et b, 1976 et 1977, Germain et al., 1974, 1975, 1976a et b, 1977, 1978 et Hervé et al., 1976, 1977, Geoffroy 1982, Saluzzo et al., 1979, qui ont effectuées ces études. Au Burkina Faso ces travaux sont résumés dans les résultats présentés par Hamon et al., 1971, Hervy et Simonkovich, 1977, Hervy et al., 1979.

Au cours de ces études le virus de la dengue a été isolé chez les hôtes vertébrés aussi bien que chez le vecteur, avec la mise en évidence d'épidémie et ou d'épidémie. Au Sénégal le virus a été isolé en 1980 par Robin et al., et par Saluzzo et al., 1986a et b; puis Cornet et Hervy, 1985, Cornet et al., 1984, 1985 mettent en évidence une poussée épidémiologique avec isolement du virus chez des moustiques et chez un singe, ce qui leur permet d'en tirer des considérations épidémiologiques. La circulation de ce virus a été mise en évidence en Côte d'Ivoire par Cordellier et al., 1983, Roche et al., 1983, ainsi qu'au Burkina Faso par Roche et al., 1983, Hervy et al., 1984 et Gonzalez et al., 1984.

Des épidémies faisant intervenir d'autres virus ont pu être mises en évidence. Au Sénégal ce sont les épidémies à virus Chikungunya en 1966, 1969 et 1975 (Roche et Robin 1967, Cornet et al., 1968b, 1979b), Zika en 1973 et 1976 (Cornet et al., 1979b) et Bouboui en 1973. En Haute Volta une épidémie à Zika a été mise en évidence en 1978 (Hervy et al., 1980) et en 1984 (Robert et al., 1993). Ces virus ont été isolés chez les vecteurs capturés en fin de saison des pluies de l'année précédant la poussée épidémiologique; ils se sont maintenus sur place durant la saison sèche et ont été remis en circulation au début de la saison pluvieuse.

1.2.3. Discussion.

Ces études ont contribuées pour une grande part à l'élaboration d'un modèle structural de la fièvre jaune en Afrique de l'Ouest. C'est ainsi qu'une notion nouvelle a été définie, celle de vecteur-réservoir (la durée de la disponibilité du virus chez les hôtes vertébrés qui présentent une viremie trop brève (2 à 5 jours), donc une durée brève de disponibilité du virus contre quelques dizaines de jours chez les moustiques qui joueront le rôle de vecteur-réservoir, car une fois infecté, le moustique le restera toute sa vie). Certains vecteurs en particuliers les *Aedes* seront à même de transmettre le virus amaril à leur descendance par voie transovarienne (Cornet et al., 1979a), ce qui permettra au virus de traverser la saison sèche en particulier en zone de savane. La prise en considération de tous ces éléments a conduit à proposer un schéma de circulation du virus comportant plusieurs phases: aire d'endémicité, foyer naturel, zone d'émergence endémique, aire d'épidémicité, le tout organisé selon une double dynamique, spatiale et temporelle (Germain et al., 1978, 1981 et 1982). Ces auteurs l'expliquent ainsi: l'ensemble de l'espace géographique dans lequel la circulation selvatique primaire du virus FJ ou YF est écologiquement possible constitue l'aire d'endémicité amarile. Dans les savanes parcourues de galeries forestières qui occupent la partie marginale de celles-ci, la circulation du virus apparaît instable; elle s'exprime sur le mode épidémiologique ou enzooépidémiologique, suivant des rythmes géographiquement variables, fortement tributaires de la densité simienne et de la durée moyenne de la saison des pluies.

En chaque lieu considéré, l'éventuelle circulation du virus atteint son maximum d'amplification pendant la seconde moitié de la saison pluvieuse et en tout début de saison sèche, prenant alors un aspect paroxystique (que l'on ne retrouve pas en forêt, où le peuplement culicidien est plus dispersé) qui porte à leur maximum d'acuité les risques de contamination selvatique de l'homme. Cette marge géographique comprend la mosaïque forêt-savane, les savanes indifférenciées de type semi-humide et, au moins en partie ou périodiquement, les savanes différenciées soudanaises. Son statut épidémiologique particulier lui vaut de constituer, au sein de l'aire d'endémicité, la zone d'émergence de la fièvre jaune.

Au-delà de la zone d'émergence s'étend l'aire d'épidémicité, dans sa quasi-totalité hors d'atteinte de la circulation selvatique primaire: savanes indifférenciées de type relativement sec et sahel. Le virus n'y est qu'occasionnellement introduit, le plus souvent à partir de la zone d'émergence, par l'homme virémique. Le risque épidémique, corollaire de la non circulation habituelle du virus et de la forte prévalence d'*Aedes aegypti*, généralement lié au stockage domestique des eaux, y atteint son niveau le plus élevé. Sur la marge méridionale de l'aire d'épidémicité, des fluctuations de la limite nord de la zone d'émergence peuvent être à l'origine d'épidémie de type intermédiaire.

1.3. Les arbovirus du Sénégal.

Les investigations entomologiques étaient axées sur les arboviroses transmises par les moustiques et portaient sur la fièvre jaune (FJ) et les dengues (DEN) d'une part, et sur la fièvre de la vallée du Rift (RVF) d'autre part.

Une surveillance de la fièvre jaune était menée depuis 1972 dans une zone d'émergence du virus, la région de Kédougou (Sénégal Oriental). Elle a permis la mise en évidence de plusieurs épizooties de fièvre jaune et d'une de dengue 2 touchant les populations de singes, en soulignant l'importance locale de trois *Aedes* vecteurs: *Ae. luteocephalus*, *Ae. furcifer* et *Ae. taylori*. Parallèlement des études ont été menées sur la bioécologie de ces vecteurs majeurs, en particulier sur *Ae. furcifer* et *Ae. taylori* souvent confondus sous l'appellation de groupe "furcifer-taylori" (Ferrara et al., 1984, Hervy et al., 1985). Elles ont contribué à préciser les caractères morphologiques distinctifs de ces deux espèces et à mettre en lumière les responsabilités propres à chacune dans les cycles épidémiques étudiés. Les résultats des enquêtes entomologiques concernant les vecteurs dont les captures étaient effectuées mensuellement toute l'année, sont résumés dans le Tableau 1. Les moustiques récoltés se repartissent en 6 genres et 71 espèces. A partir de 1978 les données accessibles sur les vecteurs concernent les vecteurs potentiels de fièvre jaune qui sont les *Aedes*. Elles ne sont disponibles que dans les rapports d'activité

			1972		1973		1974		1975		1976		1977		TOTAL	
Grenes	Sous Genre	Espèces	Nombre	Lots												
Aedes	Diceromyia	<i>furcifer-taylori</i>	656	17	3554	311	3241	158	6454	233	2929	100	13470	456	30313	1265
	Stegomyia	<i>segypti</i>	487	20	434	418	1517	83	1018	49	725	28	756	32	4937	330
		<i>unilineatus</i>	8	4	71	5	167	15	126	10	35	7	69	10	476	51
		<i>simpsoni</i>	2	2	4	4	7	5	1	1	4	2	13	5	31	18
		<i>metallicus</i>	1	1	34	6	135	12	195	18	29	5	65	9	459	51
		<i>luteocapitatus</i>	698	19	1772	70	2548	134	4340	158	1696	60	5175	179	16129	620
		<i>groupe africanus</i>	67	6	64	14	45	46	-	-	-	-	-	-	176	29
		<i>africanus</i>	-	-	-	-	-	-	23	7	7	5	29	10	59	22
		<i>neoaficanus</i>	-	-	-	-	-	-	128	11	76	4	189	60	393	29
		<i>opok</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	6	2	6	2	
		<i>spicoargenteus</i>	-	-	17	3	8	3	1	1	-	-	-	-	26	7
		<i>dendrophilus</i>	-	-	3	1	-	-	-	-	-	-	-	3	1	
		<i>diengi n. sp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	1	
		<i>cozzi</i>	-	-	7	1	6	2	2	1	-	-	3	1	18	5
	Total Stegomyia		1163	52	2409	222	4434	263	5834	256	2572	111	6305	115	22714	1166
Aedimorphus		<i>vittatus</i>	1750	21	3083	105	3493	181	5083	181	3750	115	1263	49	18022	652
		<i>stokesi</i>	9	3	22	2	8	4	-	-	1	1	-	-	40	10
		<i>ergenteopunctatus</i>	49	3	534	6	91	4	2524	52	267	11	186	7	3651	83
		<i>mixtus+punctothorax</i>	-	-	24	2	17	2	6	2	5	1	-	-	57	7
		<i>tarsalis+felicis</i>	-	-	42	1	19	3	11	1	3	1	-	-	75	6
		<i>minutus</i>	727	11	632	8	597	8	714	22	839	31	12	2	3521	82
		<i>elboventralis</i>	-	-	10	1	53	4	79	5	60	5	131	5	333	20
		<i>cumini</i>	-	-	5	2	-	-	-	-	-	-	-	-	5	2
		<i>dalzielii</i>	468	5	2590	29	5974	71	13420	273	1625	57	3879	131	27956	566
		<i>fowleri</i>	164	4	135	3	57	5	240	9	28	5	106	3	730	29
		<i>hirsutus</i>	28	1	95	1	3	1	11	2	27	3	6	1	170	9
		<i>ochraceus</i>	-	-	7	1	-	-	22	2	-	-	-	-	29	3
	Total Aedimorphus		3195	48	7179	161	10312	283	22110	549	6205	230	5583	198	54584	1469
Mucidus		<i>sudanensis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	1	3	1
Friaya		<i>grahami</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	1	2	1	
Neomelaniconion		<i>longipalpis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	1	-	-
		<i>circumflexus</i>	-	-	3	1	-	-	-	-	-	-	3	1	-	-
		<i>jamotii</i>	7	1	8	1	-	-	-	-	-	-	15	2	-	-
	Total Aedes		5021	118	13150	696	17988	705	34398	1028	11706	441	25372	918	107635	3906
Eretmapodites	Eretmapodites	<i>chrysogaster</i>	38	5	56	4	70	4	2	2	51	3	-	-	217	18
		<i>quinquevittatus</i>	6	3	265	12	13	8	34	7	7	2	3	2	328	34
		<i>s.p.</i>	25	4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	25	4
	Total Eretmapodites		69	12	321	16	83	12	36	9	58	5	3	2	570	56
Mansonia	Mansonioides	<i>uniformis</i>	37	3	150	3	3	1	64	6	33	4	66	4	353	21
		<i>africana</i>	20	2	172	3	54	3	56	5	126	10	96	6	524	29
	Total Mansonia		57	5	322	6	57	4	120	11	159	14	162	10	877	50
Coquillettidia	Coquillettidia	<i>maculipennis</i>	4	1	2	1	-	-	-	-	-	-	-	-	6	2
Culex	Culex	<i>tigripes</i>	8	2	12	1	6	2	-	-	-	-	-	-	26	5
		<i>inconspicuus</i>	28	3	-	-	3	1	-	4	1	-	-	-	35	5
		<i>nebulosus</i>	-	-	4	1	5	1	-	-	-	-	-	-	9	2
		<i>macfieei</i>	-	-	-	-	7	2	-	-	-	-	-	-	7	2
		<i>pooecipes</i>	-	-	7	2	3	1	12	2	13	3	22	2	57	10
		<i>bitaeniorhynchus</i>	-	-	12	3	-	-	-	-	-	-	-	-	12	3
		<i>ethiopicus</i>	5	1	8	2	-	-	-	-	-	-	-	-	13	3
		<i>annulioris</i>	19	3	39	2	30	4	166	5	-	-	33	2	287	16
		<i>neavei</i>	33	2	16	2	-	-	5	1	-	-	-	-	54	5
		<i>simpsoni</i>	3	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	1
		<i>fatigans</i>	4	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	1
		<i>+ pertusus</i>	357	10	440	10	391	12	70	7	23	6	56	5	1337	50
		<i>weschei</i>	25	1	69	1	6	2	-	-	-	-	-	-	100	4
		<i>guaraci</i>	12	1	43	2	5	1	6	2	-	-	-	-	66	6
		<i>ingrami</i>	4	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	1
		<i>grahami</i>	-	-	-	-	5	1	2	1	-	-	-	-	7	2
		<i>moucheti</i>	4	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	1
	Total Culex		502	27	650	26	461	27	261	18	40	10	111	9	2045	117
Mimomyia	Mimomyia	<i>mimomyialiformis</i>	5	1	-	-	7	1	-	-	-	-	-	-	12	1
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>balfouri</i>	102	4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	102	4
		<i>alboabnormalis</i>	4	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	1
		<i>bilineata</i>	6	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	6	1
		<i>mayeri</i>	21	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	21	2
		<i>nigromaculata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	67	4
	Total Uranotaenia		195	11	-	-	5	1	-	-	-	-	-	-	200	12
Anopheles	Anopheles	<i>coustani</i>	136	6	535	7	619	24	2524	56	298	14	397	14	4509	121
	Celia	<i>brunnipes</i>	-	-	-	-	-	-	6	1	-	-	-	-	6	1
		<i>nili</i>	275	4	959	11	112	4	870	20	1467	51	262	10	3945	100
		<i>domiculus</i>	16	2	48	3	18	2	57	5	3	1	7	2	149	15
		<i>flavicosta</i>	3	1	49	2	11	2	80	5	8	2	10	2	161	14
		<i>freetownensis</i>	3	1	5	1	11	1	3	1	13	1	-	-	35	5
		<i>funestus</i>	467	5	845	10	311	7	652	17	783	28	168	7	3226	74
		<i>brohieri</i>	10	2	198	5	84	5	699	16	32	4	38	3	1061	35
		<i>complex gambiae</i>	148	5	651	9	1088	15	1848	45	733	26	809	27	5277	127
		<i>rufipes</i>	9	3	84	4	112	4	335	9	-	10	2	-	49	5
		<i>pharoensis</i>	-	-	26	11	-	-	15	2	8	2	-	-	23	2
		<i>squamulosus</i>	-	-	-	-	-	-	23	2	-	-	-	-	23	2
	Total Anopheles		1067	29	3400	53	2366	64	7112	179	3345	129	1701	67	18991	521
	TOTAL GENERAL		6920	204	17845	798	20967	814	41927	1245	15308	599	27349	1006	130316	4666

Tableau 1: Répartition annuelle des culicides récoltés et nombre de lots constitués et inoculés de 1972 à 1977.

annuelle de l'Institut Pasteur. Dès 1985, tous les résultats des captures sont disponibles sous forme de tableaux consultables sur le Rapport Annuel de fonctionnement de l'Institut Pasteur de Dakar de 1986 à 1989. Les captures étaient effectuées de Juillet à Décembre (6 mois). Par la suite par manque de personnel et la diminution des financements, les captures ne sont plus effectuées que pendant la période Juillet-Novembre (5 mois), qui englobe la saison des pluies, ainsi que par un seul entomologiste une fois sur deux. Les résultats virologiques obtenus jusqu'à mon intégration dans ce programme sont résumés dans le Tableau 2.

De Septembre 1989 à Décembre 1995 nous avons participé à l'Institut Pasteur de Dakar, aux activités du laboratoire ORSTOM de Zoologie Médicale, dans le cadre des programmes des études de l'écologie des arbovirus à vecteurs culicidiens. Nous avons été informés des programmes qui se déroulaient sur le terrain, des connaissances déjà acquises, pour nous permettre d'avoir une idée personnelle des programmes en cours d'exécution, et ainsi de pouvoir imaginer la poursuite de ceux-ci dans une optique d'amélioration des conditions de mission, suite à la réduction des financements et surtout du personnel.

Notre première participation dans les programmes du Laboratoire ORSTOM de Zoologie Médicale de l'Institut Pasteur s'est effectuée au cours d'une mission à Dakar Bango, quartier de la ville de Saint-Louis où s'effectuait l'étude des vecteurs dans le cadre du programme mis en place suite à l'épidémie de la fièvre de la vallée du Rift, en Février 1990. Les missions étaient mensuelles et nous avons participé à celles-ci une fois sur deux. Notre seconde et dernière mission sur ce site a été effectuée en Avril 1990.

La fièvre de la vallée du Rift, habituellement zoonose du petit bétail, s'est manifestée sous une forme épidémique grave dans le delta du fleuve Sénégal, régions de Saint-Louis (Sénégal) et Rosso (République Islamique de Mauritanie), en 1987-1988. L'étude de cette arbovirose est devenue une priorité qui a conduit à mettre en place un programme de recherche entomologique dont les premières enquêtes ont été réalisées en 1988. Les résultats concernant les culicides récoltés en 1988 et 1989 sont résumés dans le Tableau 3. Les vecteurs de ce virus sont des moustiques principalement zoophiles, il a donc fallu adapter les moyens de capture des Culicidae propres à prélever des échantillons représentatifs des populations de vecteurs existantes: pièges lumineux associés au CO₂, pièges à appâts animaux.

La première mission que nous avons effectuée dans le cadre de la surveillance de la fièvre jaune qui est menée dans une zone d'émergence du virus, la région de Kédougou (Sénégal Oriental), a été faite fin Juin 1990. Cette mission comparativement aux missions des années 1988 et 1989, s'est effectuée avec deux entomologistes, pour notre mise en contact avec la zone d'étude.

		Les virus de la région de Kédougou																		
		1972	1973	1974	1975	1976	1977	1978	1979	1980	1981	1982	1983	1984	1985	1986	1987	1988	1989	TOTAL
Alphavirus	Semliki Forest	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
	Chikungunya	2	0	0	40	0	0	0	41	0	0	0	30	0	0	0	0	1	1	5
	Babanki	0	3	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4
	Middleburg	0	0	1	9	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	11
	Ndumu	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3
Flavivirus	Bagaza	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0	1	4	11
	Wesselsbron	0	0	2	2	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	2
	Usutu	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
	Yaoudé	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3
	West Nile	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
Bunyavirus	Bouboui	2	12	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	14
	Fièvre jaune	0	0	0	0	1	69	59	2	0	0	0	27	0	0	0	121	0	1	280
	Zika	1	18	0	0	19	0	0	25	47	2	0	0	22	15	10	60	27	29	275
	Kédougou	1	0	0	1	0	3	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	1	9
	Dengue 2	0	0	1	0	0	0	0	0	0	212	2	0	0	0	0	0	0	43	258
Phlebovirus	Bunyamvera	0	0	5	0	3	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	9
	Sokwe	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2
	Ngari	0	0	0	0	0	0	0	3	2	0	2	0	0	0	0	0	0	0	7
	Simbu	0	0	1	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3
	Bwamba	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	3	0	1	0	0	0	0	0	5
Bun. like	Pongola	0	1	0	3	1	1	0	1	0	0	1	4	0	2	0	2	0	0	16
	Eret 7	0	0	3	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	9
	RVF (Zinga)	0	0	3	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	5
	Tataguine	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3
	Gomoka	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1
Orbivirus	Orungo	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
	Ndellé	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
	Fadiga	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1
	TOTAL	6	34	18	69	26	74	60	73	50	216	9	63	24	26	10	184	30	90	1062

Tableau 2: Les souches virales isolées dans la région de Kédougou de 1972 à 1989.

			1988		1989		1990	
Genre	Sous Genre	Espèces	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles ziemanni</i>	347	8	4346	64	1961	32
	Cellia	<i>Anopheles gambiae</i>	13	4	0	0	0	0
		<i>Anopheles melas/gambiae</i>	1	1	432	22	212	10
		<i>Anopheles pharoensis</i>	284	9	1792	50	1871	34
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	0	0	0	7	2
Total Anopheles			645	22	6570	136	4044	76
Aedeomyia	Lepiothauma	<i>Aedeomyia africana</i>	0	0	1	1	4	3
Total Aedeomyia			0	0	1	1	4	3
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes chambonii</i>	0	0	634	10	2	1
		<i>Aedes hirsutus</i>	0	0	1	1	0	0
		<i>Aedes irritans</i>	1248	28	10628	121	18609	193
		<i>Aedes minutus</i>	0	0	12	4	0	0
		<i>Aedes mmutilus</i>	0	0	22	3	0	0
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	1	1	0	0
		<i>Aedes soudanensis</i>	7	1	80	12	0	0
	Stegomyia	<i>Aedes aegypti</i>	1	1	28	4	0	0
		<i>Aedes metallicus</i>	0	0	17	3	0	0
Total Aedes			1256	30	11423	159	18611	194
Culex	Culex	<i>Culex antennatus</i>	8427	97	58890	607	37324	380
		<i>Culex bitaeniorhynchus</i>	0	0	49	11	1	1
		<i>Culex gr. decens</i>	5	1	88	13	19	6
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	0	7	1	0	0
		<i>Culex neavei</i>	451	10	1110	39	4848	62
		<i>Culex poicilipes</i>	4224	60	22592	287	55354	560
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	0	0	252	10	98	10
		<i>Culex gr. sitiens</i>	5228	102	80590	834	227	11
		<i>Culex tritaeniorynchus</i>	24640	350	149571	1515	22737	232
	Lutzia	<i>Culex tigripes</i>	0	0	2	2	0	0
Total Culex			42975	620	313151	3319	120608	1262
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Mansonia africana</i>	2	1	3	3	3	3
		<i>Mansonia uniformis</i>	20745	215	13338	158	1650	29
Total Mansonia			20747	216	13341	161	1653	32
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia mediolineata</i>	0	0	121	14	32	5
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	0	0	0	0	1	1
		<i>Mimomyia splendens</i>	0	0	8	4	4	1
Total Mimomyia			0	0	129	18	37	7
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia sp.</i>	0	0	30	1	30	1
		<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	3	2	106	8
		Total Uranotaenia	0	0	33	3	136	9
Total femelles sauvages:			65699	891	344648	3797	145070	1587

Tableau 3: Résultats des captures de moustiques à Dakar-Bango (Saint-Louis) de 1988 à 1990.

CHAPITRE II: MATÉRIEL ET MÉTHODES

Deux objectifs principaux ont été définis pendant la période de mon affectation au Sénégal: c'était d'une part d'affiner les stratégies de surveillance dans le cadre des études qui avaient été entreprises en 1972 dans la région de Kédougou, par la mise en place d'une nouvelle méthodologie qui permettrait d'obtenir à un moindre coût (personnel et matériel), le maximum de renseignements sur la circulation des arbovirus et en particulier de la fièvre jaune; et d'autre part de mettre en place l'étude des vecteurs de la fièvre de la vallée du Rift, dont la récente épidémie-épizootie qui s'était manifestée dans la vallée du fleuve Sénégal, régions de Saint-Louis (Sénégal) et Rosso (République Islamique de Mauritanie), en 1987-1988, avait surpris la communauté scientifique par son ampleur et sa sévérité inconnues jusque là.

Dans ce travail, sont présentés les résultats obtenus depuis le début de ma participation au programme de recherche sur les arbovirus au Sénégal, qui sont le fruit du travail de toute une équipe, sans oublier de rappeler les résultats importants obtenus antérieurement. Notre équipe proposait d'inventorier:

- les vecteurs potentiels appartenant aux deux zones d'étude (nous devions tenir compte de tous les maillons du travail de recherche: la récolte raisonnée du matériel entomologique sur le terrain et les mises en lots; les recherches taxonomiques et biologiques; la mise en forme et l'analyse des données. Aucun des maillons de cette étude ne peut être négligé sans nuire à la finalité scientifique de l'ensemble).
- les espèces virales transmises dans les deux zones.
- la biologie des vecteurs et les cycles de transmission des arbovirus émergents* ou réémergents**

2.1. Présentation générale.

Les études menées au Sénégal sur les arbovirus en 1990 se faisaient dans deux stations. La première station est celle de Kédougou où depuis 1972 s'effectue une surveillance de la circulation du virus de la fièvre jaune. Cette surveillance a dû être allégée par manque de personnel et la diminution des financements qui ont incité l'équipe à faire les missions à des périodes choisies pour leur intérêt épidémiologique. Les missions se déroulaient en cinq séries de captures: Avril, Mai, Juillet, Octobre et Novembre sur des périodes de 10 jours. Nous les avons raccourcies et surtout complétées

* Les maladies infectieuses "émergentes" peuvent être définies comme des infections nouvellement apparues au niveau de la population ou dont l'incidence ou la portée géographique s'accroît rapidement.

** Les maladies réémergentes sont des maladies qui réapparaissent après une période de silence clinique dans une zone ou une population données. La réémergence de certaines maladies, est souvent le fait du mauvais fonctionnement des mesures de santé publique.

par des techniques nouvelles de capture beaucoup plus adaptées à la capture des échantillons les plus représentatifs des populations de vecteurs.

Notre but était de montrer que même réduites à 6 jours de capture, les missions effectuées sur les mois de Juillet, Octobre et Novembre, donneraient des résultats suffisants pour mettre en évidence une épizootie, même modeste. Ce choix a été fait au vu des résultats des années précédentes en choisissant la saison des pluies et les mois où le maximum des isolements de souches virales ont été faits. Il correspond à la période de transmission, en tenant compte du fait que c'est la période d'amplification maximale du virus. Ceci afin de pouvoir confirmer le bien fondé du choix de cette saison et des mois, au vu des prochains résultats. Nous voulions de même confirmer la périodicité des épizooties et tenter d'exploiter nos résultats à des fins prédictives pour les épidémies de fièvre jaune en Afrique de l'Ouest en se basant sur la zone de Kédougou qui fonctionnerait comme une zone de surveillance et d'alerte, et dont les résultats des isolements virologiques (basée sur l'acquisition rapide des résultats des isolements) permettraient de déclencher le signal d'alarme sur les risques d'épidémies afin de parvenir de faire jouer la prévention.

Le programme d'étude de la fièvre de la vallée du Rift conduit dans la basse vallée du fleuve Sénégal, avait permis de récolter en 1989, 344.301 moustiques et en 1990, 145.070. Les moustiques récoltés sont en majorités représentés par des *Culex*, qui constituent à eux seuls 120.608 individus, représentant 85,72% des captures. Les *Culex* qui sont de loin les espèces dominantes, ne pourront intervenir dans une épizootie de la fièvre de la vallée du Rift qu'après l'amplification de la circulation virale. Ils ne constituent pas les meilleurs vecteurs de cette arbovirose. Par contre les *Aedes* qui permettent d'envisager une transmission transovarienne du virus sont presqu'absents (3%), ce qui nous a permis d'exclure cette zone de ce type d'étude. Ces faits nous ont incité à prospecter une zone qui serait plus favorable à la transmission de ce virus. C'est dans le cadre d'un projet d'étude extensif de la transmission de la fièvre de la vallée du Rift au Sénégal, conjointement réalisé en partenariat par l'ORSTOM, l'Institut Pasteur de Dakar et l'ISRA (Institut Sénégalais de Recherche Agronomique), que j'ai effectué une mission de repérage sur le terrain en Avril 1990. Elle m'a permis de choisir le site de Barkedji, situé dans la région du Ferlo. Cette région est constituée d'un réseau de vallées mortes, dont le lit du fleuve fossile Ferlo présente en saison des pluies une successions de mares et de bas-fonds humides favorables aux éclosions massives, permettant à de grandes quantités de moustiques d'amplifier la circulation du virus. De plus le choix de Barkedji comme site d'étude, se justifie par le fait qu'il n'est pas trop éloigné de Dakar, et qu'il se situe dans une zone où une étude sérologique de l'enzootie chez les petits ruminants, a mis en évidence une séro-prévalence qui présente une grande variabilité de l'Est vers l'Ouest. Cette étude a même prouvé l'existence d'animaux infectés dans tout le

Sénégal, avec des différences significatives des taux de prévalence entre le Sud et le Nord du pays.

L'Institut Pasteur de Dakar qui héberge le Centre Collaborateur O.M.S. de Référence et de Recherche sur les Arbovirus, a pour mission sans nous étendre sur ses autres attributions, l'identification et l'étude des virus provenant de tout le pays et qui sont isolés à Dakar. C'est dans ce cadre qu'une collaboration très étroite s'est créée entre le service de virologie et les entomologistes de l'ORSTOM pour étudier, inventorier et mettre en évidence la circulation des virus et d'élucider leur cycle. L'Institut Pasteur participe aux enquêtes épidémiologiques sur le terrain et recherche la présence de virus dans tous les pools de moustiques fournis par les équipes d'entomologistes. Ces derniers étudient la bioécologie des vecteurs, par des récoltes raisonnées du matériel entomologique sur le terrain, puis leur identification et leur mise en lots monospécifiques. Le tout est complété par des recherches sur la taxonomie et la biologie. Les données sont mises en forme et analysées pour la compréhension des cycles épidémiologiques des arbovirus.

De nombreuses souches de virus ont été identifiées au centre de référence, et depuis 1990, année où nous sommes intervenus en tant que chercheur, des souches nouvelles ont été isolées et des vecteurs nouveaux répertoriés. Des virus tel que Bagaza, West Nile, Dengue 2 et Rift Valley Fever, avaient déjà été isolés dans la région de Kédougou, en petit nombre de moustiques de 1972 à 1989, Bagaza (9), West Nile (1) et Rift Valley Fever (3). Ils seront retrouvés après 1989 en grand nombre chez les moustiques: Dengue 2 (244), et isolés chez l'homme concomitamment à une épidémie, le virus de la fièvre jaune était régulièrement isolé au cours d'épidémies qui sont les signes précurseurs d'épidémies en Afrique de l'Ouest.

Les vecteurs culicidiens en particulier ceux de la région de Kédougou ont été particulièrement bien étudiés. La station de Barkedji sélectionnée par moi-même, où s'effectue l'étude de la circulation du virus de la RVF a permis outre la connaissance de la population culicidienne de cette zone, et l'étude préconisé par D. Fontenille des populations de phlébotomes qui sont récoltés en grand nombre, permettant l'isolement pour la première fois en Afrique de l'Ouest de virus de phlébotomes ainsi que la mise en évidence de nouveaux virus. Cette partie de recherche est effectuée en collaboration avec l'Université Cheikh Anta Diop de Dakar, précisément avec le Professeur Jean Trouillet, dont un étudiant Yamar Bâ, étudie les phlébotomes. Son travail consiste, lors de nos missions à récolter des phlébotomes, à étudier la dynamique des populations au cours de l'année et à mettre au point une clé d'identification utilisable sur le terrain, car au début de notre étude nous ne mentionnions ces diptères que sous le nom de "Phébotomes sp".

2.2. Les zones d'étude.

2.2.1. Kédougou.

Le choix de la région de Kédougou a été dicté par le fait que peu de temps avant l'épidémie de Diourbel en 1965, des enquêtes sérologiques avaient attiré l'attention sur la zone de Kédougou, au Sénégal Oriental, où il était évident que le virus amaril avait circulé très récemment (Brès et al., 1965). Les enquêtes qui suivirent en 1968 (Cornet et al., 1968) et en 1970 et 1971 (Le Gonidec et Dhiver, 1973), confirmèrent cette circulation. La décision fut prise en 1972, d'installer une station d'étude de brousse à Kédougou (Taufflieb et al., 1973).

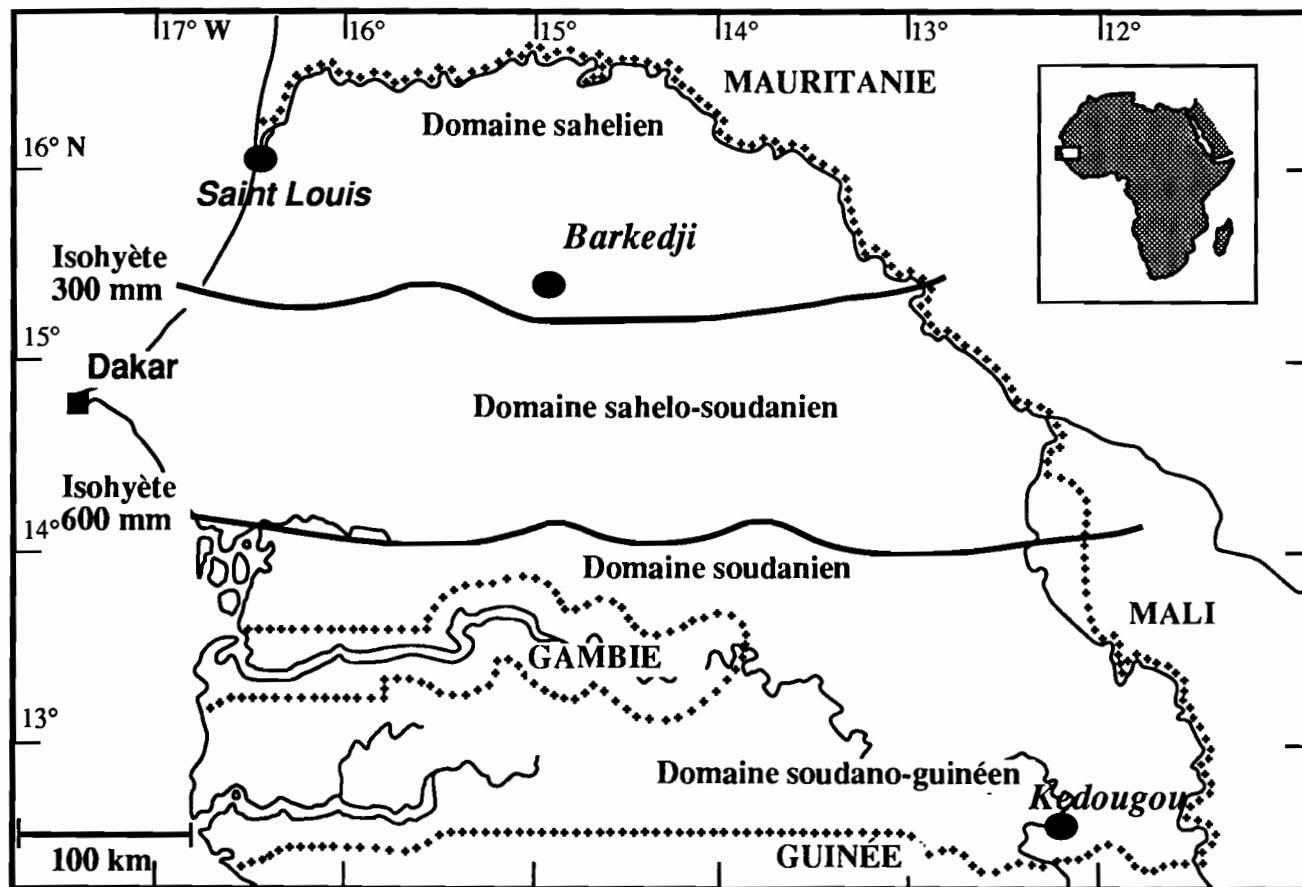
La zone de Kédougou est située à l'extrême Sud-Est du Sénégal, dans la région administrative du Sénégal Oriental à 12°33' de latitude Nord et 12°11' de longitude Ouest. Elle est limitée au Sud par la Guinée, à l'Ouest par le département de Tambacounda, à l'Est par le Mali. Elle s'étend sur une superficie de 16.896 Km².

C'est une région de collines et de falaises au relief assez accentué contrastant fort avec la vaste plaine basse et monotone que constitue le reste du Sénégal. Ces collines représentent les derniers contreforts septentrionaux du Fouta Djalon, massif montagneux élevé situé plus au Sud en Guinée. Certaines de ces collines atteignent 500 mètres (Carte 1).

Le département de Kédougou se situe entre les isohyètes 1.200 et 1.300. La pluviométrie y est relativement élevée: 1.360 mm, avec des amplitudes de 1.525 à 924 mm suivant les années, selon les observations s'étendant de 1887 à 1927. De 1931 à 1960 (Documents ASECNA: Agence pour la Sécurité de la Navigation Aérienne, Dakar), la moyenne annuelle a été plus basse: 1.256 mm. La saison des pluies dure cinq à six mois. Elle débute au mois de Mai ou en Juin selon les années, avec des précipitations espacées dans le temps. Elles se régularisent de Juillet à Septembre, se raréfient en Octobre, pour s'arrêter en Novembre.

La température moyenne est de 28,3°C, avec un maximum mensuel moyen de 33° en Avril, et un minimum mensuel moyen de 25,2° en Janvier.

Il est traversé du Nord au Sud, puis d'Est en Ouest par une rivière permanente, la Gambie, qui reçoit de très nombreux affluents, dont le plus important dans notre zone d'étude est la Thiokoye. Ces affluents cessent de couler au fur et à mesure qu'avance la saison sèche, mais dans leur lit subsistent des mares qui entretiennent sur leur pourtour une végétation assez dense. Cette région constitue une transition entre la forêt et la savane; elle appartient au domaine phytogéographique soudano-guinéen, avec de belles forêts sèches, des galeries forestières étroites mais nombreuses, et des savanes boisées (Adam,



Carte 1: Situation géographique de Kedougou et de Barkedji

1965). Le couvert végétal est formé de deux strates: l'une herbacée, dense à dominance de graminées et l'autre arborée riche et variée.

La zone de Kédougou demeure la région de prédilection des espèces animales qui se sont raréfiées dans la plupart des autres régions du Sénégal. La diversité de la faune va des grands herbivores (Elan de Derby, Buffle, Hippotrague...), aux insectivores (Hérissons et Musaraignes), Chiroptères (chauve-souris), Lagomorphes (lièvre) en passant par les fauves (Lion, Lycaon, Panthère, Hyène tachetée), les petites antilopes (le Masewel, le Guib harnaché, l'Ourébi...) et les rongeurs (ordre des Myomorphes).

Les primates sont particulièrement bien représentés au niveau de quatre espèces: les babouins ou cynocephales (*Papio anubis*), les patas (*Erythrocebus patas*), les cercopithèques (*Cercopithecus aethiops sabaeus*) et les chimpanzés (*Pan satyrus*). Les Galagos sont peu représentés (*Galago senegalensis*).

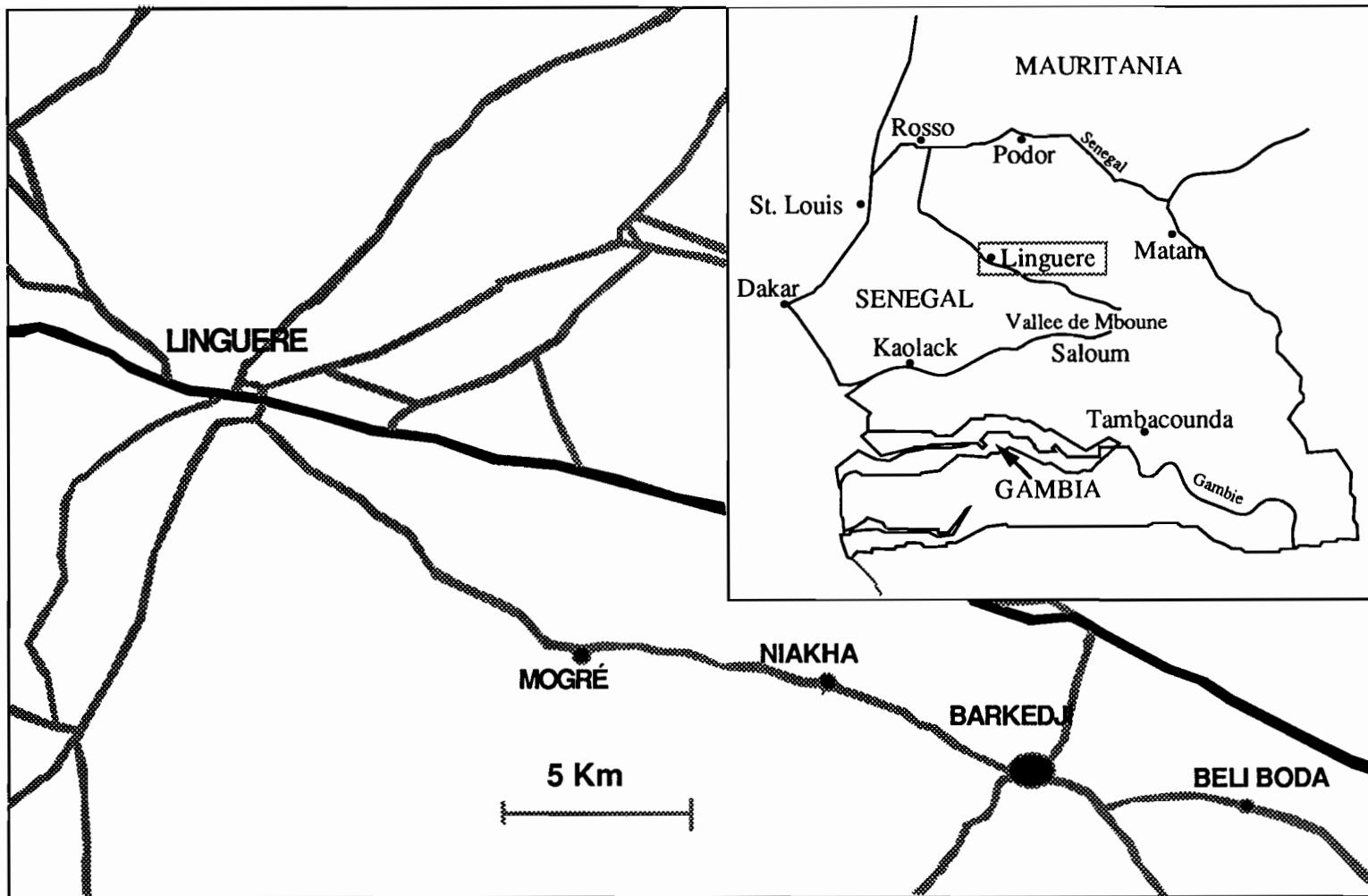
Les animaux domestiques sont représentés par des bovins de race N'dama (trypanotolérants), d'ovins, de caprins et de volaille.

La région de Kédougou compte une population de 71.573 habitants. Elle est essentiellement rurale (84%) et très clairsemée: 2,5 habitants au km² pour l'ensemble du Sénégal Oriental, répartie dans de petits villages dispersés. Seule la ville de Kédougou est une agglomération de quelque importance. Cette population est composée de Peuhls sédentarisés, de Malinkés, de Bedicks, de Bassaris, de Badirankés et de diverses ethnies du groupe linguistique Mandé comme les Diakhankés. Ils vivent d'une agriculture primitive et d'un élevage qui tende actuellement à se développer.

2.2.2. Barkedji.

La sous préfecture de Barkedji est située dans la région centre du Sénégal entre 15°17' de latitude Nord et 14°17' de longitude Ouest, dans la région administrative de Louga, appartenant au département de Linguère. Elle est limitée à l'Est par Ourossogui, à l'Ouest par la commune de Linguère, au Nord par Dodji et au Sud par les villes de Khaffrine, Koupentoum et Gossas. Elle s'étend sur une superficie de 8.407 km² (Carte 1 et 2).

Le climat y est de type sahélien, Barkedji étant situé juste au dessus de l'isohyète 300. Il se caractérise par la présence de deux saisons: une saison des pluies dite "hivernale" qui dure de Juin-Juillet à Octobre, et une saison sèche de Novembre à Mai-Juin selon les années. La pluviométrie annuelle extrêmement irrégulière est inférieure à 500 mm et varie entre 300 et 400 mm. Les précipitations sont à l'origine de la relative humidité observée entre juillet et octobre avec des minima supérieurs à 30% et des maxima supérieurs à 90%. Au cours de la saison sèche, des variations hygrométriques



Carte 2: La région de Barkedji

considérables sont observées tout au long de la journée avec des maxima vers le lever du jour et des minima en début d'après-midi.

Les températures généralement élevées sont liées aux vents d'harmattan et à la forte continentalité du Ferlo. Elles varient dans le temps avec les saisons, notamment avec les pluies qui les abaissent. Les températures moyennes minimales sont en général enregistrées en décembre (18°C), Janvier (15°C), Février (18°C). Les maxima thermiques moyens sont observés en Avril (39°C), Mai (40,3°C) et Juin (38,9°C). Les pluies atténuent les températures qui oscillent entre 25 et 30°C.

Le relief est dans son ensemble plat. Les altitudes extrêmes avoisinent les 100 mètres pour les zones les plus hautes et sont d'environ 10-15 mètres pour les basses zones que sont les vastes plateaux qui le composent. La région est parsemée de dépressions argileuses à l'origine de mares temporaires, qui se remplissent pendant la saison des pluies.

Il n'existe pas de système hydrographique pérenne dans cette région. Le réseau des vallées mortes du Ferlo débouche sur le lac de Guiers, et constituent les vallées fossiles, reliques de cours d'eau anciens.

Cette région appartient au domaine sahélien, caractérisé par le manque d'eau. La végétation est composée de deux grands ensembles de paysages végétaux. La strate arborée est constituée de savane arbustive sahélienne, composée d'épineux dont les espèces dominantes sont : le soump (*Balanites aegyptiaca*), le verek (*Acacia senegal*), et le jujubier (*Zizyphus mauritiana*). Celles qui surplombent les mares temporaires sont le nep-nep (*Acacia nilotica adansonii*), le sing (*Acacia radiana*) et le gonakier (*Acacia nilotica nilotica*). La pseudo-steppe qui couvre le sol est composée de Graminées et de Dicotyledones où dominent le cram-cram (*Cenchrus bifloris*), la renoncule des champs ou pied de corbeau (*Dactyloctenium aegyptium*), le séné (*Cosia tora*) etc... Au cours de "l'hivernage" les mares temporaires sont progressivement recouvertes par des plantes aquatiques comme les nénuphars (*Nymphaea lotus*), les lentilles d'eau (*Lemna sp*), et les laitues d'eau (*Pistia stratiotes*), qui en fin de saison des pluies, transforment celles-ci en un tapis vert.

La diversité de la faune est conditionnée par l'adaptation à l'écologie de la région: une végétation assez pauvre et une saison sèche très longue. Les mammifères sont représentés par divers groupes de rongeurs dont les Lagomorphes (lièvres), les Sciromorphes (écureuils), les Myomorphes (*Arvicanthis niloticus*, *Taterillus pygargus*, *Taterillus gracillus*, *Mus musculus*, *Ratus ratus*, *Desmodilliscus braueri*), les carnivores comme les ratels (*Mellivora*), les chats sauvages (*Felis libyca*), les chacals communs (*Canis aureus*), les insectivores (hérissons) et les Chiroptères (chauves souris).

L'avifaune est très abondante et variée.

Les Amphibiens sont représentés par les genres *Rana* et *Bufo*.

Les reptiles sont représentés par les varans: *Varanus niloticus*, et *Varanus exanthematicus* qui sont très répandus, ainsi que différentes espèces de serpents et de lézards.

Les animaux domestiques sont représentés par le cheptel constitué de bovins, d'ovins et de caprins, d'équins (chevaux et ânes) et de la volaille.

Barkedji avec ses communautés rurales composées de quatre grands groupements de villages: Thiarny, Gassane, Thiel et Velingara, bien qu'occupant une superficie de 8.407 km², est seulement peuplé de 51.535 habitants. La densité y est très faible: 6,13 hbts/km². La population est composée à 90% de Peuhls, de Wolofs, de Serères; les Maures sont aussi représentés. L'activité principale est de type agro-pastoral. Les cultures sont des cultures vivrières pratiquées par les Wolofs et les Serères, l'élevage pratiqué par les Peuhls est de type extensif, et exige une activité nomadique pour la recherche de points de pâturage. Ces troupeaux de bovins sont considérés par leurs propriétaires comme un instrument de prestige social. Le petit bétail est plus facilement commercialisé. Les chevaux et les ânes servent surtout pour les cultures et le transport. Les femmes s'occupent de la vente du lait et du beurre. Des courants commerciaux s'établissent entre les différents villages grâce aux marchés hebdomadaires. Celui de Bakedji se tient chaque jeudi et permet aux habitants de vendre leurs productions et de se ravitailler en produits qui ne se trouvent pas sur place.

2.3. Techniques, méthodes et stratégies.

2.3.1. Généralités sur les arbovirus.

De nombreux virus parmi les agents pathogènes sont transmis par des vecteurs (ou disséminés par des arthropodes). Ces "arbovirus" (arthropod-borne-virus) sont capables de se répliquer dans des cellules de vertébrés (à sang froid ou chaud) et dans des cellules d'arthropodes. Ce sont des micro-organismes infectieux, filtrables, qui se reproduisent à partir de leur seul matériel génétique, en utilisant la "machinerie" cellulaire de leur hôte. Ils sont constitués d'une enveloppe protéique, d'une nucléocapside qui comprend le matériel génétique. Tous les arbovirus sont à ARN à l'exception de l'African Swine (ADN). Le catalogue international des arbovirus répertorie actuellement plus de 550 virus parmi lesquels 130 au moins sont capables d'infecter l'homme. Ils se rencontrent principalement dans les pays tropicaux et subtropicaux des continents asiatique, américain et africain. Les vecteurs impliqués dans la transmission sont par ordre d'importance décroissante: les Culicidae, les Ixodidae, les Phlebotominae, les Ceratopogonidae, les Argasidae. En santé publique, les virus les plus importants sont

ceux qui sont transmis par les moustiques (fièvre jaune, dengue...) et par les tiques (encéphalite verno-estivale, encéphalite japonaise, fièvre hémorragique de Crimée-Congo...).

Le vecteur s'infecte en prélevant l'agent pathogène à l'occasion de la prise d'un repas de sang sur un hôte infecté. Lorsque l'on suit le développement du parasite chez l'hôte arthropodien, on constate sur les titrages étaisés dans le temps, que les virus subissent d'abord une phase importante de destruction (autolimitation de l'infection), puis, après une phase d'éclipse, leur titre remonte rapidement pour demeurer en plateau (multiplication des virus). La réplication subie par le virus dans les cellules de l'arthropode est extrêmement importante (de 10^6 à 10^8). Le virus est alors disséminé dans tous les organes, en particulier dans les glandes salivaires. Le temps séparant le repas de sang de l'apparition du virus au niveau des glandes salivaires constitue l'incubation extrinsèque (6 à 12 jours). Le vecteur d'infecté, devient infectant et le restera toute sa vie. L'infection des ovaires peut se traduire par la possibilité d'une transmission transovarienne.

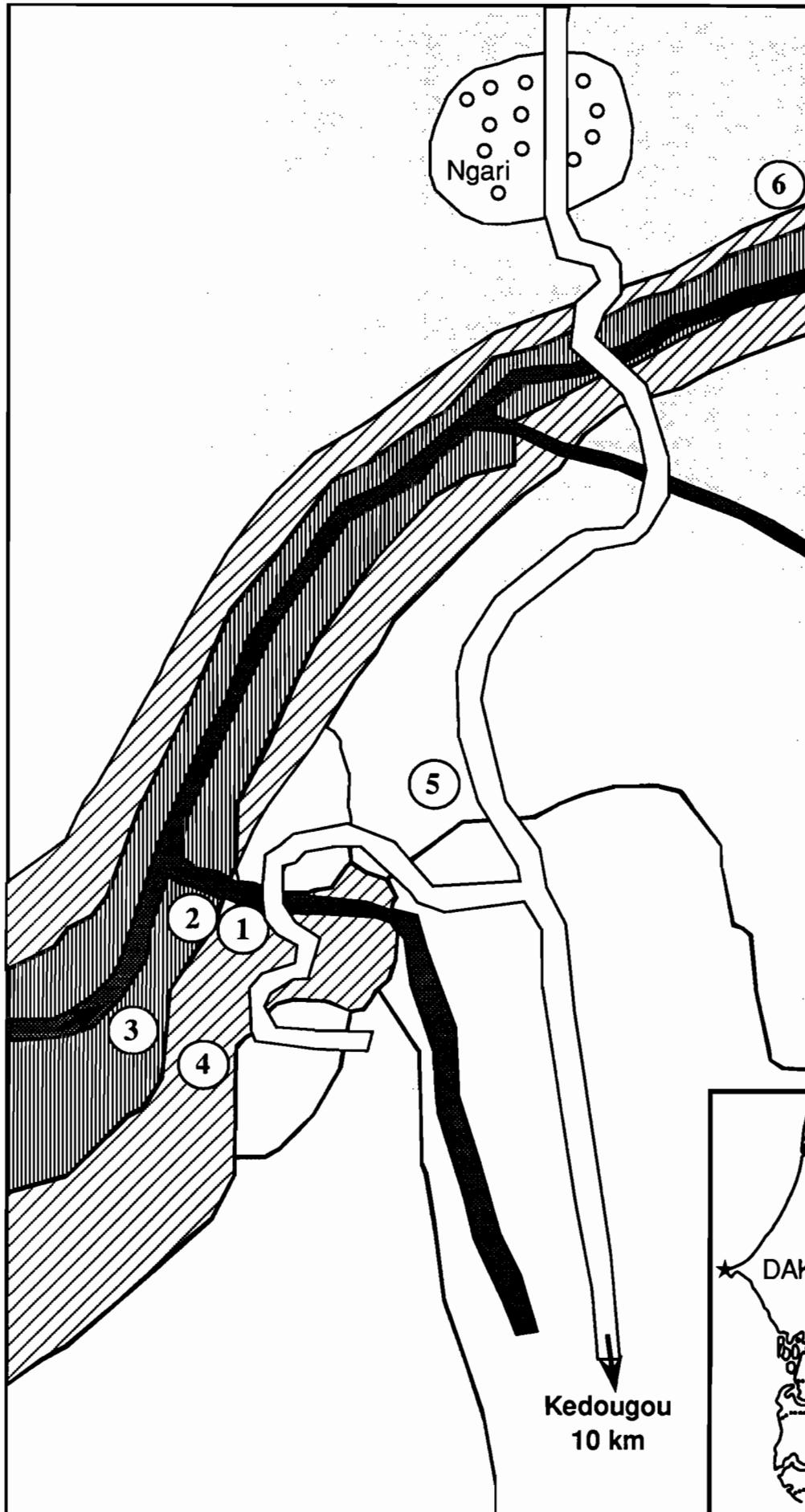
Tous les virus n'ont pas la même importance médicale. Dans leur immense majorité, les arbovirus sont en effet des infections animales, dont un nombre relativement faible est susceptible de passer chez l'homme. Il s'agit la plupart du temps de zoonoses ou d'anthropozoonoses, dont beaucoup n'ont jamais été rencontrées chez l'homme jusqu'à maintenant, alors que certaines d'entre-elles s'avèrent être très pathogènes pour les animaux. Parmi celles qui sont à l'origine de maladies humaines, existent des arboviroses qui ont constitué et qui constituent encore de redoutables maladies, en raison de leur fréquence, de l'ampleur des épidémies, de leur gravité clinique et de l'absence de tout traitement étiologique.

2.3.2. Techniques et méthodes.

A Kédougou les captures sont effectuées au cours de la période dite "d'hivernage", période pendant laquelle les précipitations permettent le développement des populations culicidiennes. Les missions sont effectuées au cours du mois de Juillet (période au cours de laquelle des adultes de moustiques provenant des premières éclosions constituent les premières populations, qui permettraient de mettre en évidence une éventuelle transmission verticale), puis Octobre et Novembre qui correspondent aux mois où l'on a observé le maximum d'amplification virale. Chacune de ces missions correspond à 6 jours de capture.

Une large couverture de la zone d'étude a été réalisée par le choix de biotopes caractéristiques et variés. Ils sont constitués par des localités différentes et éloignées. La galerie forestière du "PK10", sélectionnée par Taufflieb et al., 1973 et Cornet et al.,

**Sites de capture
de la région de
KEDOUGOU**



- [Diagonal lines pattern] Galerie basse
- [Horizontal lines pattern] Galerie haute
- [Vertical lines pattern] Savane
- [Empty box] Zone dénudée

200 m

Carte 3: Les points de capture au "PK 10"

1978a, a été retenue car elle constitue à elle seule un observatoire qui fonctionne depuis 1972 pour la surveillance de la circulation des arbovirus du Sénégal Oriental; elle est située à 10 kilomètres au nord de Kédougou (Carte 3). Les sites de capture (6), sont constitués par une station au niveau du sol et de cinq autres sur des tours aménagées en plates-formes:

- Le site 4 (Sol), sur les bords de la forêt galerie au niveau du sol.
- Les sites 1 (Cascade), 2 (Station) et 6 (Deux Rivières) sur les bords de la forêt galerie au niveau de 3 plates-formes à 6 mètres de hauteur.
- Le site 3 (Marigot) à 10 mètres de hauteur
- Le site 5 (Savane) en savane à 4 mètres du sol.

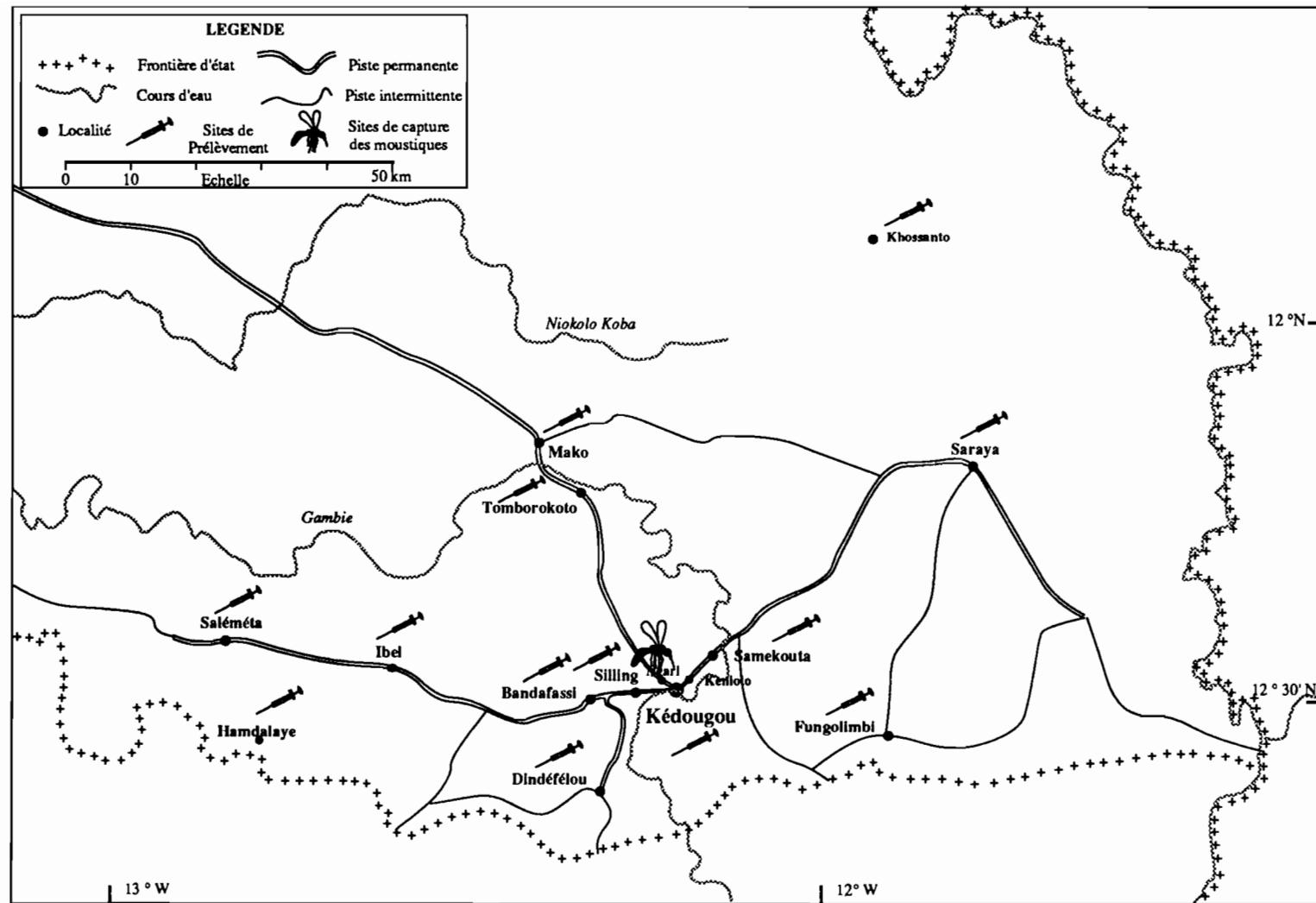
Des captures sont de même réalisées au niveau de 4 villages: Ngari, situé à 9 kilomètres au Nord-Est de Kédougou, Kénioto à 3 Km au Nord-Est de Kédougou, Silling à 13 Km au Nord-Est de Kédougou et Bandafassi à 20 Km à l'Ouest de Kédougou.

D'autres captures sont effectuées au niveau des mares de Kédougou, Itatou, Boundouandé, Samékouta et Fadiga.

Une surveillance sérologique est effectuée au niveau des villages de Fongolimbi, Samékouta, Saraya, Mako, Dindiefelou, Khossanto, Silling, Hamdalaye, Bandafassi, Salemata, Tomborokoto, et Ibel en Novembre 1993 (Carte 4).

En Janvier et Février 1994 des prélèvement sérologiques ont été effectués sur des singes des espèces suivantes: *Cercopithecus aethiops* (40), *Erytrocébus patas* (8) et *Papio papio* (5) qui fréquentent ces forêts galeries et qui visitent régulièrement les champs proches des villages de la région de Kédougou, ceci à la suite de l'isolement de nombreuses souches de virus amaril.

A Barkedji, les captures ont été effectuées principalement pendant les périodes où les mares sont en eau et jusqu'à la disparition des moustiques au cours de la saison sèche, alors que les mares étaient depuis longtemps asséchées. Les captures ont débuté la première année en Septembre 1990. La seconde année a permis de mieux concentrer les captures aux périodes les plus favorables, c'est-à-dire celles où les mares sont encore en eau. En 1990 et 1991, les captures ont été effectuées durant 5 nuits, par mission, puis par la suite elles ont été ramenées à 3 nuits. Elles sont faites au niveau des mares temporaires de Barkedji, Niakha (situé à 4 Km Ouest-Nord-Ouest de Barkedji) et Beli Boda (8 Km Est-Sud-Est de Barkedji). A Partir de Février 1992, nous avons rajouté la mare de Mogré qui présente l'avantage de s'assécher plus tard que les autres. Elle est située à 17 Km Ouest-Nord-Ouest de Barkedji. Ces mares correspondent à des dépressions profondes d'environ 15 m et qui s'étendent quand elles sont en eau sur une longueur comprise entre 300 et 500 m dans la direction Nord-Sud et sur une largeur de 50 à 80 m Est-Ouest. Leur régime est dépendant de la pluviométrie. Elles font penser aux dépressions qui ont été



Carte 4: Sites des prélèvements sérologiques et des captures de moustiques à Kédougou.



Figure 1: Mare de Niakha en saison sèche (Photo D. Fontenille).



Figure 2: Mare de Niakha en saison des pluies.

décrivées au Kenya et appelées "Dambo" (Ackermann, 1936, Linthicum et al., 1983), de plus elles présentent une couverture végétale sur le pourtour. Certaines parties sont parfois entièrement ombragées (Figures 1 et 2).

2.3.2.1. Méthodes de capture.

2.3.2.1.1. Capture de moustiques.

Les techniques de capture des moustiques sont basées sur l'attraction exercée par l'hôte sur les femelles de moustiques, ce qui est dû au fait que certains facteurs chimiques volatils constituent un complexe qui est utilisé par les moustiques pour localiser un hôte qui se trouve à plus ou moins longue distance. Les récepteurs de ces facteurs chimiques se situent au niveau des palpes maxillaires (Kellogg, 1970, Omer et Gillies, 1971) et au niveau des antennes (Davis et Sokolove, 1976). Ils sont responsables chez le moustique de son activation et de son attraction, le tout doublé d'une orientation vers l'hôte. Ce sont essentiellement des émanations corporelles (émanations de la peau, la transpiration, l'air exhalé, l'urine...). Dans tous les cas, le dégagement de gaz carbonique (CO₂) est impliqué comme étant un activant et un attractif quand il est combiné avec des produits odorants (acide lactique...). Presque tous les diptères hématophages répondent à ce stimuli (Clement, 1963, Takken, 1991). De ces observations, Gillies et Wilkes (1969) ont établi trois critères hiérarchiques dans le mécanisme d'orientation et d'attraction des moustiques, qui est aussi valable pour les autres diptères hématophages tels que les simulies (Bellec, 1977)

- 1- Orientation à longue distance par l'odeur de l'hôte.
- 2- Orientation à moyenne distance par l'odeur de l'hôte renforcée par celui de son dégagement de CO₂.
- 3- Orientation à courte distance par le gaz carbonique et les stimuli olfacto-chimiques, visuels, thermiques ou hydriques propres de l'hôte.

En tenant compte de ces critères, 3 méthodes de captures ont été utilisées parmi toutes celles qui sont passées en revue par Service (1993): captures avec appât humain, piège à appât animal et piège lumineux CDC (miniature light trap) simple ou associé à un dégagement de CO₂ (carboglace).

2.3.2.1.1.1. Captures avec appât humain.

Les captures sont réalisées de 17H30 à 20H30 à Kédougou, ce sont des captures crépusculaires. Elles commencent une heure à une heure et demie avant le crépuscule et se terminent une heure à une heure et demie après. Ainsi elles englobent le principal sinon l'unique pic d'activité des femelles vecteurs sauvages de fièvre jaune. C'est ce qui a été démontré par Cornet et al., 1978a et Cordellier, 1978. A Barkedji, ce sont des captures nocturnes de 19 à 23H. Elles sont effectuées par équipe de 3 captureurs selon le système

adopté par Haddow (1942). Le CO₂ dégagé par l'individu, associé à ses odeurs, créent chez le moustique une attraction. Ce dernier activé et orienté se pose sur la jambe dénudée du captureur pour prendre son repas de sang. Le "captureur" est donc d'abord un appât humain. Le moustique posé, le captureur le repère avec une lampe torche et le capture dans un tube à hémolysé. Certains mâles accompagnant les femelles peuvent également être capturés.

A Kédougou, les captures sur homme sont faites essentiellement au niveau du "PK10", où les stations de capture sont bien identifiées par un nom: Cascade (bord de ruisseau en forêt galerie), Deux Rivières (à la confluence de deux ruisseaux), Marigot (sous une canopée clairsemée), Savane (dans une clairière), Station (dans une canopée épaisse), ce qui permet la collecte des vecteurs potentiels de fièvre jaune et de dengue. Les équipes de captureurs dans cette station changent tous les jours d'emplacement, mais les captures se font au même endroit pendant 6 jours consécutifs (Figure 3). En même temps un échantillonnage s'effectue au sol au niveau du "PK10" et au niveau des villages. Dans ces derniers les équipes de captureurs sont constituées de 2 personnes. Il y en a 3 par village.

A Barkedji les équipes de captureurs sont composées comme à dans les villages de la zone de Kédougou, de 3 groupes de 2 captureurs, qui sont répartis au niveau du sol à proximité des mares (Figure 4).

2.3.2.1.1.2. Captures aux pièges lumineux.

Ce type de piège est basé sur le fait que les moustiques ont un phototactisme positif. Cette propriété rend possible l'échantillonnage des populations de moustiques entre le crépuscule et l'aube.

Ce type de piège peut-être utilisé de deux manières différentes.

2.3.2.1.1.3. Piège CDC simple

Il permet l'échantillonnage d'un fort pourcentage de moustiques par rapport aux autres insectes. Souvent cette population est composée de plus de femelles que de mâles avec dans ce cas un double but:

- Échantillonnage de la faune culicidienne de la zone prospectée.
- Étude des préférences trophiques des différentes espèces de moustique. Ce type de piège capture des femelles à tous les stades de leur vie: à jeun, nullipares, pares et gorgées. Pour cette dernière catégorie, l'analyse du repas de sang par la technique ELISA permet d'identifier le type d'hôte sur lequel le moustique s'est nourri.



Figure 3: Capture avec appât humain sur une tour à Kédougou.



Figure 4: Capture sur appât humain au sol à Barkedji.(Photo: D. F).

Ce type de piège peut-être placé dans des étables fermées (technique D. Fontenille). C'est ainsi que nous avons pu capturer des moustiques dans des abris où étaient rassemblés des moutons ou des chèvres. En ce qui concerne les bovins, ils sont parqués dans de grands enclos violemment ventés. Les pièges dans ces conditions sont très peu efficaces; nous avons donc dû abandonner cette technique qui utilise les bovins comme attractifs.

Le piège est formé d'une cellule placée à l'intérieur d'un cylindre en plastique dans lequel se trouve un moteur portant à l'une de ses extrémités une hélice et à l'autre une ampoule électrique. Le moteur est alimenté par une batterie rechargeable de 6 volts fournissant un courant continu. A l'extrémité inférieure du cylindre se trouve fixé une cage en tulle moustiquaire à l'intérieur de laquelle pend un manchon plombé qui sert de sas, et empêche les moustiques de remonter. L'extrémité supérieure est recouverte d'un grillage métallique qui s'oppose au passage d'insectes plus gros, et de prédateurs. Ce type de piège est en général placé dans des enceintes qui servent d'étables ou d'enclos d'animaux (ovins, caprins ou bovins). La lumière fournie par l'ampoule associée au CO₂ dégagé par les animaux attirent les moustiques. Ceux-ci sont piégés par le ventilateur qui les aspire à l'intérieur du piège (Figure 5).

2.3.2.1.1.4. Piège CDC avec CO₂.

Ce sont Reeves et Hammon (1942) qui furent les premiers à proposer l'association du CO₂ (gaz carbonique) aux pièges lumineux, pour augmenter les captures de moustiques. Sudia et Chamberlain (1962), puis Gillies, 1980 ont le mérite d'avoir mis en évidence les premiers résultats confirmant l'intérêt de combiner la lumière et le dégagement de gaz carbonique (Figure 6).

Le gaz carbonique utilisé provient de pain de carboglace (CO₂ solide). Combiné à la lumière, il sert d'attractif. Ce type de piège est composé comme un piège CDC simple, avec en plus une cellule photoélectrique qui met la lumière en marche lorsque la luminosité est inférieure à un certain nombre de LUX, et l'interrompt lorsque la luminosité est supérieure à un certain nombre de LUX. Ce type de piège est placé à proximité des gîtes de ponte (mares, trous d'eau, bras morts de rivière...).

2.3.2.1.1.5. Captures avec appât animal.

Les pièges utilisés pour ce type de capture sont constitués par deux cages qui sont reliées entre-elles par du tulle moustiquaire. La première, qui repose sur le sol est constituée de quatre panneaux amovibles faits de grille métallique. Elle est rendue rigide par des piquets qui fixent le tout aux quatre coins. Dans celle-ci sera déposé l'appât: un mouton ou cinq poulets. Les poulets sont déposés dans une petite cage suspendue, pour être isolée du sol. Ce type de piège permet d'étudier l'attractivité de ces deux types

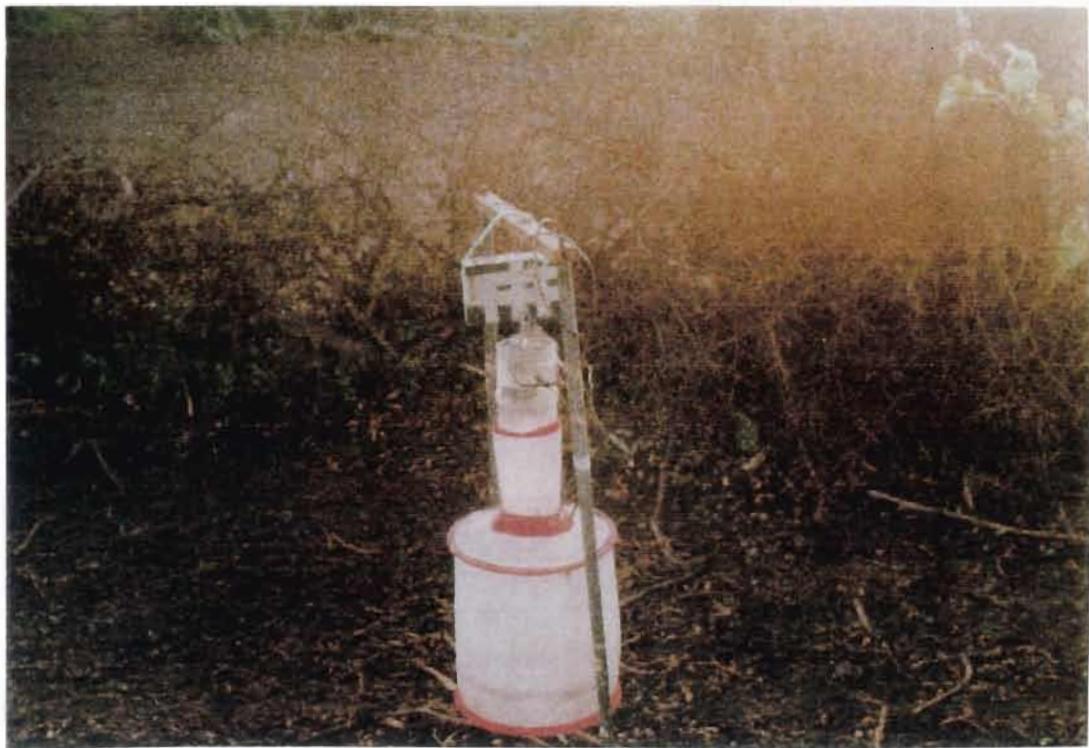


Figure 5: Piège lumineux simple (CDC) (Photo D. Fontenille).



Figure 6: Piège CDC+CO₂



Figure 7: Piège à appât animal.

d'hôtes. Le tout est recouvert d'un immense moustiquaire de tulle qui est relevé de 10 à 20 centimètres par rapport au niveau du sol pour permettre le passage des moustiques. Cette moustiquaire se termine par un manchon qui vient se fixer à un tube en plastique pénétrant dans la cage supérieure. Sur la cage supérieure est fixée une lampe torche 1/8ème (qui s'allume une minute pour rester éteinte sept), ce qui permet aux moustiques de se gorger dans l'obscurité, puis d'être attirés dans la cage supérieure par la lumière pour y être piégés. Les pièges sont relevés le matin avant le lever du jour. Les moustiques sont récoltés à l'aide d'un aspirateur électrique (Figure 7).

2.3.2.1.2. Capture de phlébotomes.

Cette partie a été assurée par BÂ Yamar, étudiant de troisième cycle qui préparait son DEA et qui est actuellement en doctorat de troisième cycle dans notre service, dans le cadre d'une collaboration entre l'Université de Dakar, l'Institut Pasteur de Dakar et l'ORSTOM. Outre les méthodes spécifiques décrites ci-dessous, les techniques utilisées pour la récolte des moustiques permettent également la capture des phlébotomes lorsque ceux-ci se présentent. Essentiellement les trois types de piégeages qui ont été utilisés sont:

2.3.2.1.2.1. Capture au piège adhésif: technique du papier huilé (PH).

Cette méthode de capture est basée sur les propriétés engluantes de l'huile de ricin. Les pièges sont constituées de feuilles carrées de papier blanc, de 0,08 m² de surface (20 cm x 20 cm, 2 faces). L'imprégnation en profondeur s'effectue sur les deux faces en immergeant la feuille dans de l'huile de ricin purifiée contenue dans un plateau émaillé. Sur le terrain les papiers huilés sont placés enroulés à l'entrée des terriers, ou maintenus rigides grâce à un support de branchages dans les cavités qui constituent les gîtes des phlébotomes. Les feuilles sont placées le soir vers 18 h au coucher du soleil, et relevées le lendemain matin vers 7 h, pour étudier les fluctuations saisonnières et comparer le rendement des différents biotopes. Au total 22 pièges étaient ainsi placés chaque nuit.

2.3.2.1.2.2. Capture au piège adhésif avec appât animal.

Cette technique est une variante du piégeage adhésif, utilisée pour l'étude des préférence trophiques. Ce piège est constitué d'une planche en bois de 30 cm de largeur sur 50 cm de longueur, légèrement déprimée en son centre sur une surface de 29 cm de long sur 10 cm de large. Une ratière cage est placée dans cette dépression. L'appât utilisé est un petit rongeur (*Arvicantis* ou *Mastomys*) ou des passereaux qui y sont introduits au moment du piégeage. La surface restante de la planche est totalement recouverte par une feuille de papier imbibé d'huile de ricin et fixée par des punaises. C'est sur celle-ci

que les phlébotomes viennent s'engluer. Des crochets aux quatre coins de la planche permettent de fixer celle-ci à une potence à l'aide de ficelles.

2.3.2.1.2.3. Récolte de la faune matinale résiduelle.

Cette méthode vient en complément des autres captures; elle permet de récolter des populations de phlébotomes qui sont en contact avec l'homme. Pour cela on étale des draps blancs sur le sol en recouvrant toute la surface d'une chambre dans laquelle des personnes ont passé la nuit. Cette chambre est fermée hermétiquement, après y avoir pulvérisé un insecticide qu'on laisse agir pendant 10 minutes. Ensuite on récupère les insectes tués sur les draps.

2.3.2.2. Méthodes de détermination et de conservation.

2.3.2.2.1. Des moustiques.

La détermination des moustiques se fait immédiatement sur le terrain ou au laboratoire de "brousse" sur une table froide, qui permet de maintenir le titre viral à son optimum. Les moustiques qui sont récoltés vivants dans les pièges au petit matin, sont anesthésiés par le froid avant le tri. Celui-ci se fait à l'aide d'une loupe binoculaire stéréoscopique M5A de WILD Heerbrugg®. Le tri se fait en se basant sur les caractères morphologiques donnés par différentes clés de détermination (Edwards, 1941, Evans et Manch, 1938, Mattingly, 1952, Gillies et De Meillon, 1968, Gillies et Cötze, 1987, Service, 1990). Les moustiques sont répartis par pools ou lots monospécifiques de 30 à 50 individus, ce nombre peut-être inférieur pour les espèces rares ou selon le point de capture. Ces pools sont réunis selon les mêmes lieux et dates de capture, dans des cryotubes de Nunc®. Ces lots destinés aux isolements virologiques sont numérotés, puis congelés dans de l'azote liquide à -180°C, pour la conservation sur le terrain et le transport jusqu'au laboratoire. A Dakar les tubes sont rangés dans des boites étiquetées, puis conservés dans des congélateurs à -70°C jusqu'à leur traitement. Les différents lots seront inoculés selon plusieurs techniques pour tentative d'isolement viral.

2.3.2.2.2. Des phlébotomes.

Les mêmes méthodes sont appliquées aux phlébotomes récoltés aux pièges lumineux.

Pour la population récoltée aux pièges adhésifs, les phlébotomes englués sont prélevés à l'aide d'une aiguille fine et transférés dans des tubes contenant de l'éthanol à 95°. Chaque tube est étiqueté, et porte la date et le nom du lieu de récolte. Il faut environ

48 heures de séjour dans l'alcool à 95° pour solubiliser totalement l'huile. L'alcool à 95° est alors remplacé par de l'alcool à 70° qui servira de milieu de montage

Les phlébotomes étant des insectes très fragiles, il est nécessaire de les manipuler avec les plus grands soins afin d'éviter de léser les parties utiles à la diagnose.

Les montages et les identifications sont effectués par l'équipe du Professeur Trouillet et par Yamar BÂ. Le montage s'effectue au Baume du Canada, et les déterminations sont effectuées à l'aide des clés d'Abonnenc et Minter (1965 a et b), d'Abonnenc (1972), de Bailly-Choumara et al., (1971) et de Davidson (1990).

2.3.3. Analyse des repas de sang: Technique ELISA.

Cette partie du travail a été entièrement supervisée par D. Fontenille.

L'analyse du repas de sang pris par le moustique permet de connaître les préférences trophiques qui constituent un élément important dans son rôle de vecteur. Elle est d'une grande utilité pour:

- évaluer la capacité vectorielle d'une espèce (calcul de la densité de piqûres pour un animal ou un homme (ma), valable pour le paludisme mais aussi pour d'autres types de transmissions vectorielles).

- établir la liste des réservoirs potentiels et les cycles épidémiques, par l'étude du tropisme selon les hôtes.

L'identification s'effectue à partir d'une gamme d'hôtes domestiques (homme, bœuf, mouton, cheval, poule) par la technique ELISA ("Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay") selon la méthode directe de Beier et al., 1988, légèrement modifiée. Elle consiste à faire agir sur le sang provenant d'un repas pris par le moustique, des anticorps spécifiques d'un certain nombre d'hôtes potentiels pour détecter des homologues IgG dans l'échantillon de sang. Ces anticorps marqués par une enzyme réagissent en présence du substrat de l'enzyme correspondante en donnant une réaction colorée qui est caractéristique de la présence d'une liaison antigène-anticorps.

Les spots de sang sont obtenus à partir de l'étalement du contenu du tube digestif sur du papier Watman après section de l'abdomen. Les spots conservés au froid, ont été ensuite élués dans 800µl de PBS (Phosphate Buffered Saline). La sensibilisation des plaques ELISA se fait par distribution de 50µl de solution de sang à tester par puits et par plaque (1 moustique/colonne). 50µl de sérum homologue (homme, bœuf, mouton, cheval, poule) ont été distribués par puits sur une colonne et pour la première plaque d'une série. Ils ont constitué les témoins positifs qui, par leur révélation, permettent de juger de la qualité de la manipulation. Les témoins négatifs étaient constitués de 50µl de PBS distribué dans chaque puits à la rangée 1 et à la rangée 7 de chaque plaque. Ils ont permis la comparaison des densités optiques ou absorbances. Un échantillon est considéré positif

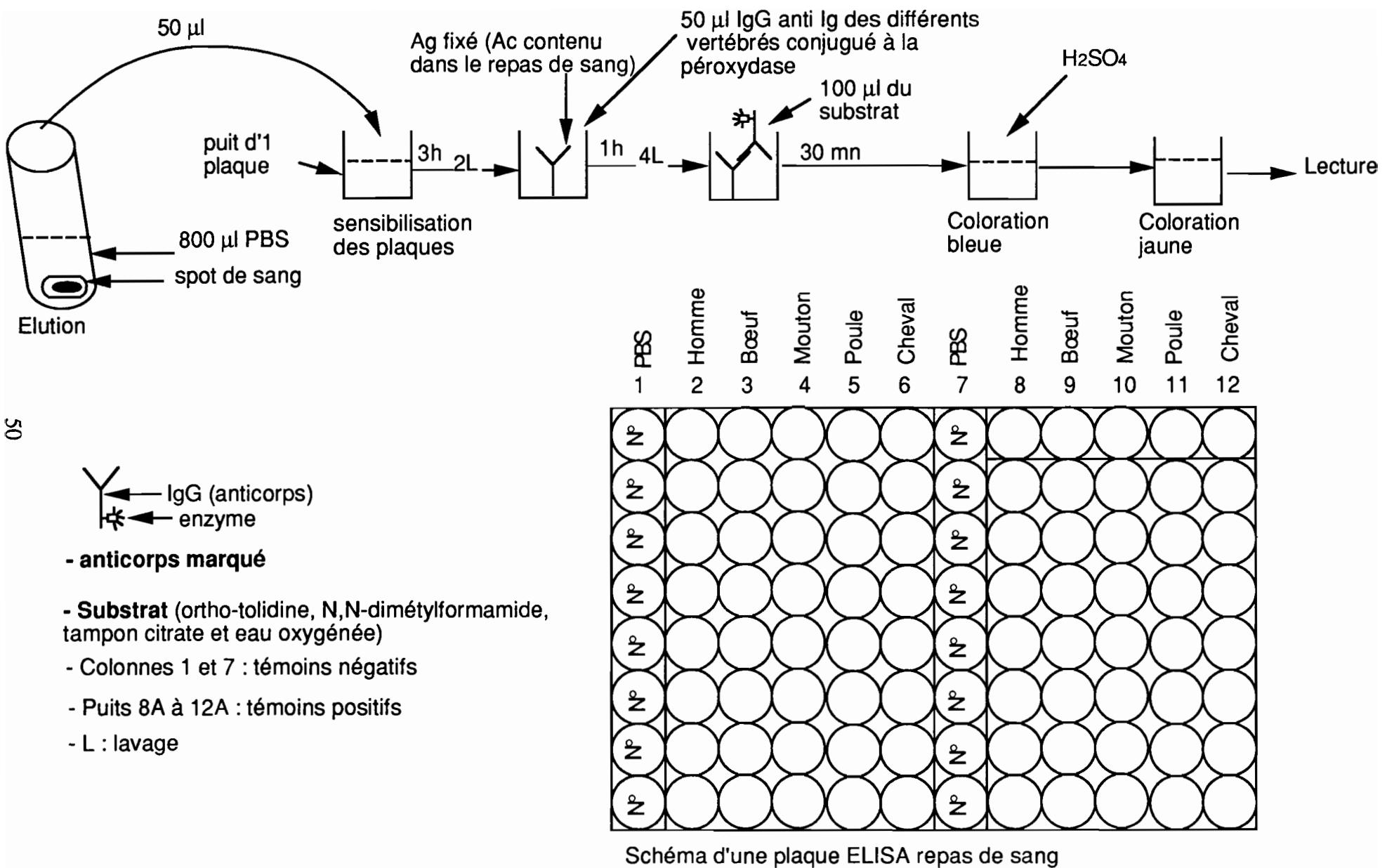


Figure 8: Schéma du protocole expérimental de la technique ELISA.

si la valeur de l'absorbance excède la moyenne de trois fois la déviation standard des témoins négatifs. Les plaques sensibilisées ont été mises en incubation à la température ambiante pendant une durée de 3 heures au bout desquelles elles ont été vidées puis lavées deux fois au PBS Tween 20 (PBS + 0,5% de Tween 20). 50µl d'antiglobuline des espèces de la gamme d'hôte de référence, conjugués à la peroxydase ont ensuite été mis dans chaque puits (une IgG par rangée). Après incubation d'une heure à température ambiante, les plaques ont été à nouveau lavées 4 fois au PBS-Tween 20 avant l'addition de 100µl de substrat de la peroxydase. Au bout de 30 mn d'incubation à l'obscurité, la réaction est arrêtée par l'addition de 50µl d'acide sulfurique 4N (une couleur jaune marque les réactions positives). Les densités optiques des différents échantillons ont été déterminées avec un lecteur ELISA à 450 nm et 620 nm (Fig.: 8).

2.3.4. Méthodes virologiques.

L'isolement d'un arbovirus peut se faire selon trois principales techniques:

1 - Isolement sur souriceau.

2 - Isolement sur moustique (Rosen et Gubler, 1974; Coz et al., 1977).

3 - Isolement sur culture cellulaire de moustique:

- culture cellulaire d'*Aedes albopictus*, clone C6/36 (Singh, 1967; Igarashi, 1978).

- culture cellulaire d'*Aedes pseudoscutellaris* décrite par Warma et al., (1974).

Les isolements ont été effectués par le Centre Collaborateur OMS de Référence et de Recherche pour les Arbovirus (CRORA) de l'Institut Pasteur, dirigé par J.P. Digoutte et par l'équipe composé de Mesdames M. Mondo, M. A. Calvo-Wilson, A. Leclerc, puis L. Girault et de Messieurs H. Zeller puis J. Thonon, selon le protocole classique de Sudia et Chamberlain (1967) légèrement modifié et selon la méthode de Digoutte et al., 1992.

2.3.4.1. Préparation de l'inoculum.

Les moustiques capturés sur le terrain et qui ont été classés en lots monospécifiques et conservés à -70°C, sont broyés dans 2,5 ml d'un tampon (milieu Leibovitz 15), contenant du sérum de veau fœtal à 20% (nécessaire pour la bonne conservation des virus), de la pénistreptomycine (1%) et de la fungizone. Le broyat est centrifugé 20 mn à 1000 tours/mn pour éliminer les débris (cuticule). Le surnageant est prélevé et déposé dans une seringue munie à son extrémité d'un filtre stérile dont les pores ont un diamètre de 450 nm. Cette filtration permet la rétention des particules très fines non éliminées par la centrifugation, telles que les bactéries, levures etc... Le culot de centrifugation est détruit et la suspension est prête pour l'utilisation.

2.3.4.2. Techniques d'isolement.

2.3.4.2.1. Isolement et titrage sur souriceau.

La suspension à des dilutions logarithmiques, est inoculée par voie intracérébrale ou intrapéritonéale à des souriceaux âgés de 24 heures et à raison de 0,02 ml par souriceau. Pour chaque dilution, une portée (10 souriceaux) est inoculée (des dilutions successives sont inoculées pour titrer le broyat). Après inoculation, les souriceaux sont mis dans une cage avec leur mère. Le lendemain de l'inoculation les souriceaux morts sont éliminés (mortalité due au choc de l'inoculation). La présence de virus dans le broyat est détecté par l'observation d'une paralysie, conséquence d'une encéphalite des souriceaux. Les portées sont donc surveillées quotidiennement pour détecter les premiers signes de paralysie et le nombre de souriceaux morts ou paralysés est noté pour chaque dilution, afin de déterminer la DL 50, dose létale pour 50% des individus (Reeds et Muench, 1938).

L'éventuelle mortalité chez les souriceaux ne permet de conclure qu'à la présence d'un agent infectieux dans l'inoculum. En effet des virus qui ne sont pas des arbovirus, comme la rage, ou certains virus hémorragiques, ou des organismes procaryotes tels que les spiroplastes peuvent induire les mêmes symptômes chez le souriceau.

Pour préciser la nature de l'infection, il est nécessaire de prélever les cerveaux des souriceaux paralysés et d'effectuer une immunofluorescence sur des frottis de ces cerveaux avec une batterie d'anticorps de référence. Le virus (antigène) est extrait par des techniques virologiques et cet antigène est utilisé contre une batterie d'anticorps, dans les tests d'hémagglutination, de neutralisation et de fixation du complément.

2.3.4.2.2. Isolement sur culture cellulaire.

Le centre de référence préconise l'utilisation de la lignée de cellules de moustiques *Aedes pseudoscutellaris* (AP 61). Ces cellules se sont révélées très sensibles pour l'isolement des virus de la fièvre jaune, des dengues sauvages, des dengues épidémiques (Race et Agostini, 1979), et plus récemment du virus de la fièvre de la vallée du Rift (Digoutte et al., 1992).

Le broyat est inoculé sur des flacons de 25 cm² d'une culture cellulaire d'*Aedes pseudoscutellaris*. Le milieu de croissance est composé de milieu de Leibovitz contenant 10% de bouillon de tryptose et de 15% de sérum de veau inactivé. Le milieu de survie contient en plus 5% de sérum de veau fœtal (SVF). Après aspiration du milieu de croissance et rinçage du tapis cellulaire, le broyat de moustique est déposé sur le tapis cellulaire confluent à raison de 0,5 ml par flacon. Dans un flacon de contrôle, le diluant utilisé pour le broyage des moustiques sert d'inoculum. Après adsorption d'une heure à la

température ambiante, le milieu de survie est ajouté dans les flacons. Après 7 jours d'incubation à 28°C, les cellules sont prélevées pour être observées en immunofluorescence à l'aide de lame avec masque de Téflon. L'apparition d'effets cytopathogènes révèle la présence de virus. Le titrage de l'échantillon est déterminé en recherchant la dernière dilution de l'échantillon qui infecte les cultures cellulaires (infection détectée par immunofluorescence).

2.3.4.3. Identification des souches virales.

Le caractère de filtration des souches est précisée en utilisant un filtre millipore de 220 nm.

La sensibilité au chloroforme est appréciée en utilisant la technique de Feldmann et Wang (1961).

Le pouvoir pathogène a été étudié chez les souriceaux après inoculation par voie intracérébrale et par voie intrapéritonéale.

Les antigènes ont été préparés selon la technique légèrement modifiée (Barme et al., 1970) de la méthode de l'extraction par la saccharose et l'acétone de cerveaux de souriceaux infectés (Clarke et Casals, 1958). Les liquides immuns ont été obtenus sur ascite de souris provoquée par la souche de sarcome TG 180 (Brandt et al., 1967).

2.3.4.3.1. La fixation du complément.

Le complément, constitué d'un groupe de facteurs présents dans le sérum, intervient dans la réaction antigène-anticorps en se fixant sur le complexe formé. Une des propriétés du complément est son action hémolytique. Lorsqu'on mélange des hématies et un sérum anti-hématies, il y a hémolyse si le complément est libre dans le sérum. Si le complément est déjà fixé (par exemple sur un complexe antigène-anticorps), il n'y a pas d'hémolyse. La réaction de fixation du complément a été effectuée selon la méthode microtechnique dite LBCF (Casey, 1965).

2.3.4.3.2. La neutralisation.

Selon cette technique, le pouvoir neutralisant de l'ascite immune des souris est indiqué par la dilution donnant 90% de réduction de plages d'un virus homologue ou hétérologue. Grâce à sa spécificité, elle permet l'identification rapide d'un grand nombre d'arbovirus. Elle a été faite selon la "technique des lignées continues de cellules VERO" bien décrite dans le rapport de 1993 du CRORA en pages 4 et 5 (Digoutte, 1993).

CHAPITRE III: BIOÉCOLOGIE DES VECTEURS.

Notre étude sur les vecteurs a d'abord consisté en l'établissement de l'inventaire des vecteurs potentiels d'arbovirus présents au Sénégal, avec toutes les techniques de captures mises en œuvre dans les deux zones prospectées, ce qui nous a permis de compléter les inventaires de la zone de Kédougou et de découvrir celle de Barkedji. Les résultats présentés ici sont ceux de toute l'équipe du Laboratoire ORSTOM de Zoologie Médicale, composée de Y. Bâ, M. Diallo, D. Fontenille et Traoré-Lamizana.

3.1. Résultats de Kédougou

3.1.1. Les Culicidae.

3.1.1.1. Espèces présentes et variation annuelle d'abondance.

La richesse représente les espèces rencontrées dans les stations d'étude. C'est le nombre d'espèces qui compose le peuplement de toutes les captures effectuées. La notion de diversité permet de définir le nombre d'espèces présentes dans les différents échantillonnages effectués.

La figure 9 donne les résultats des captures annuelles avec la pluviométrie, et établit une corrélation avec les résultats fournis pour l'ensemble des captures effectuées à Kédougou de 1990 à 1995. Ces résultats sont représentés par genre dans le graphique 1 et toutes les données numériques sont dans le tableau A4 qui est donné en annexe dans le volume II (Tableau A4). La richesse est de 65 en 1993 qui est l'année où nous avons le maximum de taxa. Mais elle fluctue d'une année à l'autre (47 en 1990, 50 en 1991, 59 en 1992, 60 en 1994 et 55 en 1995) et selon les mois de l'année (Tableaux A5, A6, A7, A8, A9 et A10 en annexe). Ces espèces se répartissent en 11 genres et 19 sous-genres. Si nous prenons en intégralité les captures effectuées de 1990 à 1995, nous avons un peuplement culicidien structuré comme suit: 24 espèces du genre *Aedes*, 17 espèces du genre *Culex*, 16 espèces du genre *Anopheles*, 7 espèces du genre *Uranotaenia*, 6 espèces du genre *Mimomyia*, 2 espèces des genres *Mansonia* et *Aedeomyia* et 1 espèce dans les genres *Ficalbia* et *Coquilletidia*. Ce peuplement culicidien varie dans le temps et dans l'espace, comme pour les taxa (Graphique A2, A3, A4, A5, A6 et A7).

Nous donnons ici la liste des espèces culicidiennes rencontrées à Kédougou de 1990 à 1995.

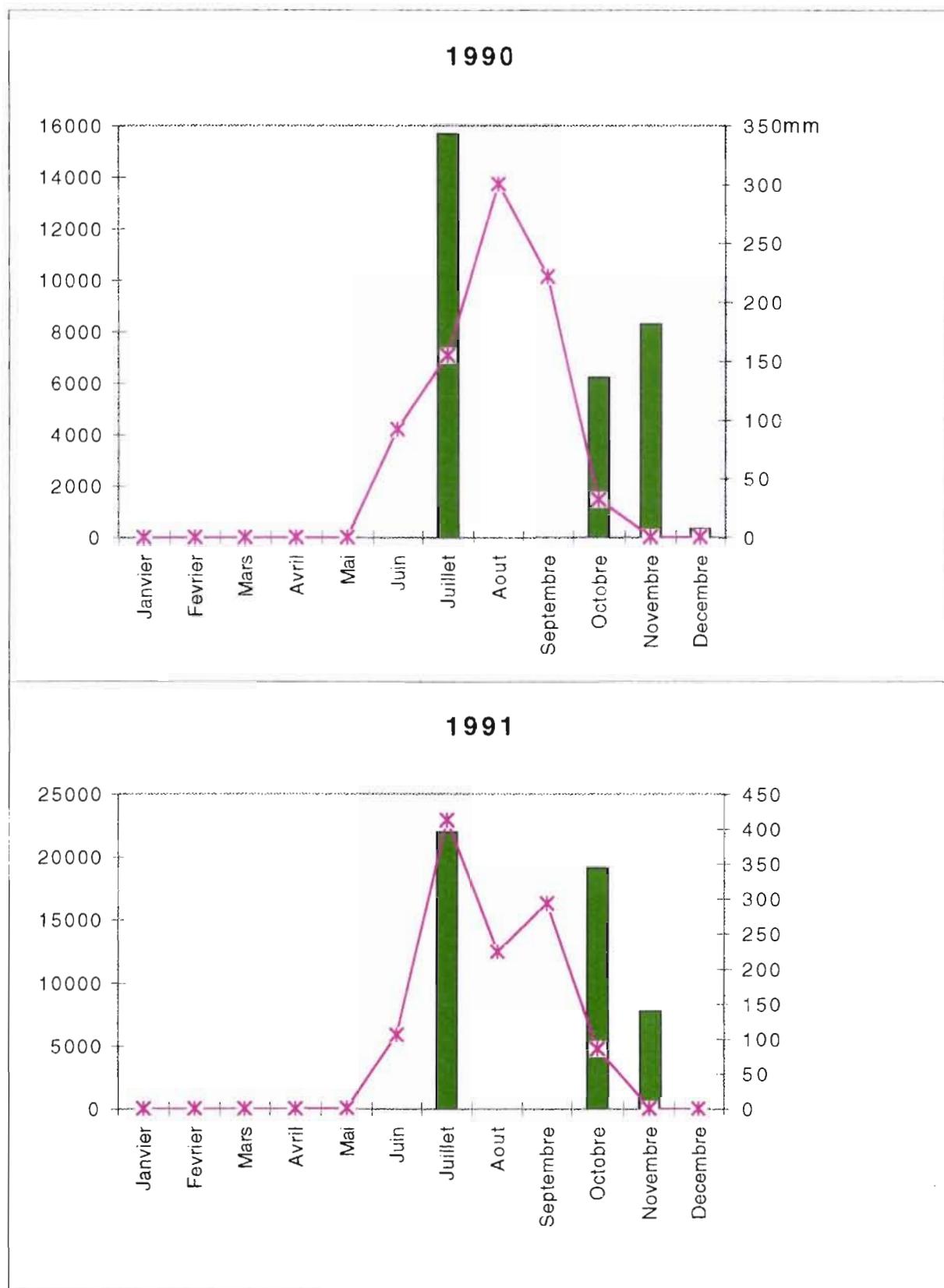


Figure 9: Résultats des captures de moustiques et la pluviométrie à Kédougou de 1990 à 1995.

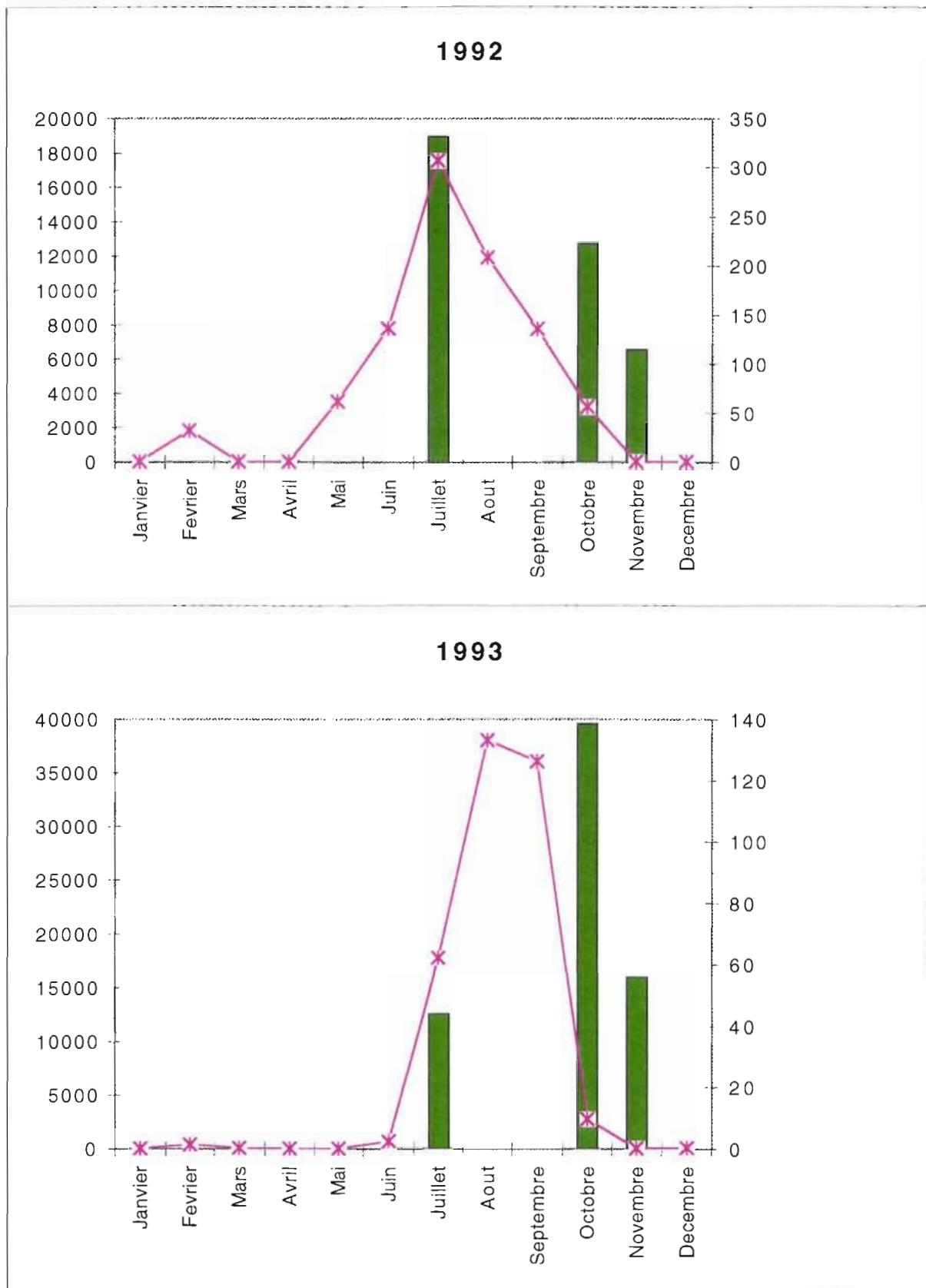


Figure 9: Résultats des captures de moustiques et la pluviométrie à Kédougou de 1990 à 1995.

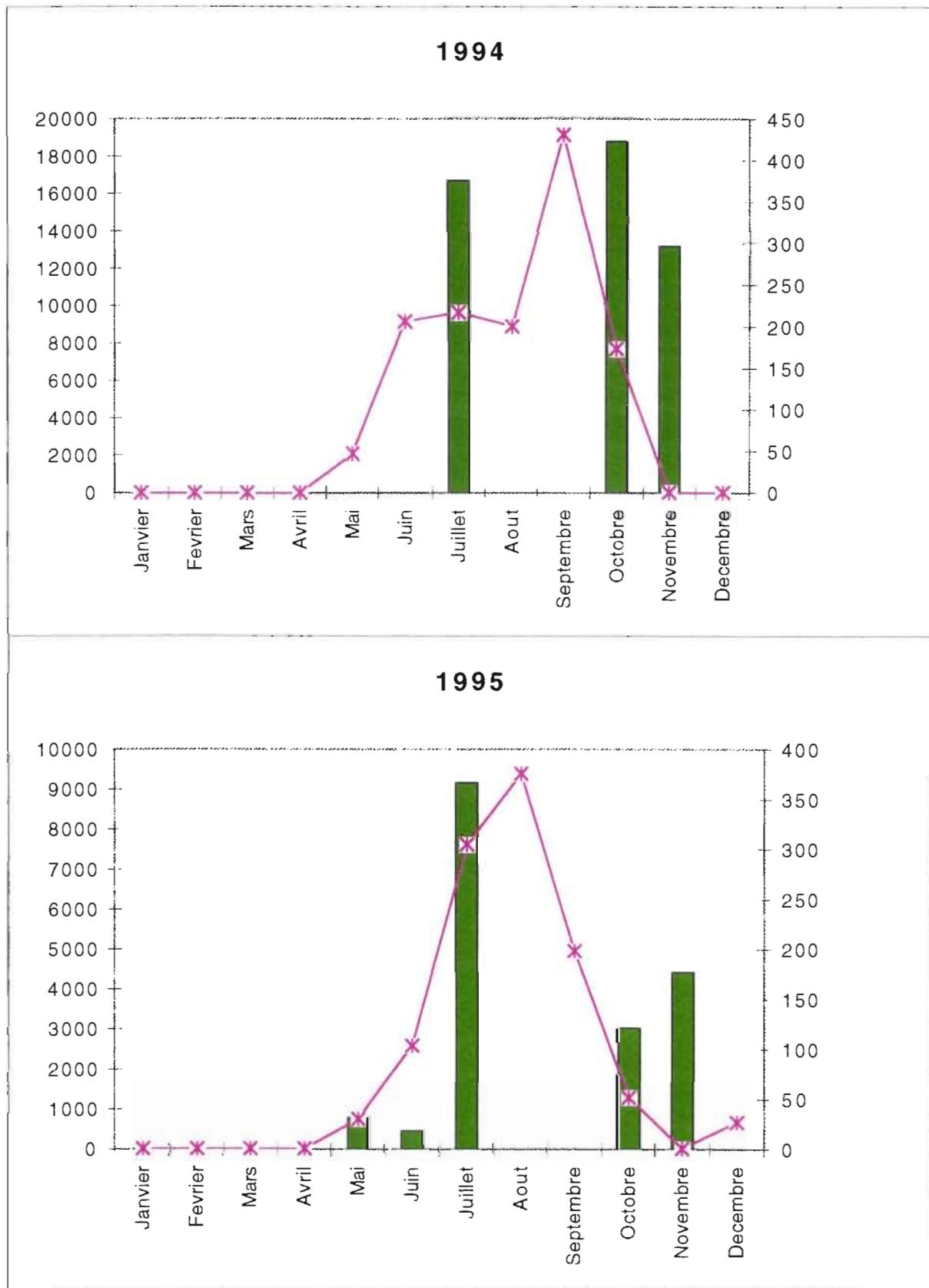
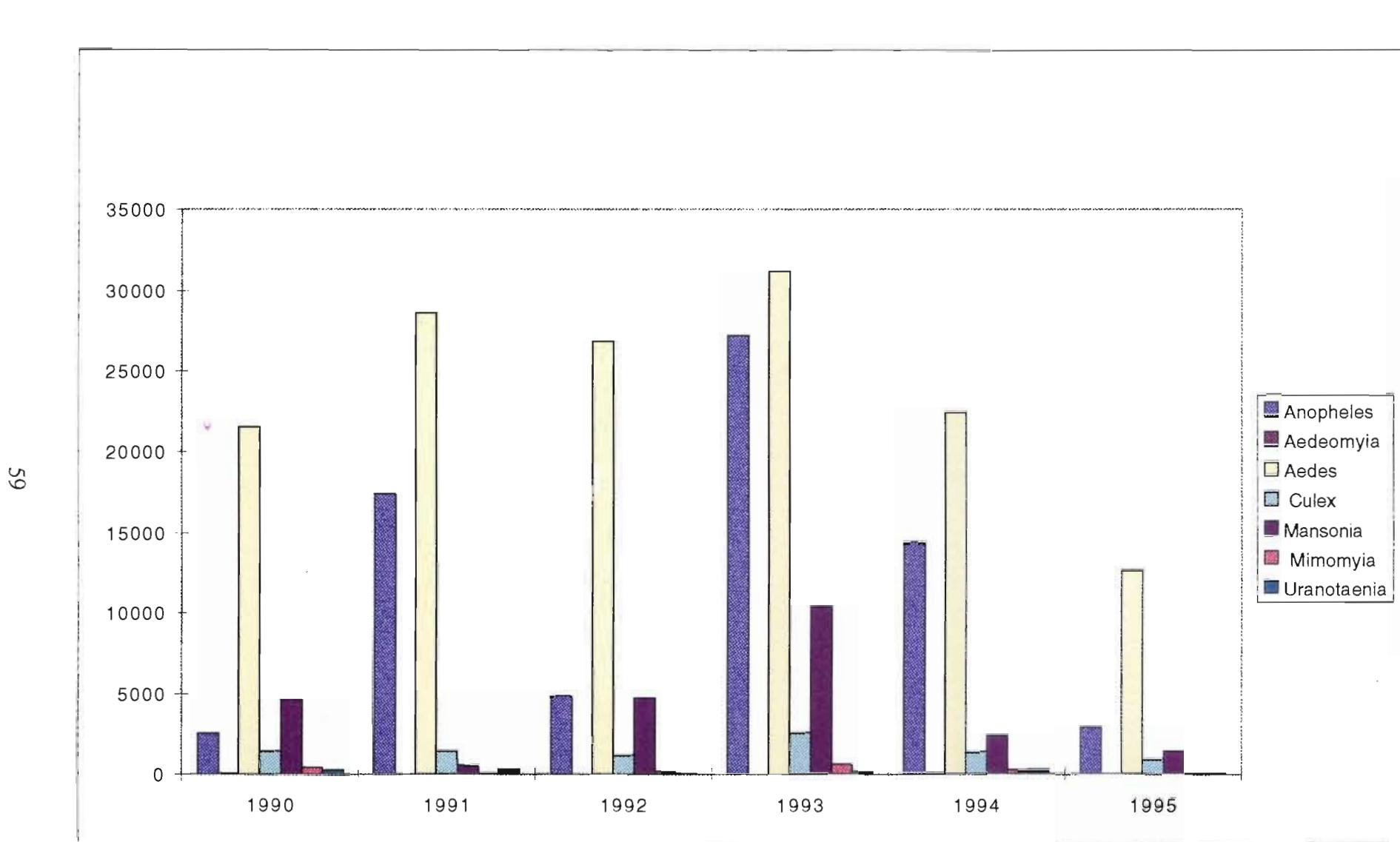


Figure 9: Résultats des captures de moustiques et la pluviométrie à Kédougou de 1990 à 1995.



Graphique 1: Résultats des captures de moustiques par genre à Kédougou de 1990 à 1995.

Famille des *Culicidae*

- Sous famille des Culicinae

<i>Aedes</i>	(<i>Aedimorphus</i>)	<i>alboventralis</i>	(Theobald), 1910
		<i>argenteopunctatus</i>	(Theobald), 1901
		<i>centropunctatus</i>	(Theobald), 1913
		<i>cumminsii</i>	(Theobald), 1903
		<i>dalzieli</i>	(Theobald), 1910
		<i>fowleri</i>	(Charmoy), 1908
		<i>hirsutus</i>	(Theobald), 1901
		<i>minutus</i>	(Theobald), 1901
		<i>mixtus</i>	Edwards, 1936
		<i>ochraceus</i>	(Theobald), 1901
		<i>vexans</i>	(Meigen), 1830
		<i>vittatus</i>	(Bigot), 1861
<i>Aedes</i>	(<i>Diceromyia</i>)	<i>furcifer</i>	(Edwards), 1913
		<i>taylori</i>	Edwards, 1936
<i>Aedes</i>	(<i>Mucidus</i>)	<i>sudanensis</i>	(Theobald), 1908
<i>Aedes</i>	(<i>Neomelaniconion</i>)	<i>mcintoshii</i>	(Huang), 1985
<i>Aedes</i>	(<i>Stegomyia</i>)	<i>aegypti</i>	(Linné), 1762
		<i>africanus</i>	(Theobald), 1901
		<i>cozi</i>	Cornet, 1973
		<i>luteocephalus</i>	(Newstead), 1905
		<i>metallicus</i>	(Edwards), 1910
		<i>neoafricanus</i>	Cornet, Valade et Dieng, 1978
		<i>opok</i>	Corbet et Van Someren, 1962
		<i>unilineatus</i>	(Theobald), 1906
<i>Aedeomyia</i>	(<i>Lepiothauma</i>)	<i>africana</i>	Neveu
		<i>furfurea</i>	Lemaire, 1906
<i>Culex</i>	(<i>Culex</i>)	<i>annulioris</i>	(Enderlein), 1923
		<i>antennatus</i>	Theobald, 1901
		<i>aurantapex</i>	(Becker), 1903
		<i>bitaeniorhynchus</i>	Edwards, 1914
		<i>decens</i>	Giles, 1901
		<i>duttoni</i>	Theobald, 1901
		<i>ethiopicus</i>	Theobald, 1901
			Edwards, 1912

		<i>neavei</i>	Theobald, 1906
		<i>perfuscus</i>	Edwards, 1914
		<i>poicilipes</i>	(Theobald), 1903
		<i>pruina</i>	Theobald, 1901
		<i>quinquefasciatus</i>	Say, 1823
		<i>tritaeniorhynchus</i>	Giles, 1901
		<i>univittatus</i>	Theobald, 1901
		<i>watti</i>	Edwards, 1920
<i>Culex</i>	(<i>Culiciomyia</i>)	<i>cinereus</i>	Theobald, 1901
<i>Culex</i>	(<i>Lutzia</i>)	<i>tigripes</i>	Grandpre et Charmoy, 1900
<i>Mimomyia</i>	(<i>Etorleptiomyia</i>)	<i>mediolineata</i>	(Theobald), 1904
<i>Mimomyia</i>	(<i>Mimomyia</i>)	<i>hispida</i>	(Theobald), 1910
		<i>lacustris</i>	(Edwards), 1935
		<i>mimomyiaformis</i>	(Newstead), 1936
<i>Ficalbia</i>	(<i>Ficalbia</i>)	<i>uniformis</i>	(Theobald), 1904
<i>Uranotaenia</i>	(<i>Pseudoficalbia</i>)	<i>fusca</i>	Theobald, 1907
		<i>mashonaensis</i>	Theobald, 1901
<i>Uranotaenia</i>	(<i>Uranotaenia</i>)	<i>balfouri</i>	Theobald, 1904
		<i>bilineata</i>	Theobald, 1936
		<i>mayeri</i>	Edwards, 1912
<i>Mansonia</i>	(<i>Mansonioïdes</i>)	<i>africana</i>	(Theobald), 1901
		<i>uniformis</i>	(Theobald), 1901

- Sous famille des *Anophelinae*:

<i>Anopheles</i>	(<i>Cellia</i>)	<i>brohieri</i>	Edwards, 1929
		<i>brunnipes</i>	(Theobald), 1910
		<i>domicola</i>	Edwards, 1916
		<i>flavicosta</i>	Edwards, 1911
		<i>freetownensis</i>	Evans, 1925
		<i>funestus</i>	Giles, 1900
		<i>gambiae</i>	Giles, 1902
		<i>hancocki</i>	Edwards, 1929
		<i>maculipalpis</i>	Giles, 1902
		<i>nili</i>	(Theobald), 1904
		<i>pharoensis</i>	Theobald, 1901
		<i>pretoriensis</i>	(Theobald), 1903
		<i>rufipes</i>	(Gough), 1910
		<i>squamosus</i>	Theobald, 1901

	<i>wellcomei</i>	Theobald, 1904
<i>Anopheles</i>	<i>(Anopheles) coustani</i>	Laveran, 1900
	<i>ziemanni</i>	Greunberg, 1902

Afin de mieux mettre en évidence les différences que l'on observe sur les captures selon les années et les mois pour un genre, un sous-genre et une espèce, nous nous servirons du terme d'abondance. L'abondance relative d'une espèce dans nos captures est le rapport exprimé en pourcentage du nombre de spécimens pour cette espèce (N) par le nombre total d'individus capturés (T). L'abondance relative pour une espèce est: N/TX100.

C'est ainsi que pour 272.960 diptères capturés de 1990 à 1995, nous avons dans ce total 247.805 moustiques, composés de 240.402 femelles et de 7.403 mâles. Le reste est composé d'autres diptères sauvages (Phlébotomes: 24.354 et Culicoïdes: 1.001). Tous ces diptères ont été capturés en associant toutes les méthodes de capture, décrites précédemment et dont les résultats sont rassemblés dans le tableau A4 .

Au niveau des genres, les *Aedes* avec 142. 495 femelles, représentent 59,274 % des femelles de moustiques capturées de 1990 à 1995; les *Anopheles* avec 69.017 moustiques femelles représentent 28,71%, les *Mansonia* avec 48.782 moustiques femelles représentent 20,29% et les *Culex* avec 8.624 moustiques femelles représentent 3,59%. Les autres genres: *Aedeomyia*, *Mimomyia*, *Ficalbia*, *Coquilletidia* et *Uranotaenia* sont très peu représentés.

Ce sont toujours les mêmes espèces qui sont relativement abondantes, il s'agit dans le genre *Aedes*, d'*Aedes dalzielii* qui est représenté par 42.586 femelles capturées de 1990 à 1995, ce qui correspond à 17,71% des captures, mais si l'on rapporte ce nombre au nombre des *Aedes* capturés, cette espèce à elle seule représente près de 30% du genre. Il est suivi par *Aedes furcifer* dont 37.774 femelles ont été capturées pendant la même période, ce qui représente 15,71% des femelles capturées. Si l'on se reporte à la quantité des *Aedes*, cela représente 26,50% de ce peuplement. Ces deux espèces à elles seules constituent 30,40% des moustiques capturés et 47,91% des *Aedes*.

En abondance, l'espèce qui arrive après ces deux *Aedes* est *Anopheles rufipes*, dont 30.491 spécimens ont été capturés de 1990 à 1995, ce qui correspond à 12,68% des femelles de moustiques capturées et à 44,18% des *Anopheles*. L'espèce suivante que l'on peut mentionner pour son abondance non négligeable est *Mansonia uniformis*. 15.869 spécimens de cette espèce ont été capturés de 1990 à 1995, ce qui correspond à 6,60% des femelles capturées pendant cette période et à 93,33% des *Mansonia*.

Ces espèces relativement abondantes constituent à elles seules 52,71% des femelles capturées.

En dehors de ces espèces, rares sont celles qui dépassent 1%. Nous les donnons dans l'ordre en commençant par celle qui est la plus représentée en abondance, et nous ne

rentrerons pas dans les détails et donnerons les résultats globaux des années 1990 à 1995 (Tableaux A5, A6, A7, A8, A9 et A10 en annexe). Les genres les plus représentés sont dans les graphiques A2 à A7. C'est ainsi que nous avons dans l'ordre décroissant les espèces suivantes: *Aedes minutus*, *Aedes luteocephalus*, *Aedes taylori*, *Anopheles funestus*, *Aedes argenteopunctatus*, *Aedes fowleri*, *Anopheles squamosus*, *Culex poicilipes*, *Anopheles ziemanni* et *Culex perfuscus*.

Nous avons de même comptabilisé les mâles, dont 7.403 ont été capturés de 1990 à 1995, et parmi ceux-ci le genre *Mansonia* au nombre de 6.678, constitue à lui seul 90,21% des mâles capturés, et parmi ceux-ci, *Mansonia uniformis* avec 4.927 individus, constitue 66,55% des mâles.

3.1.1.2. Fréquence spécifique.

La fréquence (F) est le rapport P/p exprimé en pourcentage tel que $F = (PX100)/ p$, dans lequel P est le nombre de relevés (captures) dans lesquels une espèce étudiée est présente et p le nombre total de relevés effectués. Chaque piège et chaque équipe de captureurs est considéré comme étant une capture. La fréquence permet de subdiviser la population capturée en plusieurs groupements d'espèces. "Une fréquence élevée correspond à des conditions de milieu favorables ou une bonne adaptation au milieu. Une fréquence faible traduit des conditions de vie défavorables ou une particulière sensibilité aux fluctuations du milieu"(Dajoz, 1982).

En fonction des valeurs qui sont affectées à F, on subdivise le peuplement en plusieurs catégories d'espèces, qui sont les suivantes:

- Des espèces très communes lorsque F est supérieur à 50%
- Des espèces communes lorsque F est compris entre 25 et 50%
- Des espèces rares lorsque F est compris entre 10 et 25%
- Des espèces très rares ou accidentnelles lorsque F est inférieur à 10%

A partir de cette définition, nous pouvons classer les différents résultats des captures qui sont donnés dans les tableaux: A11 à A16 en annexe, et les graphiques A8 à A13 en annexe. A partir du tableau A4, qui récapitule les fréquences pour les observations menées au cours de six années, les résultats globaux donnent les espèces suivantes comme:

Très communes

Communes

Rares très rares ou accidentnelles

En 1990, nous avons: deux espèces très communes: *Aedes furcifer* et *Ae. taylori*, six espèces communes: *Ma. uniformis*, *Ae. dalzielii*, *Ae. luteocephalus*, *Ae. vittatus*, *Cx. poicilipes* et *Ae. aegypti*, neuf espèces rares, *Ae. fowleri*, *Ae. argenteopunctatus*, *An.*

nili, *An. rufipes*, *An. ziemanni*, *An. pharoensis*, *Cx. perfuscus*, *Cx. bitaeniorhynchus* et *An. coustani*. Les autres espèces (vingt neuf) sont rares ou extrêmement rares

En 1991, une seule espèce est commune: *Aedes dalzieli*, cinq espèces rares: *Anopheles rufipes*, *Aedes fowleri*, *Ae. minutus*, *Ae. vittatus*, *Ae. furcifer*. Toutes les autres espèces sont rares, voire extrêmement rares.

En 1992, seules trois espèces sont rares: *Aedes dalzieli*, *Ae. minutus* et *Ae. furcifer*, les autres espèces (cinquante trois) sont très rares ou extrêmement rares.

En 1993, deux espèces sont très communes: *Aedes dalzieli* et *Ae. furcifer*; dix espèces sont communes: *An. coustani*, *An. funestus*, *An. gambiae*, *An. rufipes*, *Ae. argenteopunctatus*, *Ae. fowleri*, *Ae. vittatus*, *Ae. taylori*, *Ae. luteocephalus* et *Ma. uniformis*; dix sept espèces sont rares: *An. ziemanni*, *An. brunnipes*, *An. domicola*, *An. flavigosta*, *An. hancocki*, *An. nili*, *An. pretoriensis*, *An. squamosus*, *Ae. minutus*, *Ae. ochraceus*, *Ae. vexans*, *Ae. mcintoshi*, *Ae. aegypti*, *Cx. perfuscus*, *Cx. poicilipes*, *Ma. africana* et *Mi. mimomyiaformis*. Les autres espèces (trente trois) sont rares à extrêmement rares.

En 1994, deux espèces sont communes: *An. rufipes* et *Ae. furcifer*; une seule espèce est rare: *Ae. luteocephalus*, toutes les autres espèces (cinquante sept) sont rares à extrêmement rares.

En 1995, en tenant compte des six séries de captures, nous avons seulement une espèce rare: *Ae. furcifer*, les autres espèces (cinquante et six) sont rares à extrêmement rares.

3.1.1.3. Variations mensuelles selon les années des espèces culicidiennes.

Les captures ont été effectuées pendant six années, aux mêmes périodes: Juillet, Octobre et Novembre, sauf pour l'année 1995, au cours de laquelle, les mois d'Avril, Mai et Juin ont été rajoutés.

Le pic d'abondance varie selon les années, quelle que soit la méthode de capture utilisée. En 1990 le pic se situe en Juillet avec 15.660 moustiques, représentant 51,90% des moustiques capturés; il en est de même pour 1991 avec 18.902 moustiques (39,08% des moustiques capturés) et pour 1992 avec 18.931 moustiques (50,23%). En 1993, il se situe en Octobre avec 37.157 moustiques (55%), de même qu'en 1994, avec 18.763 (38,63%) et en 1995 avec 9.142 (51,49%) (Tableau A11 et Graphique A8).

Les résultats permettent d'observer des variations saisonnières, au niveau des genres et des espèces correspondantes. Ces variations saisonnières sont très nettes au niveau de la spécificité et affectent la fréquence. Les espèces qui présentent les fréquences les plus élevées sont représentées dans les tableaux A11 à A16 de 1990 à 1995 et dans les graphiques A8 à A13 .

3.1.1.4. Variation des espèces culicidiennes selon les méthodes de capture.

Le fait d'avoir utilisé différentes méthodes de capture, a permis de tester leur efficacité respective. Les résultats sont résumés dans les tableaux 17 à A22 (A18 à A22 en annexe) et les figures 10 à A15 (A11 à A15 en annexe). Les captures sur homme sont exprimées en nombre de piqûres par soirée. Pour les pièges à appât animaux et le piège CDC+CO₂, les résultats correspondent au nombre de moustiques capturés par nuit.

Les *Aedes* sont plus abondants dans les captures effectuées sur homme, aussi bien au niveau du "PK10" que dans les villages. Mais les captures à l'aide des pièges CDC+CO₂ donnent de très bons résultats.

Les *Anopheles* sont les plus abondants dans les captures effectuées à l'aide du piège CDC+CO₂.

Les *Culex* sont plus abondants dans les captures effectuées à l'aide des pièges à appât animaux et au piège CDC+CO₂.

Les *Mansonia*, les *Mimomyia*, les *Uranotaenia*, les *Aedeomyia* et les *Culiciomyia* sont surtout capturés avec le piège CDC+CO₂.

3.1.2. Discussion.

Les résultats visaient des objectifs bien précis: l'étude de la circulation des arbovirus. Les méthodes de captures utilisées (crépusculaires ou nocturnes), les types de pièges et les biotopes prospectés, sont des facteurs qui ont influencé la représentativité des espèces culicidiennes. Il a fallu en particulier tenir compte du comportement des moustiques qui peuvent être endophiles et/ou endophages, caractère limitant, car tous les échantillonnages ont été effectués à l'extérieur.

Les prospections ont permis de préciser la distribution de nombreuses espèces qui existaient dans la zone de Kédougou et qui étaient mal ou peu connues pour cette région et que des captures crépusculaires n'avaient pas permis de mettre en évidence.

3.1.2.1. Une nouvelle méthodologie des captures.

Après une période longue de recherche en particulier sur les vecteurs de la fièvre jaune, il est apparu indispensable de modifier la méthodologie et la stratégie de capture des moustiques pour la surveillance endemo-épidémiologique, afin d'avoir un système efficace et applicable dans ces régions de zone intertropicale. Ce modèle pourra être

			Juillet				Octobre				Novembre				Total	
Genre	Sous Genre	Espèces	Homme "PK10"	Piège mouton	Piège poulet	Piège C02+LUX	Homme "PK10"	Piège mouton	Piège poulet	Piège C02+LUX	Homme village	Homme village	Piège mouton	Piège poulet	Piège C02+LUX	Nombre Capturés
Anopheles	Cellia	<i>Anopheles coustani</i>	0	0	0	1	8	60	2	0	9	0	2	0	8	90
		<i>Anopheles siemanni</i>	0	0	0	0	0	537	18	188	4	4	742	9	36	1538
		<i>Anophele sp</i>	0	0	0	0	4	5	0	0	0	0	57	0	0	66
		<i>Anopheles funestus</i>	0	0	0	12	0	2	0	0	5	1	0	0	13	33
		<i>Anopheles gambiae</i>	1	0	0	13	1	8	4	87	0	0	0	0	1	115
		<i>Anopheles maculipalpis</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1
		<i>Anopheles nili</i>	0	0	0	0	47	3	3	7	2	4	0	0	0	66
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	0	0	0	0	114	0	65	0	0	0	0	0	179
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	0	0	0	1	0	1	0	0	1	1	13	2	7	26
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	6	0	17	0	15	0	36	2	0	47	2	41	166
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	0	0	0	4	0	0	2	1	67	0	25	99
Aedeomyia	Lepiothauma	<i>Aedeomyia africana</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	6	7
		<i>Aedeomyia furfurea</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	10	10
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	0	0	3	60	20	4	181	0	0	0	0	3	271
		<i>Aedes cumminsi</i>	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3
		<i>Aedes daizielii</i>	17	348	140	3338	36	31	40	0	304	15	44	3	186	4502
		<i>Aedes fowleri</i>	1	112	28	305	1	14	5	56	0	0	10	1	26	559
		<i>Aedes hirsutus</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
		<i>Aedes minutus</i>	2	72	2	573	0	0	0	0	0	0	0	0	0	649
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	0	0	0	1	0	14	0	0	0	0	1	16
		<i>Aedes vexans</i>	376	33	15	103	301	0	0	0	39	12	0	0	1	880
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	244	0	0	0	1031	0	0	1	879	37	0	0	0	2192
		<i>Aedes taylori</i>	57	0	0	0	578	0	0	0	537	4	0	0	0	1176
	Mucidus	<i>Aedes sudanensis</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1
Culex	Culex	<i>Aedes aegypti</i>	74	1	0	2	36	0	0	0	38	0	0	0	0	151
		<i>Aedes africanus</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	10	0	0	0	0	11
		<i>Aedes coxi</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2
		<i>Aedes luteocephalus</i>	92	0	0	0	878	1	0	0	240	0	0	0	0	1211
		<i>Aedes metallicus</i>	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3
		<i>Aedes neoaficanus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0	0	0	6
		<i>Aedes unilineatus</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	1	3
		<i>Culex antennatus</i>	0	1	0	0	0	0	0	1	1	24	1	3	31	
		<i>Culex bitaeniorthynchus</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	5	3	32	41	
		<i>Culex decens</i>	0	0	0	22	0	0	0	0	1	0	0	0	0	23
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	0	0	1	0	0	1	2	0	0	0	0	0	4
Mimomyia	Mimomyia	<i>Culex neavei</i>	0	0	0	0	0	0	3	5	1	0	5	14	26	54
		<i>Culex perfuscus</i>	0	0	3	0	0	0	3	63	0	0	0	0	0	69
		<i>Culex poicilipes</i>	0	0	0	1	4	3	32	53	78	70	78	67	213	599
		<i>Culex pruina</i>	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	2
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	2
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Culex univittatus</i>	0	0	2	490	0	9	32	24	0	0	0	0	0	557
		<i>Culex sp</i>	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1
		<i>Lutzia</i>	<i>Culex tigripes</i>	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	2
		<i>Ficalbia</i>	<i>Ficalbia uniformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	70	0	0	0	0	1047
Mansonia	Mansonioides	<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	0	1	6	139	371	0	0	442	1007	917	0	2883
		<i>Mimomyia hispida</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	4	128	133	
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Mimomyia lacustris</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	70	70	
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	0	0	0	147	0	0	0	13	0	0	0	0	0	160
		<i>Mimomyia splendens</i>	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	2
Total Général			867	573	190	5100	2993	969	523	924	2232	592	2106	1023	1901	19993

Tableau 17 : Résultats des captures mensuelles de moustiques par méthode de capture à Kedougou en 1990.

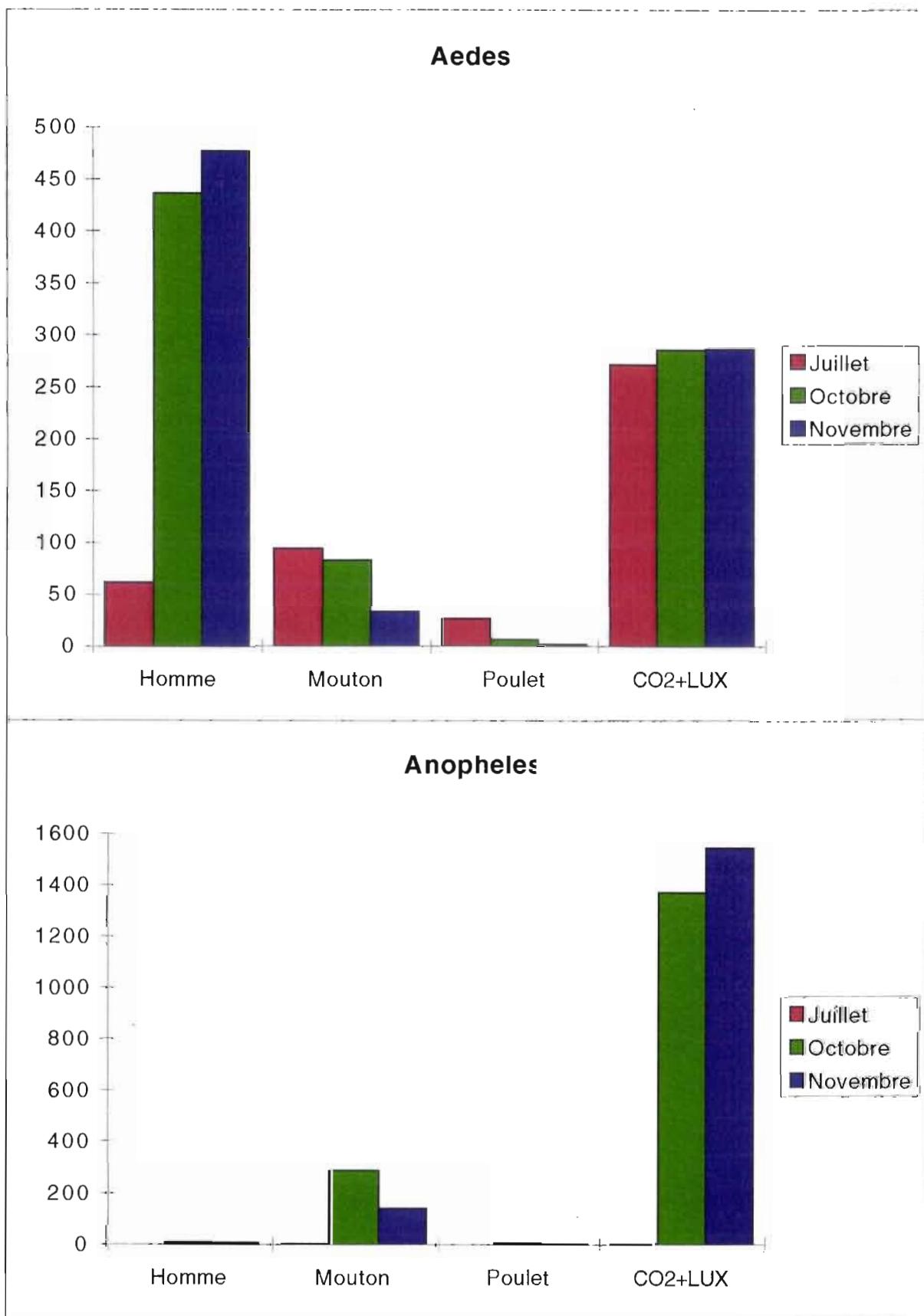


Figure 10: Résultats des fluctuations mensuelles des captures de moustiques par méthodes de capture à Kédougou en 1990.

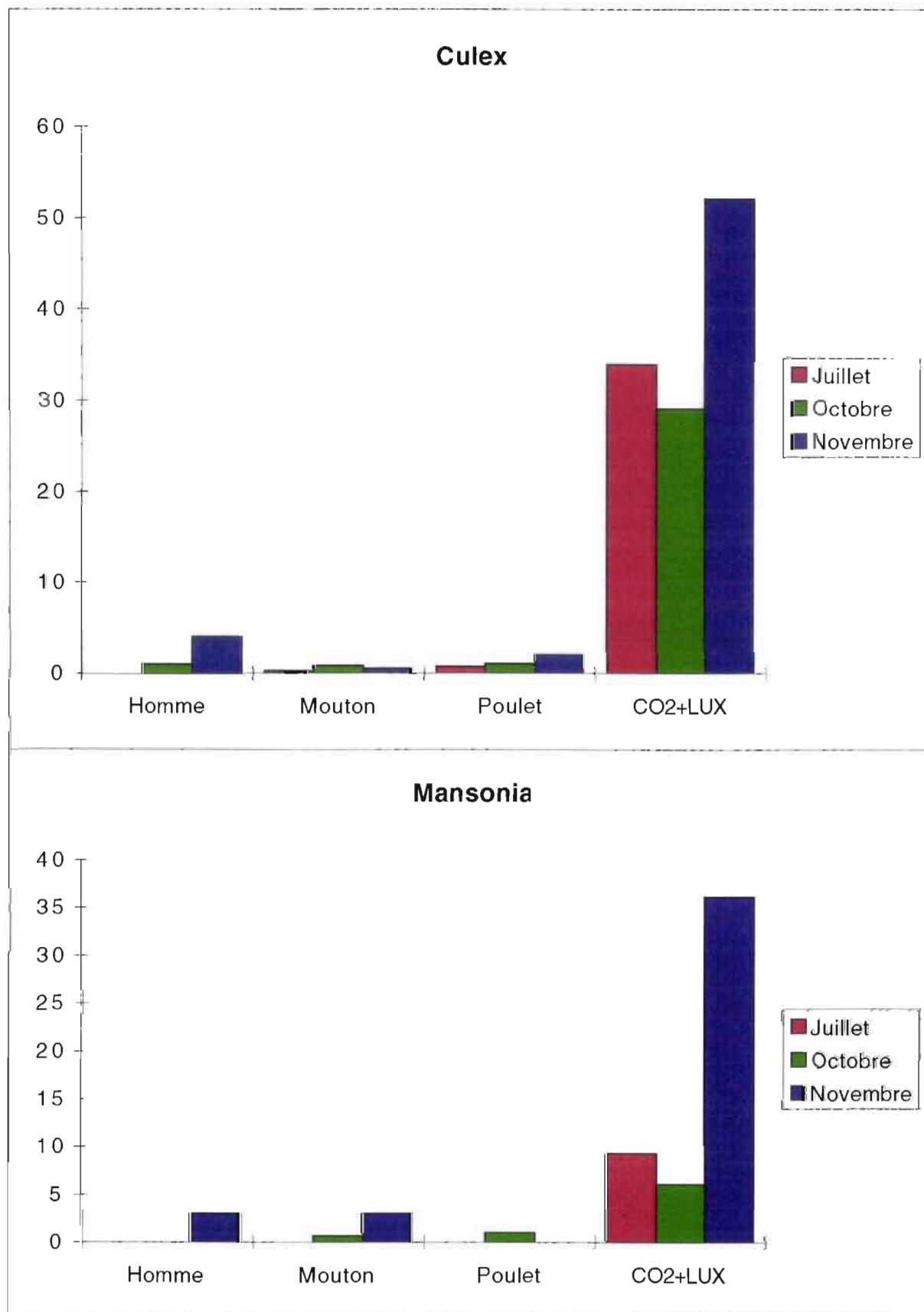
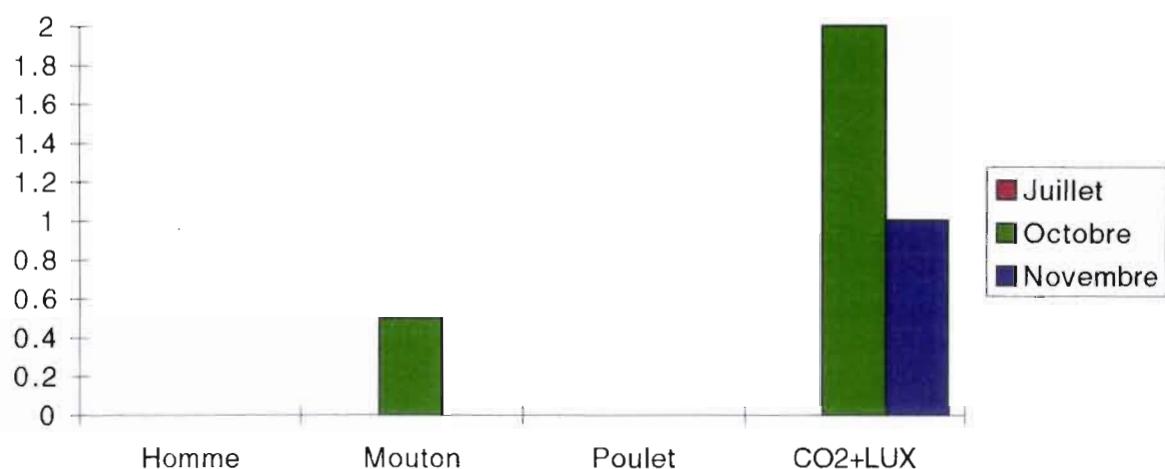
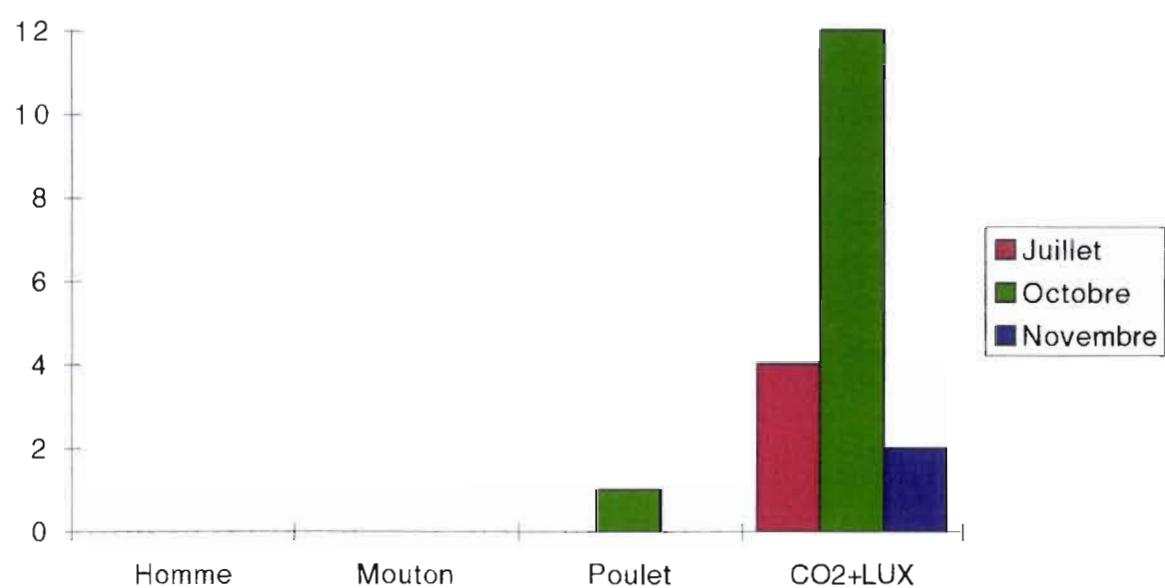


Figure 10: Résultats des fluctuations mensuelles des captures de moustiques par méthodes de capture à Kédougou en 1990.

Mimomyia



Uranotaenia



Culiciomyia

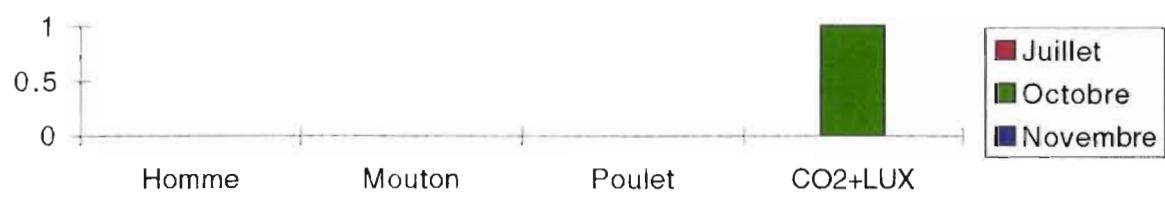


Figure 10: Résultats des fluctuations mensuelles des captures de moustiques par méthodes de capture à Kédougou en 1990.

transposé dans d'autres régions, à la condition de bien connaître la composition des populations et la biologie des espèces vectrices.

La méthode utilisant le piège CDC+CO₂ a permis d'échantillonner les populations de moustiques. Les pièges à appâts animaux ont complété utilement cet échantillonnage par la capture des espèces à tendance zoophile.

Nos études sont basées sur les résultats des auteurs qui nous ont précédés sur le terrain et qui nous ont permis de mettre au point une méthodologie qui sera transférée à nos partenaires. Cette méthodologie sera basée sur l'efficacité, car elle devra nous fournir des résultats aussi complets que ceux fournis par les études annuelles, ceci dans un impératif de moindre coût, aussi bien financier, qu'en personnel.

Les vecteurs collectés au cours de trois périodes de séries de captures annuelles, ont permis d'effectuer l'inventaire de la faune culicidienne, au cours de cette période. Cet inventaire comparé aux résultats précédents, permet de constater l'absence ou la très faible représentativité de certaines espèces, mais aussi la mise en évidence d'espèces qui n'avaient pas été répertoriées précédemment. Les espèces absentes en général étaient représentées en très petit nombre. En revanche les espèces qui sont répertoriées alors qu'elles étaient absentes précédemment, ont été recensées à l'aide de méthodes de captures qui n'avaient pas été utilisées lors des précédentes études. Les espèces que nous n'avons pas retrouvées sont:

Au niveau des *Aedes*: *Ae. apicoargenteus* qui représente 0,002% des espèces capturées de 1972 à 1977, *Ae. diengi* (0,0008), *Ae. punctothoracis* (0,004), *Ae. stokesi* (0,03), *Ae. tarsalis +filicis* (0,06), *Ae. grahami* (0,0015), *Ae. longipalpis* (0,0009), *Ae. circumluteolus* (0,002), *Ae. jamoti* (0,01).

Des *Coquillettidia*: *Cq. maculipennis* (0,005).

Des *Eretmapodites*: *Er. chrisogaster* (0,016).

Des *Culex*: *Cx. inconspicuosus* (0,027), *Cx. nebulosus* (0,007), *Cx. macfieii* (0,005), *Cx. weschei* (0,07), *Cx. guiaerti* (0,05), *Cx. ingrami* (0,003), *Cx. grahami* (0,005) et *Cx. mouchetti* (0,003).

Les espèces qui n'avaient pas été trouvées entre 1972 et 1977 et qui ont été recensées par notre étude sont:

Chez les *Anopheles*: *An. ziemanni* qui représente 2,48% des moustiques capturés de 1990 à 1995, *An. hancocki* (0,65), *An. maculipalpis* (0,23), *An. pretoriensis* (0,36) et *An. wellcomei* (0,01).

Les *Aedeomyia*: *Ad. africana* (0,02) et *Ad. furfurea* (0,0004).

Les *Aedes*: *Ae. centropunctatus* (0,004), *Ae. vexans* (0,46) et *Ae. mcintoshi* (0,17).

Les *Culex*: *Cx. antennatus* (0,098), *Cx. aurentapex* (0,0008), *Cx. duttoni* (0,0008), *Cx. pruina* (0,006), *Cx. tritaeniorhynchus* (0,004), *Cx. univittatus* (0,03), *Cx. wattii* (0,0008), et *Cx. cinereus* (0,0008).

Les *Ficalbia*: *Fic. uniformis* (0,0001); les *Coquillettidia*: *Cq. microannulata* (0,0004).

Les *Mimomyia*: *Mi. mediolineata* (0,012), *Mi. hispida* (0,06), *Mi. lacustris* (0,046), *Mi. plumosa* (0,025) et *Mi. splendens* (0,002); les *Uranotaenia*: *Ur. fusca* (0,008).

Les *Toxorhynchites*: *Tx. brevipalpis* (0,0004) et *Tx. viridibasis* (0,0004).

Ces différences sont dues au fait que lors des premières études, les captures étaient basées principalement sur les captures crépusculaires sur appât humain, qui fournissaient le plus grand nombre de vecteurs potentiels de fièvre jaune, en particulier les *Aedes*.

Les *Culex* ont été capturés dans la végétation basse de la partie haute de la galerie forestière par fauchage, mais ils ont pu également être capturés sur homme, en début et en fin de saison des pluies.

Les *Anopheles* de cette région bien que comprenant de nombreuses espèces anthropophiles, sont faiblement représentés dans les captures qui sont crépusculaires. Ceci est dû au fait que ces espèces ont une activité beaucoup plus nocturne.

Notre méthodologie a permis de capturer:

Des *Anopheles* en grand nombre grâce à l'utilisation du piège CDC+CO₂, mais aussi par les pièges utilisant comme appât animal les moutons; ou simplement placés dans la "case bergerie" (3.150 *An. coustani* et 6.155 *An. ziemanni* ont été capturés de 1990 à 1995 contre 0 de 1972 à 1977 par Cornet et al., 1979b).

Les *Aedes* sont les plus nombreux dans les captures crépusculaires sur appât humain, mais aussi dans les pièges CDC+CO₂, mais ce ne sont pas les mêmes espèces qui sont concernées.

Les *Culex* sont régulièrement capturés par toutes les méthodes et techniques utilisées

Pour une même espèce, le nombre de moustiques capturés aux pièges lumineux reflète la densité à un moment donné. Les conditions de captures étant strictement les mêmes pendant toute la durée de l'enquête, cela nous permet de comparer les variations au cours du temps. Cependant il faut être très prudent lorsque l'on veut comparer les espèces entre elles, toutes n'étant pas attirées de la même manière par la lumière du piège.

A partir de ces captures, nous avons pu observer une succession dans les captures du peuplement par les différents genres qui est la suivante: *Aedes*, *Anopheles*, *Culex*, *Mansonia*, *Aedeomyia* et *Uranotaenia*. Les *Aedes* sont les plus nombreux en début de saison des pluies, ceci est dû à leur particularité biologique, d'avoir des œufs qui résistent

à la dessiccation, ce que les travaux de Cornet et al., 1975, sur la mise en évidence de la survie des femelles en saison sèche, confirment. La présence tardive des *Mansonia*, *Mimomyia* et *Aedeomyia* s'explique par le fait que ces espèces sont inféodées à des plantes aquatiques (*Pistia*, *Nymphaea* et *Lemna*...), qui ne pullulent sur les mares qu'en fin de saison des pluies.

Les autres *Aedes* les mieux représentés sont: *Ae. argenteopunctatus*, *Ae. dalzieli*, *Ae. fowleri*, *Ae. minutus* et *Ae. vittatus*. C'est ainsi que pour *Ae. argenteopunctatus*, *Ae. fowleri*, *Ae. minutus* et *Ae. vittatus*, le pic maximum des captures se situe toujours en Juillet, quel que soit le mois où débute les pluies. Ceci est confirmé par Cornet et al., 1978a qui situe le pic d'*Ae. vittatus* au tout début de la saison des pluies (Mai ou Juin), puis Cornet et al., 1979b, confirment ce même comportement pour *Ae. minutus* et *Ae. argenteopunctatus*.

Ae. dalzieli est une espèce dont les gîtes larvaires sont des mares temporaires, mais aussi les trous des cours d'eau de la région de Kédougou. Cette espèce est très dépendante des précipitations. En 1990, 1991 et 1994 le pic maximum se situe en Juillet, le début des pluies étant en Juin. En 1992 et 1993 ce pic se situe en Octobre, avec la diminution des pluies et le maximum de la mise en eau de tous les gîtes, c'est ce même phénomène qui se produit en 1995 avec le pic en Novembre. Au contraire, selon que la saison des pluies est plus ou moins précoce, Cornet et al., 1978a constataient que cette espèce pouvait présenter un léger pic en Juin, puis semblait disparaître en Juillet et Août, pour réapparaître en Septembre et pulluler en Octobre et Novembre. Ce phénomène s'explique par le fait que ses gîtes sont des mares temporaires, les premières pluies de début de saison des pluies donnent un petit pic et la mise en eau totale de ses gîtes a lieu avec les très fortes pluies suivantes, d'où le maximum de productivité en Octobre et Novembre.

Cornet et al., 1979b ont montré que les *Anopheles* avaient leur pic maximum en Septembre, ce qui correspond au mois le plus pluvieux. Les mois les plus arrosés sont très variables, c'est ainsi qu'en 1990 c'est le mois d'Août; ce qui donne un pic des captures pour ces espèces en Octobre, mais avec des captures presqu'aussi abondantes en Novembre. En 1991 le pic principal des pluies est en Juillet suivi d'un second en Septembre, ce qui donne un pic des captures en Octobre, mais les captures de Novembre ne sont plus que le cinquième de celles d'Octobre. En 1992, le maximum des pluies est en Juillet, et le pic des captures se situe en Octobre, puis les captures diminuent d'un tiers en Novembre. En 1993, le mois d'Août puis Septembre sont les mois les plus pluvieux, le pic des captures est en Octobre, le mois de Novembre ne représentant plus que 1/4 des captures d'Octobre. En 1994, le maximum des pluies est en Septembre, avec un pic des captures en Octobre et celles-ci diminuent de moitié en Novembre. En 1995 le mois le plus pluvieux est Août, le maximum des captures se situe en Novembre. Pour les

Anopheles, le volume des captures est très influencé par la quantité des pluies, et leur durée. Ce qui se manifeste par leur apparition tardive par rapport aux autres espèces.

Cornet et al. 1979b, avaient constaté que les *Culex* étaient abondants en début et en fin de saison des pluies. Nos résultats permettent de confirmer ces observations pour 1990 et 1995, mais pour 1991, 1992, 1993 les captures augmentent de Juillet à Novembre; en 1994, le maximum des captures se situe en Octobre. Plus la quantité de pluie enregistrée jusqu'en Juillet est importante et plus elle détermine les maxima de captures en Juillet.

La nouvelle méthodologie des captures mise au point et utilisée au cours de cette étude a permis de montrer son efficacité par les captures de tous les genres et espèces de moustiques présents dans cette zone, en confirmant ou complétant les connaissances de leur biologie, et en démontrant l'association des facteurs climatiques dans l'apparition des densités de vecteurs potentiels d'arbovirus. L'apparition, la succession des différents genres en fonction de la qualité et de la quantité des pluies ont un impact sur les risques d'épidémies si elles sont étaillées ou concentrées.

3.2. Résultats de Barkedji.

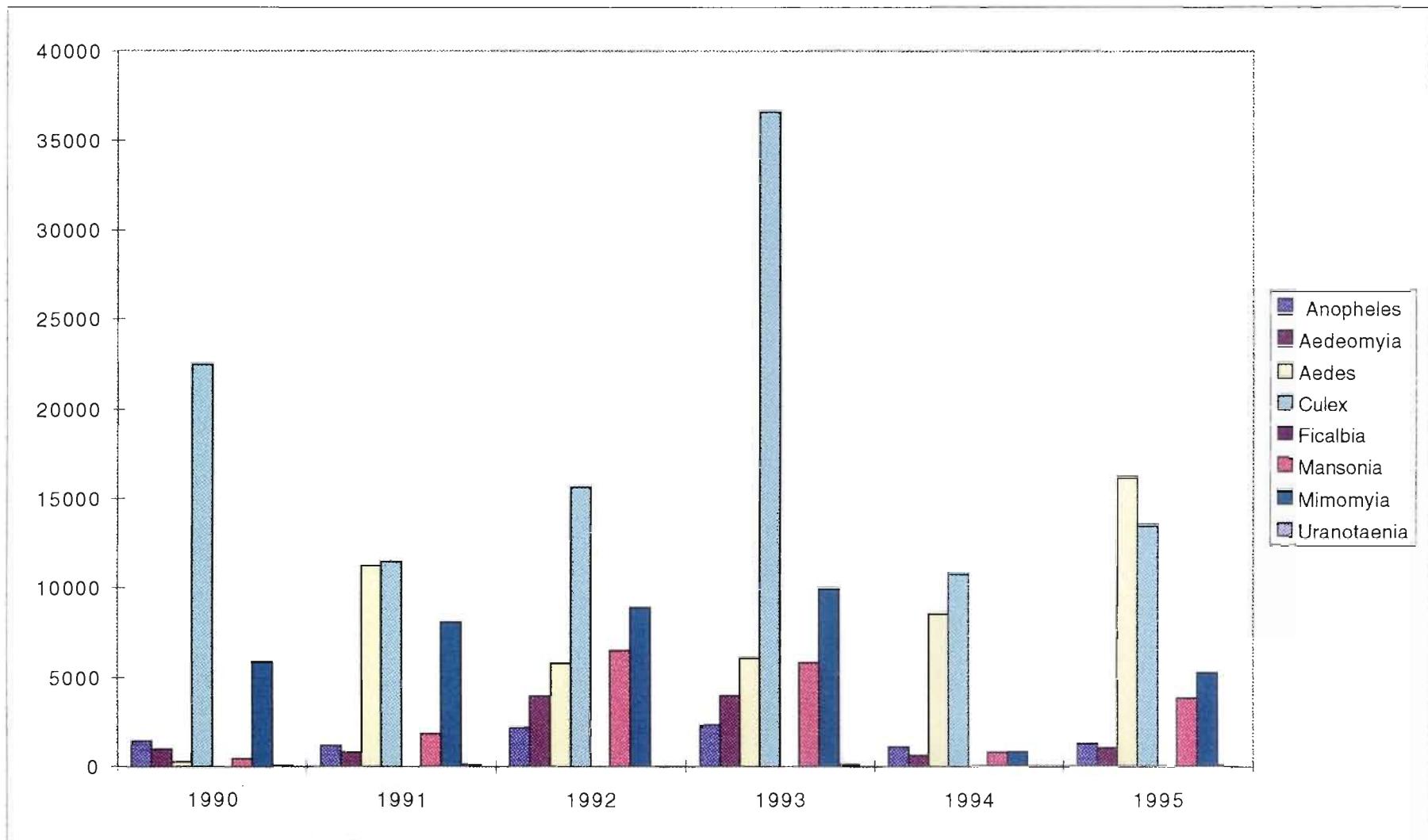
3.2.1. Les Culicidae.

3.2.1.1. Espèces présentes et variation annuelle d'abondance.

Pour l'ensemble des captures effectuées à Barkedji de 1990 à 1995, tableau A23 en annexe et graphique 14 des genres capturés, la richesse est de 39 en 1993 qui est l'année où nous avons le maximum de taxa. Mais elle fluctue d'une année à l'autre (24 en 1990, 33 en 1991, 34 en 1992, 36 en 1994 et 1995) et selon les mois de l'année (Tableaux: A24, A25, A26, A27, A28, et A29). Ces espèces se répartissent dans 8 genres et 14 sous-genres. Les captures effectuées de 1990 à 1995, donnent une population culicidienne qui est structurée comme suit: 14 espèces du genre *Aedes*, 11 espèces du genre *Culex*, 11 espèces du genre *Anopheles*, 6 espèces du genre *Mimomyia*, 3 espèces du genre *Uranotaenia*, 2 espèces du genre *Mansonia* et 1 espèce dans les genres *Aedeomyia*, *Ficalbia* et *Coquilletidia*. Ce peuplement culicidien varie dans le temps et dans l'espace, comme pour les taxa.

Nous nous bornerons ici à ne signaler que les espèces particulières à cette zone comparativement à toutes celles déjà rencontrées à Kédougou. Seules deux espèces sont spécifiques de Barkedji, il s'agit de:

<i>Mimomyia</i>	(<i>Mimomyia</i>)	<i>plumosa</i>	(Theobald), 1901
<i>Mimomyia</i>	(<i>Mimomyia</i>)	<i>splendens</i>	Theobald, 1903



Graphique 14: Résultats des captures annuelles de moustiques par genre à Barkedji de 1990 à 1995.

De 1990 à 1995, 454.585 diptères ont été capturés, qui se répartissent en 227.490 moustiques femelles et de 9.601 moustiques mâles. Le reste des diptères est composé de 214.812 Phlébotomes sp. et 155 *Phebotomus duboscqi* et 2.527 Culicoides. Les résultats donnés ici correspondent aux résultats des captures toutes méthodes confondues (Tableau A23).

Au niveau des genres, les *Culex* avec 108.693 femelles représentent 47,78% des femelles capturées de 1990 à 1995; les *Aedes* avec 47.702 femelles, représentent 20,97 %, les *Mimomyia* avec 35.767 femelles représentent 16,60%, les *Mansonia* avec 17.024 femelles représentent 7,48%, les *Anopheles* avec 9.506 femelles représentent 4,18%, les *Aedeomyia* avec 8.527 femelles représentent 3,75%. Les autres genres: *Uranotaenia* et *Ficalbia*, sont très peu représentés, 265 (0,09%) et 6 (0,003%).

Les *Culex* sont les plus abondants, il est donc naturel de retrouver chez ce genre l'espèce la plus abondante qui est *Culex poicilipes* avec 83.823 femelles capturées de 1990 à 1995, ce qui correspond à 35,95% de l'ensemble des femelles capturées, et à 88,47% des *Culex*. L'espèce suivante en abondance est *Aedes vexans* avec 41.439 femelles capturées (17,77% de l'ensemble des femelles capturées et 84,47% des *Aedes*). La troisième espèce en abondance est *Mimomyia splendens* avec 32.146 femelles capturées (13,78% de l'ensemble des femelles capturées et 88,47% des *Mimomyia*). Par ordre d'abondance décroissante nous avons: *Mansonia africana* 5,81% des femelles capturées et 68,98% des *Mansonia*, *Culex neavei* 3,85% des femelles et 8,07% des *Culex*, *Anopheles ziemanni* avec 2,68% des femelles et 62,52% des *Anopheles*, *Culex ethiopicus* 2,68% des femelles et 5,63% des *Culex*, *Mansonia uniformis* 2,24% des femelles et 29,61% des *Mansonia*. Les autres espèces ont une abondance inférieure à 2% des femelles capturées pendant la période 1990-1995.

Hormis ces espèces, rares sont celles qui dépassent 1%. Nous donnons ici en ordre décroissant d'abondance ces espèces en commençant par celles qui sont les plus abondantes: *Aedes ochraceus*, *Culex tritaeniorhynchus* et *Culex antennatus*. Tous ces résultats sont donnés au tableau A23.

Dans les captures nous avons 9.863 mâles, les espèces les plus abondantes sont tout d'abord *Aedeomyia africana* avec 2.779 individus, correspondant à 28,18% des mâles capturés. Puis *Mimomyia splendens* avec 2.720 individus constituant 27,58% des mâles. Nous avons ainsi de suite: *Culex ethiopicus* 616 et 6,14%, *Mansonia africana* 599 et 6,07%, *Culex neavei* 558 et 5,67%, *Mansonia uniformis* 418 et 4,23% et *Aedes vexans* 261 et 2,64%.

3.2.1.2. Fréquence spécifique.

Les résultats qui figurent dans les tableaux: 30 à A35 (A31 à A35 en annexe), donnent les catégories de fréquence des différentes espèces. C'est ainsi qu'en 1990,

Fréquence mensuelle des captures en 1990						Fréquence totale %
Genre	Sous Genre	Espèces	Octobre	Novembre	Décembre	
Anopheles	Cellia	<i>Anopheles ziemanni</i>	36,67	87,18	87,5	70,45
		<i>Anopheles sp</i>	3,33	5,13	0	2,82
		<i>Anopheles pharoensis</i>	26,67	66,67	75	56,11
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	10	0	0	3,33
Aedeomyia	Lepiothauma	<i>Aedeomyia africana</i>	40	41,02	50	43,67
	Aedimorphus	<i>Aedes ochraceus</i>	6,67	0	0	2,22
		<i>Aedes vexans</i>	60	0	0	20,00
Culex	Mucidus	<i>Aedes sudanensis</i>	10	0	0	3,33
	Culex	<i>Culex antennatus</i>	23,33	35,89	25	28,07
		<i>Culex bitaeniorhynchus</i>	70	0	25	31,67
		<i>Culex decens</i>	3,33	0	0	1,11
		<i>Culex ethiopicus</i>	26,67	17,95	37,5	27,37
		<i>Culex neavei</i>	36,67	46,15	25	35,94
		<i>Culex perfuscus</i>	3,33	0	0	1,11
		<i>Culex poicilipes</i>	86,67	87,18	87,5	87,12
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	13,33	46,15	25	28,16
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Culex univittatus</i>	10	0	0	3,33
		<i>Mansonia africana</i>	10	62,23	87,5	53,24
		<i>Mansonia uniformis</i>	30	41,02	0	23,67
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia hispida</i>	26,67	43,59	25	31,75
		<i>Mimomyia lacustris</i>	16,67	16,38	0	11,02
		<i>Mimomyia splendens</i>	53,33	56,41	50	53,25
		<i>Mimomyia sp</i>	3,33	0	0	1,11
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia sp</i>	6,67	0	25	10,56
		<i>Uranotaenia balfouri</i>	10	0	0	3,33
		<i>Uranotaenia bilineata</i>	6,67	25,64	50	27,44

Tableau 30: Fréquence mensuelle des espèces culicidiennes capturées à Barkedji en 1990

quatre espèces sont très communes: *Culex poicilipes*, *An. ziemanni*, *Ma. africana* et *Mimomyia splendens*. Huit espèces sont communes: *Aedeomyia africana*, *Cx. neavei*, *Mi. hispida*, *Cx. bitaeniorhynchus*, *Cx. tritaeniorhynchus*, *Cx. antennatus*, *Uranotaenia bilineata* et *Cx. ethiopicus*. Quatre espèces sont rares: *Ma. uniformis*, *An. rufipes*, *Ae. vexans* et *Mi. lacustris*. Les autres espèces (six) sont très rares.

En 1991, cinq espèces sont communes: *Cx. poicilipes*, *Cx. neavei*, *Ae. vexans*, *Ma. africana* et *Mi. splendens*. Onze espèces sont rares: *Cx. ethiopicus*, *Mi. lacustris*, *An. ziemanni*, *Mi. hispida*, *Ma. uniformis*, *Cx. bitaeniorhynchus*, *Ad. africana*, *Ae. sudanensis*, *Ae. ochraceus*, *An. rufipes* et *An. gambiae*. Les autres espèces (seize) sont très rares ou accidentelles.

En 1992, deux espèces sont très communes: *Ma. africana* et *Cx. poicilipes*. Six espèces sont communes: *Cx. antennatus*, *Mi. splendens*, *An. ziemanni*, *Ad. africana*, *An. pharoensis*, et *Ma. uniformis*. Dix espèces sont rares: *Ae. vexans*, *Ae. ochraceus*, *Cx. perfuscus*, *Cx. tritaeniorhynchus*, *An. gambiae*, *Ae. unilineatus*, *Ae. mcintoshi*, *Cx. ethiopicus*, *Ae. sudanensis* et *Ae. metallicus*. Les autres espèces (seize) sont rares ou accidentelles.

En 1993, six espèces sont communes: *Cx. poicilipes*, *Ma. africana*, *Cx. neavei*, *Ae. vexans*, *Mi. splendens* et *An. ziemanni*. Treize espèces sont rares: *An. gambiae*, *Cx. antennatus*, *Ae. ochraceus*, *Cx. ethiopicus*, *Ma. uniformis*, *An. pharoensis*, *An. rufipes*, *Ae. sudanensis*, *Cx. tritaeniorhynchus*, *Cx. perfuscus*, *Cx. bitaeniorhynchus*, *Ad. africana* et *Cx. univittatus*. Les autres espèces (vingt et une) sont très rares ou accidentelles.

En 1994, huit espèces sont communes: *Ae. vexans*, *Cx. poicilipes*, *Cx. neavei*, *Ae. ochraceus*, *Ma. africana*, *Cx. ethiopicus*, *An. ziemanni* et *An. pharoensis*. Huit espèces sont rares: *Cx. tritaeniorhynchus*, *Ad. africana*, *Mi. splendens*, *An. gambiae*, *Cx. antennatus*, *Ma. uniformis*, *Ae. sudanensis* et *Cx. bitaeniorhynchus*. Les autres espèces (vingt et une) sont très rares ou accidentelles.

En 1995, neuf espèces sont communes: *Cx. poicilipes*, *Ae. vexans*, *Cx. neavei*, *An. ziemanni*, *An. pharoensis*, *Cx. ethiopicus*, *An. gambiae*, *Ma. africana* et *Mi. splendens*. Huit espèces sont rares: *Ad. africana*, *Ma. uniformis*, *Cx. tritaeniorhynchus*, *Ae. ochraceus*, *Cx. bitaeniorhynchus*, *Ae. sudanensis*, *Cx. antennatus* et *Mi. mimomyiaformis*. Les autres espèces (dix neuf) sont rares ou accidentelles.

L'observation des tableaux montre que la fréquence spécifique subit des fluctuations mensuelles importantes. En général les *Anopheles* sont abondants au cours des trois premiers mois de l'année, ainsi qu'au cours des trois derniers. Ce schéma se retrouve chez les *Culex* qui sont abondants les quatre premiers mois et en Octobre et Novembre. Il en est de même des *Mansonia* qui sont abondants les deux premiers mois, puis au cours des trois derniers mois. Les *Aedes* apparaissent dès Juillet et disparaissent

en Décembre. Les *Uranotaenia* et les *Mimomyia* sont quantifiables au cours des deux ou trois premiers mois de l'année.

3.2.1.3. Variations mensuelles selon les années des espèces culicidiennes.

Les captures ont été effectuées au cours de périodes pendant lesquelles les mares étaient en eau, et les populations de moustiques étaient encore appréciables. Dans ces conditions tous les mois de l'année n'ont pas fait l'objet de captures. Cependant en 1995, nous avons effectué des captures toute l'année pour confirmer l'absence des populations culicidiennes et vérifier la présence quantitative en saison sèche des populations de phlébotomes.

Le pic d'abondance varie selon les années, quelle que soit la méthode de captures utilisée. Si nous comparons les différentes figures 16 à A21 (Figure A17 à A21 en annexe), correspondant aux fluctuations des captures selon les genres, en associant les méthodes de captures, les résultats montrent l'existence de variations saisonnières au niveau des genres et des espèces. Ces variations spécifiques saisonnières affectent aussi la fréquence.

3.2.1.4. Variation des espèces culicidiennes selon les méthodes de capture.

Les différentes méthodes d'échantillonnages que nous avons utilisées, ont montré en tout lieu leur efficacité. Nous avons résumé les résultats dans les tableaux 36 à A41 (Tableaux A37 à A41 en annexe). Nous avons précisé lors des résultats de Kédougou, la manière dont les résultats sont exprimés.

Les *Aedes* ont donné des pics quantitatifs au niveau des pièges CDC+CO2 et les pièges animaux appâtés avec le mouton.

Pour les *Anopheles*, la meilleure technique de récolte reste le piège CDC+CO2.

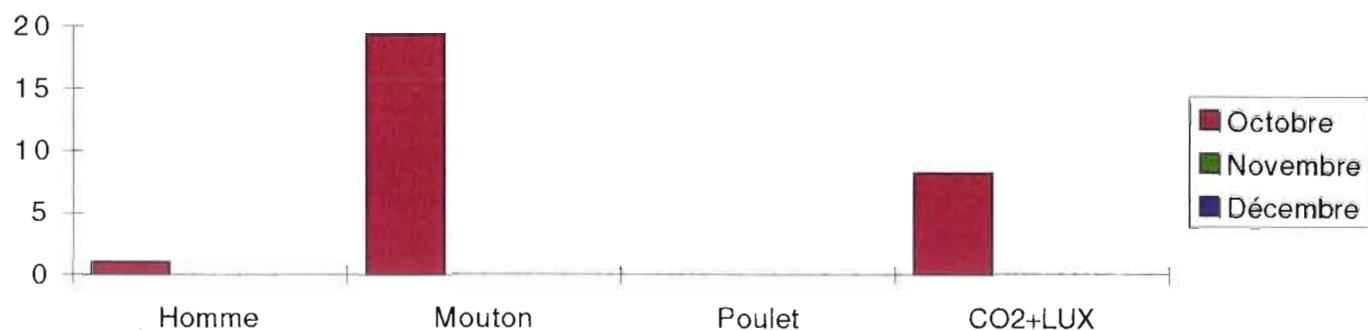
Pour Les *Culex* les captures les plus importantes sont obtenues par le piège CDC+CO2, mais selon les années peuvent être obtenues avec le piège mouton, ou avec l'homme comme appât.

Pour les *Mansonia* le type de piège le plus efficace utilise l'homme comme appât et selon les années ce résultat peut-être obtenu avec le piège CDC+CO2 ou le piège mouton .

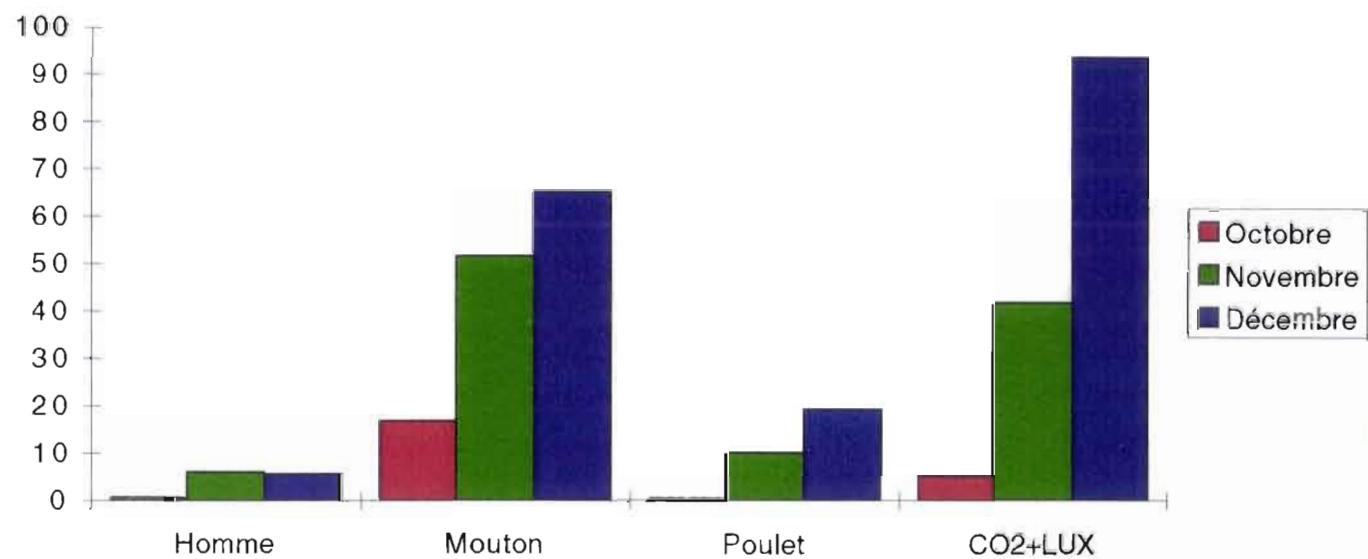
Les *Mimomyia* sont efficacement capturés avec le piège CDC+CO2 , toutes années confondues .

Les autres genres très peu nombreux, les *Uranotaenia* et les *Aedeomyia* sont capturés à l'aide du piège CDC+CO2.

Aedes



Anopheles



Culex

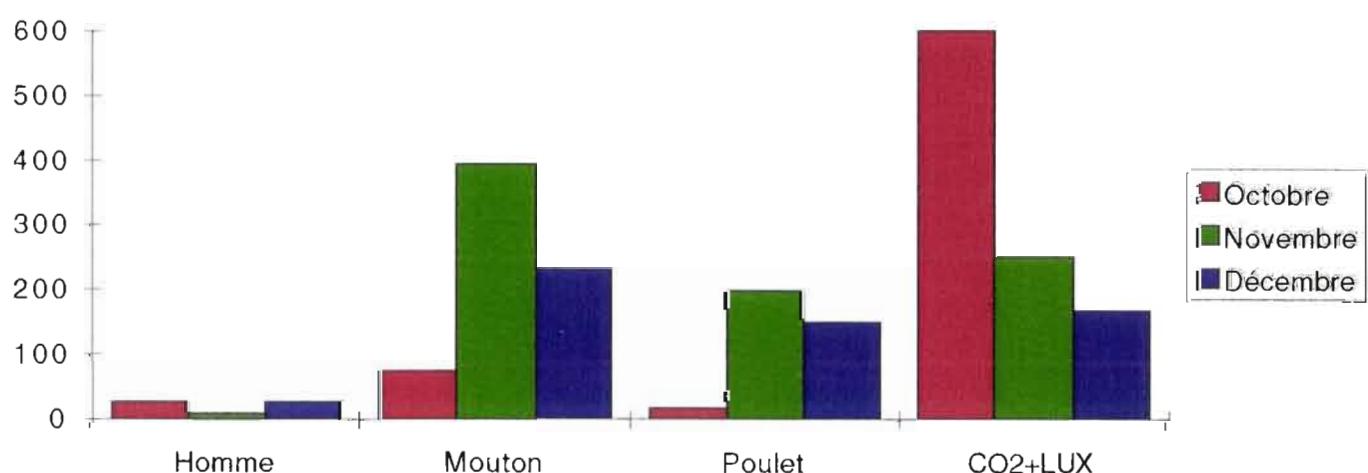
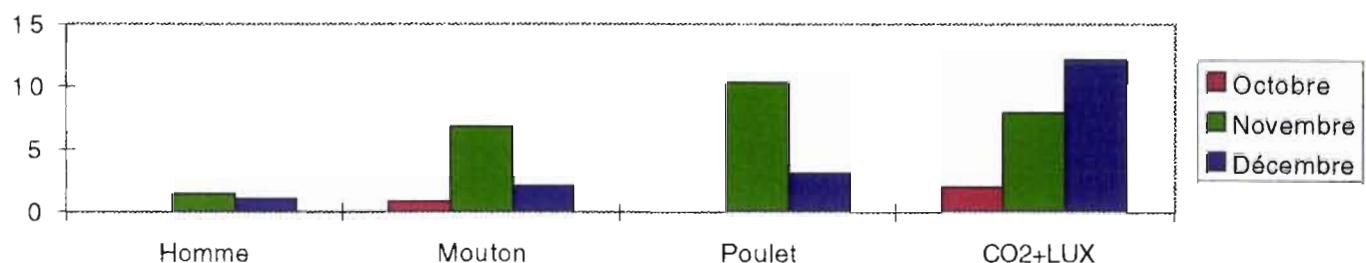
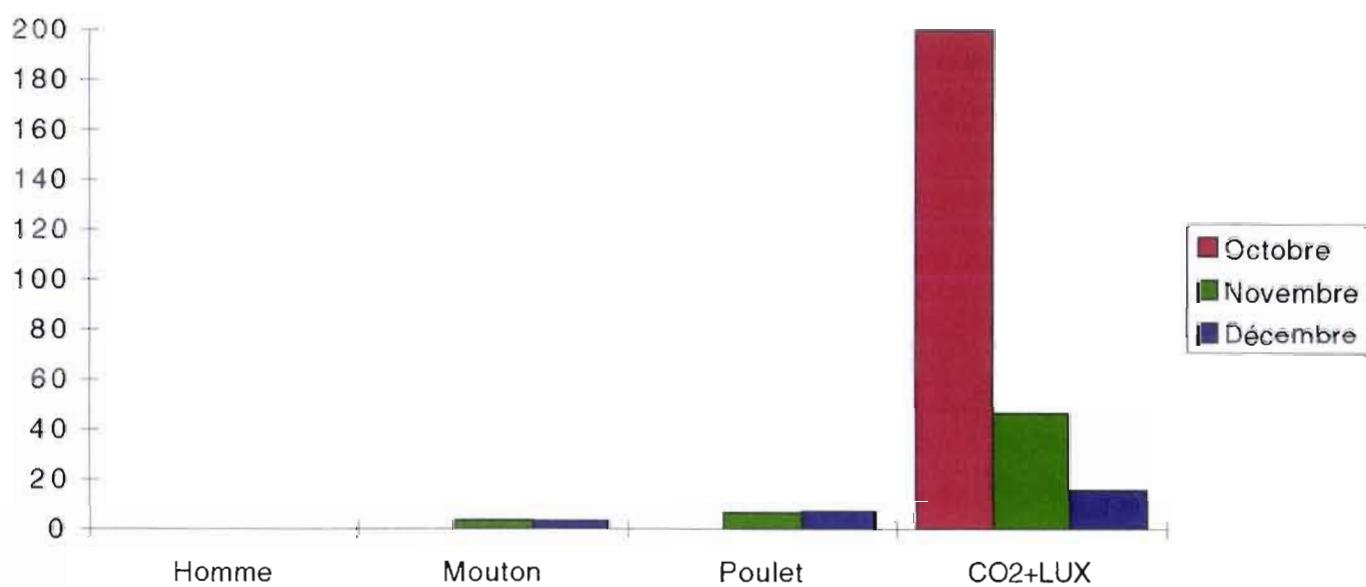


Figure 16 : Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par méthode de capture à Barkedji en 1990.

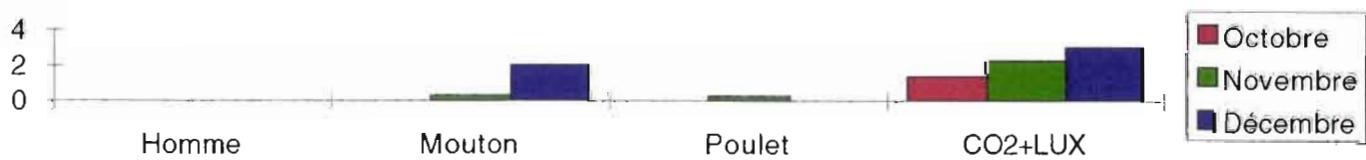
Mansonia



Mimomyia



Uranotaenia



Aedeomyia

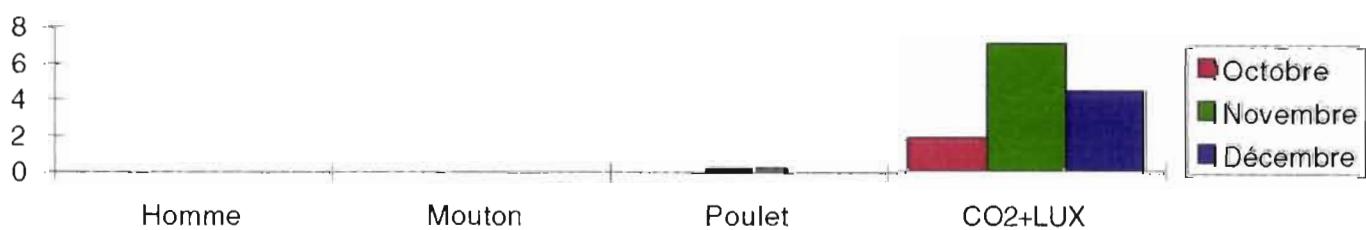


Figure 16 : Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par méthode de capture à Barkedji en 1990.

Nombre moyen de spécimens récoltés par piège selon le type de piège			Octobre				Novembre				Décembre			
Genre	Sous Genre	Espèces	H	PM	PP	PCO2	H	PM	PP	PCO2	H	PM	PP	PCO2
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles ziemanni</i>	1	0	0	18	41	201	7,2	20,08	7	64	17	44,6
	Cellia	<i>Anopheles domicola</i>	0	0	0	0	0	0	0	0,36	0	0	0	0
		<i>Anopheles gambiae</i>	0	0	0	3,6	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	0	0	0	90	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	14	0	36	18	6	1,25	2,2	2	1	2	8,4
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	38	3	198	0	0	0	0,28	0	0	0	0,4
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0,04	0	0	0	0
		<i>Anopheles sp</i>	0	0	0	270	0	0	0	0	0	0	0	0
Aedeomyia	Lepiothauma	<i>Aedeomyia africana</i>	0	0	0	612	0	0	0,2	6,12	0	0	0	4,4
Aedes		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	0	7	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Aedes vexans</i>	1	75	0	558	0	0	0	0	0	0	0	0
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Mucidus	<i>Aedes sudanensis</i>	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Culex	Culex	<i>Culex antennatus</i>	0	3	0	27	1	1	0,4	0,36	0	0	0	0,4
		<i>Culex bitaeniorhynchus</i>	32	17	5	348	0	1	0	0	0	0	1	0
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	4	0	60	0	0	0	0,16	0	0	0	0,2
		<i>Culex neavei</i>	1	0	5	50	0	6	5,8	1,56	0	0	4	1,2
		<i>Culex perfuscus</i>	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex poicilipes</i>	19	332	67	10233	795	1551	185,6	211,3	208	228	144	152,4
		<i>Culex tritaeniorynchus</i>	0	1	4	1	0	11	2,6	1,48	0	1	0	0,4
		<i>Culex univittatus</i>	0	0	0	75	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex sp</i>	0	0	0	14	0	0	0	0	0	0	0	0
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Mansonia africana</i>	0	3	0	586	15	19	5	2,72	2	2	3	10,8
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	0	28	5	9	0,8	2,8	0	0	0	0
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia mediolineata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Mimomyia hispida</i>	0	0	0	959	0	0,5	0,2	1,48	0	0	7	2,4
		<i>Mimomyia lacustris</i>	0	0	0	692	0	0,5	4,4	1,12	0	2	0	0,8
		<i>Mimomyia sp</i>	0	0	0	66	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Mimomyia splendens</i>	0	0	0	1860	0	2,5	2,2	40,24	0	1	0	14
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	0	20	0	0,25	0	0,76	0	0	0	0
		<i>Uranotaenia bilineata</i>	0	0	0	1	0	0	0,2	0,88	0	0	0	1
		<i>Uranotaenia sp</i>	0	0	0	0	0	0,5	0	0	0	2	0	0,8

Tableau: 36. Densité comparée des espèces culicidiennes récoltées à Barkedji en 1990 selon les méthodes de capture. utilisée.

3.2.2. Discussion.

Lorsque nous avons sélectionné la région de Barkedji pour l'identification des facteurs de déclenchement des épidémies ou d'épizooties en particulier pour le virus de la fièvre de la vallée du Rift, cette région était vierge de toute connaissance du peuplement entomologique.

La succession des différents genres de moustiques vecteurs, est la même que celle observée à Kédougou. Nous avons successivement les *Aedes*, *Anopheles*, *Culex*, *Mansonia*, *Mimomyia*, *Aedeomyia* et *Uranotaenia*. Cependant en comparant le peuplement culicidien des deux zones d'étude, l'une située en savane soudano-guinéenne (Kédougou), l'autre en savane soudanienne (Barkedji), nous avons une grande différence dans la structure de leurs populations. La pauvreté du peuplement de Bakedji par rapport à Kédougou s'exprime par l'absence de 10 espèces d'*Aedes*, 6 de *Culex*, 6 d'*Anopheles*. Ce qui est remarquable c'est la représentativité numérique qui va de la rareté à la pullulation.

Ces études conduites d'Octobre 1990 à Décembre 1995 ont permis de dresser l'inventaire des moustiques recensés dans cette zone, puis d'étudier la biologie des moustiques vecteurs du virus de la fièvre de la vallée du Rift et de mettre en évidence les virus qui y ont circulé.

Nous avons entrepris l'étude des moustiques vecteurs potentiels de virus, la circulation des virus dans cette zone, et la description des cycles des vecteurs du virus de la Rift en période inter-épizootique.

3.2.2.1. Chronologie et abondance dans la succession des espèces culicidiennes trouvées dans cette zone.

Les *Aedes* de Barkedji présentent des différences notables par rapport à ceux récoltés dans la région de Kédougou. Nous avons pu constater l'absence des *Aedimorphus* suivants: *Ae. alboventralis*, *Ae. centropunctatus*, *Ae. cumminsii*, *Ae. hirsutus*, *Ae. mixtus* et *Ae. vittatus*, d'un *Diceromyia*, *Ae. taylori*, et des *Stegomyia*: *Ae. africanus*, *Ae. cozi*, *Ae. neoafricanus* et *Ae. opok*. Ces *Aedes* sont très rares dans les captures de Kédougou, ce qui explique leur absence dans la zone de Barkedji qui ne présente pas les conditions climatiques optimales de ces espèces. A ceci s'ajoutent les types de gîtes: trous de rocher (*Ae. vittatus* et *Ae. cozi*), trous dans les tiges de palmier (*Raphia sp.*) qui sont l'œuvre de coléoptères Dynastides du genre *Oryctes* et qui sont peuplés par *Ae. africanus*. La faible représentativité des vecteurs de la fièvre jaune *Ae. furcifer* et *Ae. luteocephalus* est liée à la présence de rares gîtes larvaires (trous d'arbres). *Ae. taylori* est totalement absent.

Les *Culex* suivants: *Cx. annulioris*, *Cx. aurentapex*, *Cx pruina*, *Cx wattii* et *Cx. cinereus*, recensés à Kédougou, sont absents dans la zone de Barkedji. Les espèces sont capturées à partir de Juillet en même temps que les *Aedes*, mais avec un décalage dans le temps de leur pic maximum de capture. Ceci est du au fait que les *Culex* n'ont pas d'œufs résistants à la dessiccation, ce sont les femelles qui ont survécu à la période défavorable qui sont à l'origine du nouveau peuplement. Le nombre important de *Culex* capturés dans cette région a permis de mettre en évidence le rôle que jouent certains d'entre eux comme vecteurs de virus, en particulier: *Cx. ethiopicus*, *Cx. neavei*, *Cx. perfuscus*, *Cx. poicilipes* et *Cx. univittatus*. Ce sont les mêmes espèces que l'on retrouve en tant que vecteur, du fait de leur biologie. Nous tenterons d'expliquer ceci lors de l'étude des repas sanguins qui confirmera les préférences trophiques.

Les *Anopheles* sont moins bien représentés dans cette zone où nous recensons l'absence d'*An. brohieri*, *An. brunnipes*, *An. funestus*, *An. maculipalpis*, *An. nili* et *An. wellcomei*. Parmi ces espèces nous notons la présence de vecteurs du paludisme: *An. funestus* et *An. nili*. Les *Anopheles* comme les *Culex* apparaissent plus tardivement, les premières captures proviennent de la descendance des femelles qui ont survécu à la période défavorable. Chez le genre *Anopheles* nous trouvons les espèces qui sont peu incriminées dans la transmission de virus. L'étude de leur préférence trophique permettra d'expliquer le rôle éventuel que ce genre peut jouer dans la transmission des virus.

Les autres genres qui fréquentent ces biotopes, *Mansonia*, *Mimomyia* et *Aedeomyia*, sont inféodés aux plantes aquatiques qui colonisent les différentes mares, à partir de la fin des pluies (*Nymphaea lotus*, *Pistia stratiotes*, *Lemna sp.* etc..).

Les *Mansonia* sont très bien représentés dans ces biotopes et prolifèrent après la fin des pluies. L'étude de leur préférence trophique permettra d'expliquer le rôle qu'ils jouent ou peuvent jouer dans la transmission des virus

Les *Mimomyia* restent aux alentours de leurs gîtes larvaires, jamais nous ne les avons capturés en dehors des berges des mares de Niakha, Beli Boda et Mogré. Les espèces de ce genre sont capturées très tardivement, lorsque la saison sèche est vraiment bien installée. Les captures les plus abondantes s'effectuent toujours après l'assèchement des gîtes. Nous n'avons pas pu faire une étude quantitative de leur préférence trophique, car rares sont les femelles gorgées à être capturées.

Aedeomyia africana est une espèce qui est particulièrement bien adaptée à ces biotopes qui passent par l'assèchement total. Elle pullule en période très sèche. Avec les *Mimomyia*, ce sont les seules espèces à être capturées jusqu'à "disparition totale" avec l'arrivée des premières pluies.

Les espèces du genre *Uranotaenia* sont très peu représentées.

3.2.3. Les populations de Phlébotomes.

Un piégeage préliminaire au piège adhésif a été effectué par Y. Bâ en Avril 1992, au niveau de Niakha et de Beli Boda. Il a permis de récolter 1.289 phlébotomes, dont les déterminations spécifiques sont données dans le tableau 42. Deux genres sont représentés, il s'agit de *Sergentomyia* et *Phlebotomus*. Le genre *Phlebotomus*, avec en particulier, *Phlebotomus duboscqi* est très peu représenté (0,16%). L'espèce *S. dubia* constitue l'essentiel de la capture.

Au cours des différentes captures de moustiques, nous avons pu récolter des phlébotomes. C'est ainsi que dès Novembre 1991, nous avons constitué des lots pour des tentatives d'isolement virologique. Les résultats de leur abondance sont donnés dans les figures A22 et A23 en annexe. Ces résultats sont donnés en chiffre dans les mêmes tableaux que les résultats concernant les moustiques pour les mêmes lieux (Tableaux A24 à A29).

3.2.3.1. Richesse et abondance.

Les déterminations spécifiques des captures effectuées à l'aide du papier huilé, permettent de mettre en évidence sur les 4.884 phlébotomes récoltés à Niakha, la présence de 11 espèces (Trouillet et Bâ). Il s'agit de *Phlebotomus (Phlebotomus) duboscqi* Neveu-Lemaire, 1906, *Sergentomyia (Grassomyia) ghesquierei* (Parrot, 1929), *Sergentomyia (Grassomyia) inermis* (Theodor, 1938), *Sergentomyia (Grassomyia) squamipleuris* (Newstead, 1912), *Sergentomyia (Sintonius) adleri* (Theodor, 1933), *Sergentomyia (Sintonius) clydei* (Sinton, 1928), *Sergentomyia (Sergentomyia) antennata* (Newstead, 1912), *Sergentomyia (Sergentomyia) buxtoni* (Theodor, 1933), *Sergentomyia (Sergentomyia) dubia* (Parrot, Mornet et Cadenat, 1945) *Sergentomyia (Sergentomyia) schwetzi* (Adler, Theodor et Parrot, 1929), *Sergentomyia (Parrotomyia) magna* (Sinton, 1932). A Beli Boda, les 2.284 phébotomes capturés appartiennent à neuf espèces: *P. duboscqi*, *S. inermis*, *S. squamipleuris*, *S. clydei*, *S. antennata*, *S. schwetzi*, *S. buxtoni*, *S. dubia* et *S. magna*.

A Niakha, les espèces du sous-genre *Sergentomyia* constituent 78,75% des captures, et le genre *Sergentomyia* 98,73%. Les espèces les plus abondantes sont respectivement: *S. dubia* (40,71%), *S. schwetzi* (25,54%), *S. clydei* (13,84%).

Lorsque l'on se réfère aux biotopes inventoriés, cet ordre est respecté. Dans les termitières *S. schwetzi* (29,99%) est très proche de *S. dubia* (30,67%). Cette dernière espèce s'affirme d'avantage dans les terriers (48,62%) et se confirme d'avantage dans les trous d'arbre (56,02%). Au cours de cette même étude, les autres principales espèces (*S.*

Nombre de phlebotomes capturés par espèce par mois.																		
Année			1992												1993			
Genre	Sous-genre	Espèces	Avril	Mai	Juin	Juillet	Aout	Septembre	Octobre	Novembre	Décembre	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	
Phlebotomus	Phlebotomus	<i>P. dubosqi</i>	2	1	9	3	2	2	1	5	8	9	0	11	3	3	1	
Sergentomyia	Parrotomyia	<i>S. magna</i>	21	14	0	0	0	11	1	64	26	36	6	25	6	0	0	
	Sintonius	<i>S. adleri</i>	0	0	0	5	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>S. clydei</i>	83	48	42	42	89	50	48	37	29	88	17	111	16	12	5	
	Sergentomyia	<i>S. dubia</i>	469	101	63	7	18	15	15	81	53	166	181	82	56	27	40	
		<i>S. dubia-antennata</i>	619	110	51	10	18	25	34	112	85	167	264	129	95	37	29	
		<i>S. antennata</i>	5	1	0	0	5	24	93	30	24	8	2	3	0	0	0	
		<i>S. schwetzi</i>	64	26	4	39	57	110	42	123	332	168	74	61	16	82	36	
		<i>S. buxtoni</i>	5	5	10	8	15	31	7	17	34	25	4	11	6	2	2	
	Grassomyia	<i>S. squamipleuris</i>	17	1	0	0	5	0	9	2	2	4	3	26	15	9	0	
		<i>S. inermis</i>	4	0	0	0	0	3	1	1	0	0	0	1	0	0	0	
		<i>S. ghesquieri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	
Total			1289	307	179	114	211	272	252	472	593	671	552	460	213	172	113	
Richesse spécifique			9	8	5	6	8	9	10	9	8	8	8	9	7	6	5	

Tableau 42 : Richesse spécifique, densité et nombre d'individus capturés par espèce et par mois.

schwetzi, *S. clydei* et *S. antennata*) sont moins bien représentées dans ce deux biotopes. Seule *S. magna* a son abundance qui varie parallèlement à celle de *S dubia*.

La densité (nombre de phlébotomes/m² de piége) permet de mettre en évidence les gîtes préférentiels de ces insectes (Tableau 43). Pour l'ensemble du peuplement phlébotomien, ce sont les termitières (242,28 phlébotomes/m²). *S. dubia* et *S. magna* ont leur densité maximale dans les terriers, *S. schwetzi*, *S. antennata*, *S. buxtoni*, *P. duboscqi*, dans les termitières. Les trous d'arbres ne recueillent la préférence d'aucune espèce.

En ce qui concerne Beli Boda, les espèces les plus abondantes sont dans l'ordre *S. dubia* (72,59%), *S. antennata* (9,68%), *S. clydei* (8,76%) et *S. schwetzi* (5,69%).

3.2.3.2. Fréquence spécifique.

Selon le pourcentage de présence de chaque espèce par rapport au nombre de séances de captures effectuées (=nuits) (Tableau 43), sur le site de Niakha, on peut dire que *S. dubia*, *S. clydei* et *S. schwetzi* sont des espèces très communes dans les biotopes étudiées. *S. buxtoni* est une espèce très commune dans les termitières et communes dans les terriers et les trous d'arbres. *S. magna* et *S. antennata* sont très communes dans les termitières, communes dans les terriers et rares dans les trous d'arbres. *S. inermis* est rare dans les termitières et très rare dans les trous d'arbres. *S. adleri* est rare dans les termitières et absente ailleurs. Enfin *S. ghesquierei* est très rare dans les termitières et absente ailleurs.

A Beli Boda, *S. clydei* (83,33%), *S. dubia* (75,%) et *S. schwetzi* (66,67%) sont très communes. *S. antennata*, *S. buxtoni* et *S. magna* sont communes avec la même fréquence de 41,67%.

3.2.3.3. Fluctuations saisonnières.

Les tableaux montrent, en tenant compte du nombre d'individus capturés, que les fluctuations des populations phlébotomiques présentent un pic de Novembre à Mars, passant par un maximum en Janvier, le mois le plus froid. A partir du mois d'Avril les populations de phlébotomes vont aller en diminuant et n'amorceront une légère remontée qu'en Août (Figure A22).

S. dubia, *S. schwetzi*, *S. clydei* et *S. buxtoni*, les espèces les plus abondantes, sont les seules à être présentes chaque mois. *S. dubia* l'espèce la plus abondante et la plus fréquente, a présenté son maximum d'activité en Janvier-Février, et son minimum pendant "l'hivernage" (Juillet-Août-Septembre), ralentissement qui s'est prolongé jusqu'en Octobre. Cette population se développe à partir de Novembre, puis décline. *S.*

Genre	Sous-genre	Espèces	Biotopes	Fréquence
Phlebotomus	Phlebotomus	<i>P. duboscqi</i>	Trous d'arbres	5,72
			Terriers	12,23
			Termitières	14,85
Sergentomyia	Parrotomyia	<i>S. magna</i>	Trous d'arbres	16,22
			Terriers	20,71
			Termitières	20,56
	Sintonius	<i>S. adleri</i>	Trous d'arbres	0
			Terriers	0
			Termitières	4,83
		<i>S. clydei</i>	Trous d'arbres	39,47
			Terriers	42,14
			Termitières	53,22
	Sergentomyia	<i>S. dubia</i>	Trous d'arbres	66,66
			Terriers	75,36
			Termitières	75
		<i>S. dubia-antennata</i> *	Trous d'arbres	16,07
			Terriers	27,53
			Termitières	30,4
		<i>S. schwetzi</i>	Trous d'arbres	48,57
			Terriers	50,8
			Termitières	20,17
		<i>S. buxtoni</i>	Trous d'arbres	20,17
			Terriers	20,71
			Termitières	33,06
	Grassomyia	<i>S. squamipleuris</i>	Trous d'arbres	2,19
			Terriers	9,28
			Termitières	15,72
		<i>S. inermis</i>	Trous d'arbres	0,43
			Terriers	1,42
			Termitières	2,01
		<i>S. ghesquierei</i>	Trous d'arbres	0
			Terriers	1,42
			Termitières	0

S. dubia-antennata * Il n'est pas possible de différencier les mâles de ces deux espèces (Davidson, 1990).

Tableau 43: Variation de la fréquence des espèces en fonction des biotopes à Barkedji.

schwetzi a montré un pic très marqué en Décembre, puis régresse au fur et à mesure que la sécheresse s'accentue.

L'activité de *S. clydei* a été plus irrégulière. La population de *S. buxtoni* s'est maintenue à un niveau très faible. Les mois de Septembre, Décembre et Janvier sont les mois où cette espèce est la plus représentée.

P. duboscqi a toujours été capturé en petit nombre, et n'a été absent qu'en Janvier (Tableau 42).

CHAPITRE IV: PRÉFÉRENCES TROPHIQUES.

Les résultats de l'analyse des repas de sang provenant de moustiques capturés gorgés, sont présentés dans le tableau 44. A Kédougou 1.719 repas de sang et à Barkedji 920 ont été analysés en ELISA et testés vis à vis de 5 espèces animales (homme, bœuf, mouton, cheval et poule). L'analyse des repas de sang, des moustiques capturés gorgés dans la nature permet de connaître les préférences trophiques des seules espèces exophiles.

4.1. Résultats.

A Kédougou, l'absence de repas sanguin d'origine cheval est due au fait que cet animal est absent de cette zone de par la présence de la trypanosomiase animale. Sur les 1.719 repas analysés, 866 correspondent à des repas pris sur mouton, ce qui correspond à 50,4% des repas analysés, 558 correspondent au repas pris sur poulet (32,5%), 243 sur bœuf (14,1%), 24 sur homme (1,4%) et 28 non identifiés (1,6%). Les espèces de cette zone dont les repas ont été analysés ont été fournies par les captures effectuées à l'aide du piège CDC+CO₂, qui a une tendance à capturer des espèces zoophiles, ce qui est confirmé par les résultats des analyses. Ces espèces zoophiles se répartissent comme suit: *Cx ethiopicus*, *Cx. neavei*, *Cx. perfuscus* et *Cx. univittatus* sont uniquement à tendance ornithophile, étant positifs pour les tests poulet, *An. pharoensis* zoophile (mouton), *Ma. africana* zoophile (mouton et poulet), *Ae. argenteopunctatus* et *Ae. ochraceus* zoophile (bœuf, mouton et poulet). Les autres espèces ont des préférences alimentaires hétéroclites (anthropophile et zoophile): *Ae. hirsutus* et *Ma. uniformis* (homme, mouton et poulet), *Ae. dalzieli*, *Ae. minutus*, *Ae. vexans*, *Ae. vittatus*, *An. gambiae s.l.* et *Cx. poicilipes* (homme, bœuf, mouton et poulet). *Ae. dalzieli*, *Ae. ochraceus*, *Ae. vexans* et *Cx. poicilipes* ont des repas sanguins dont l'origine n'a pu être déterminée (Tableau 44).

A Barkedji 920 repas de sang ont été analysés, 482 correspondent à des repas pris sur poulet (52,4%), 277 sur mouton (30,1%), 87 sur bœuf (9,4%), 40 sur cheval (4,4%), 21 sur homme (2,3%) et 13 dont nous n'avons pas déterminer l'origine (1,4%). *Cx. bitaeniorhynchus*, *Cx. neavei*, *Cx. perfuscus* et *Cx. univittatus* se sont gorgés uniquement sur poulet, démontrant ainsi une tendance ornithophile, *Ma. africana*, *Cx. antennatus* et *Cx. tritaeniorhynchus* sont zoophiles (mouton et poulet pour le premier et cheval, bœuf, mouton et poulet pour les autres), les autres espèces ont des préférences trophiques très hétéroclites: anthropophile et zoophile: *Ma. uniformis* (homme, mouton et poulet), *Ae. sudanensis* (homme, Cheval, bœuf et mouton) et *Ae. ochraceus*, *Ae. vexans* et *Cx. poicilipes* (homme, cheval, bœuf, mouton et poulet). *Ae. sudanensis* et *Cx.*

Espèces analysées	Nombre de femelles gorgées analysées	Résultats positifs des analyses pour:					
		Homme	Cheval	Bœuf	Mouton	Poulet	Indeterminés
<i>Aedes argenteopunctatus</i>	168	0	0	42(25)	118(70,2)	8(4,8)	0
<i>Aedes dalzieli</i>	220	1 (0,5)	0	72 (32,7)	145 (65,9)	1 (0,5)	1 (0,5)
<i>Aedes hirsutus</i>	10	1(10)	0	0	1(10)	8(80)	0
<i>Aedes minutus</i>	248	2(0,8)	0	38(15,3)	173(69,8)	35(14,1)	0
<i>Aedes ochraceus</i>	92	0	0	24 (26,1)	55 (59,8)	3 (3,2)	10 (10,9)
<i>Aedes vexans</i>	122	1 (0,8)	0	33 (27,1)	62 (50,8)	11 (9)	15 (12,3)
<i>Aedes vittatus</i>	88	2 (1,9)	0	10 (11,5)	64 (73,1)	12 (13,5)	0
<i>Anopheles gambiae s.l.</i>	38	5(13,1)	0	17(44,7)	15(39,6)	1(2,6)	0
<i>Anopheles pharoensis</i>	8	0	0	0	8(100)	0	0
<i>Culex ethiopicus</i>	25	0	0	0	0	25 (100)	0
<i>Culex neavei</i>	110	0	0	0	0	110 (100)	0
<i>Culex perfuscus</i>	82	0	0	0	0	82 (100)	0
<i>Culex poicilipes</i>	261	10 (3,8)	0	7 (2,7)	76 (29,1)	166 (63,6)	2 (0,8)
<i>Culex univittatus</i>	12	0	0	0	0	12 (100)	0
<i>Mansonia africana</i>	108	0	0	0	51 (47,2)	57 (52,8)	0
<i>Mansonia uniformis</i>	127	2 (1,6)	0	0	98 (77,2)	27 (21,2)	0
Total général	1719	24(1,4)	0	243(14,1)	866(50,4)	558(32,5)	28 (1,6)

16

Préférences trophiques des vecteurs de Kédougou

Espèces analysées	Nombre de femelles gorgées analysées	Résultats positifs des analyses pour:					
		Homme	Cheval	Bœuf	Mouton	Poulet	Indeterminés
<i>Aedes ochraceus</i>	104	3 (2,9)	6 (5,8)	34 (32,7)	57 (54,8)	4 (3,8)	0
<i>Aedes sudanensis</i>	26	1 (3,8)	14 (53,8)	9 (34,6)	1 (3,8)	0	1 (3,8)
<i>Aedes vexans</i>	105	2 (1,9)	12 (11,4)	28 (26,7)	53 (50,5)	10 (9,5)	0
<i>Culex antennatus</i>	17	0	0	4(23,5)	9(53)	4(23,5)	0
<i>Culex bitaeniorhynchus</i>	9	0	0	0	0	9(100)	0
<i>Culex neavei</i>	91	0	0	0	0	91(100)	0
<i>Culex perfuscus</i>	99	0	0	0	0	99 (100)	0
<i>Culex poicilipes</i>	336	12 (3,3)	4(0,8)	9 (2,5)	94 (28,3)	205 (60,2)	12 (4,9)
<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	21	0	4(19)	3 (14,3)	10(47,7)	4(19)	0
<i>Culex univittatus</i>	23	0	0	0	0	23 (100)	0
<i>Mansonia africana</i>	36	0	0	0	15 (41,7)	21(58,3)	0
<i>Mansonia uniformis</i>	53	3 (5,7)	0	0	38 (71,7)	12 (22,6)	0
Total général	920	21(2,3)	40(4,4)	87(9,4)	277(30,1)	482(52,4)	13 (1,4)

Préférences trophiques des vecteurs de Barkeji

Tableau 44 : Résultats des analyses des préférences trophiques.

poicilipes sont les seuls avec des repas sanguins dont l'origine n'a pu être déterminée (Tableau 44).

4.2. Discussion.

Pour établir la liste des hôtes naturels sur lesquels les différentes espèces de moustiques se gorgent, l'étude des repas sanguins est l'une des meilleures méthodes, bien qu'ici nous excluons dans notre échantillonnage, les populations endophiles et diurnes. De même la population que nous avons testée a été capturée eau piége CDC+CO₂. Nous n'avons pas utilisé dans cette étude des spécimens capturés sur appât humain ni sur appât animaux ce qui aurait augmenté le nombre de repas positifs sur homme ou animal (mouton, chèvre, poulet...) et de ce fait biaiser les résultats. Des moustiques gorgés provenant de pièges à appât animaux ont été testés vis à vis des anticorps spécifiques pour vérifier que ces moustiques ont bien pris leur repas sanguin sur ces hôtes qui étaient identifiés, mais ces résultats n'ont pas été comptabilisés dans nos tableaux.

Les repas dont l'origine n'ont pu être déterminée, sont dus au fait que nous n'avions pas les anticorps spécifiques les concernant.

Cx. poicilipes est l'espèce qui est la plus souvent capturée gorgée, elle se gorge plus fréquemment sur poulet 63,6% (166/261) à Kédougou et 60,2% (205/336) puis sur mouton 29,1% (76/261) et 28,3% (94/336), homme 3,8 et 3,3%, bœuf 2,7 et 2,5 et enfin cheval à Barkedji 0,8%. Cette espèce présente une préférence trophique à tendance ornithophile, ceci corrobore les résultats de Chandler et al., 1976 au Kenya. Deux repas sanguins à Kédougou et 12 à Barkedji n'ont pu être déterminés par manque des anticorps spécifiques de ceux-ci.

Aedes minutus est secondairement l'espèce la plus commune au niveau des repas de sang analysés à Kédougou, elle est absente à Barkedji. Elle se gorge préférentiellement sur mouton 69,8% (173/248), ensuite sur bovin 15,3% (38/248), puis sur poulet 14,1% (35/248) et enfin, sur homme 0,8% (2/248). C'est une espèce que nous capturons régulièrement avec les pièges à appât animaux, démontrant ainsi une préférence trophique zoophile.

Aedes dalzielii est la troisième espèce de Kédougou, elle est absente de Barkedji. Elle se gorge préférentiellement sur mouton 65,9% (145/220) ensuite sur bovin 32,7% (72/220), puis sur homme et poulet 0,5% (1/220). Cette tendance zoophile est confirmée par les captures effectuées avec appât animal qui sont les plus productives.

Aedes argenteopunctatus est la quatrième espèce de Kédougou, elle est absente de Barkedji. Elle se gorge préférentiellement sur mouton 70,2% (118/168) ensuite sur bovin 25% (42/168), puis sur poulet 4,8% (8/168). C'est une espèce qui est exclusivement zoophile, elle n'a jamais été capturée sur homme .

Le genre *Mansonia* se compose des espèces qui ont été capturées par la suite en plus grand nombre. Elles sont en majorité zoophiles, exclusivement zoophile (mouton) et ornithophile (poulet) pour *Ma. africana* aussi bien à Kédougou qu'à Barkedji, *Ma. uniformis* se nourrit aussi sur homme. Hamon et al., 1971 précisent que ces espèces se nourrissent volontiers sur une grande variété d'hôtes vertébrés et notamment les mammifères dont l'homme.

Ae. ochraceus et *Ae. vexans* sont en majorité zoophiles (mammophiles et ornithophiles). *Ae. vexans* se nourrit de même sur homme, d'où ses possibilités d'intervention dans les anthropozoonoses. Cependant le nombre élevé de repas non déterminés suppose l'existence d'autres hôtes. Ces espèces au Kenya se partagent équitablement entre les trois hôtes: homme, mouton et chèvre (Chandler et al., 1975). A Kédougou *Ae. hirsutus* est principalement ornithophile 80% (8/10), mais il se gorge de même sur homme et ovin. Le faible nombre de notre échantillon ne nous permet pas de conclure, cependant Hamon et al., 1964, l'ont trouvé modérément positif pour l'homme en Haute Volta. *Ae. vittatus* est plus zoophile (mammophile et ornithophile) qu'anthropophile, c'est une espèce pour laquelle la non spécificité en matière de préférence alimentaire avait été signalée (Service, 1964, 1965, Hamon et al., 1964, 1971).

Ae. sudanensis capturé à Barkedji est zoophile en particulier avec une préférence alimentaire portant sur les gros mammifères: cheval 53,8% (14/26) et bœuf 34,6% (9/26), il peut de même se nourrir sur homme. Linthicum et al., 1985, ont trouvé que cette espèce se nourrit à 92% sur le bétail.

Cx. tritaeniorhynchus est exclusivement zoophile à Barkedji (mammophile et ornithophile), avec une préférence pour les ovins 47,7% (10/21), puis le poulet et le cheval 19% (4/21) et enfin les bovins 14,3% (3/21). Ceci correspond aux résultats observés au Pakistan par Reisen et Boreham en 1976 où 84% des repas étaient pris sur bovins; puis pour les mêmes auteurs, chez les mêmes types d'hôtes avec 93,4%. Les mêmes résultats sont constatés en Inde par Christopher et Reuben, 1971. En Gambie, Snow et Boreham, 1973, trouvent que cette espèce se nourrit sur le bétail et ils en concluent que pour elle il n'y a pas de différence dans ses préférences alimentaires en Afrique de l'Ouest. Cependant pour cette même espèce, Gordon et al., 1991, trouvent qu'elle se nourrit de préférence sur homme (37,3%), alors que pour le bétail, ils ne trouvent que 26,1% et pour la chèvre et le mouton 27,2%.

Chandler et al., 1976 au Kenya et Anderson en 1967, montrent que les autres *Culex* sont avant tout ornithophiles.

An. pharoensis montre une préférence exclusivement zoophile (mouton) dans notre étude. Mais le faible échantillonnage ne permet pas de tirer de conclusions. Les conclusions de Gordon et al., 1991 montrent qu'il se gorge de préférence sur le bétail 30,6%, sur homme 13,9%, puis sur mouton et chèvre 11%. En Tanzanie, White en 1971 trouve que 90% se nourrissent sur bétail et seulement 2% sur homme.

An. gambiae s.l. se nourrit préférentiellement sur bovin 44,7% (17/38), puis ovin 39,6% (15/38) sur homme 13,1% (5/38) et sur poulet 2,6% (1/38). Nous n'avons pas identifié les différents membres qui forment le complexe, donc nous ne connaissons pas le rôle exact jouer par chacun d'eux, en tant que vecteur potentiel dans la transmission de viroses.

CHAPITRE V: ÉCOLOGIE VIRALE.

5.1. Les virus isolés de 1990 à 1995

5.1.1. Virus isolés à Kédougou.

Les captures effectuées à Kédougou de 1990 à 1996 ont permis de récolter 247.805 moustiques, composés de 240.402 femelles et de 7.403 mâles (Tableau A4). Ces moustiques appartiennent à 79 espèces qui sont réparties dans 2 sous familles (*Anophelinae* et *Culicinae*) et 11 genres. Ils ont été répartis en 8.312 lots monospécifiques (8.121 lots de femelles et 191 de mâles), et inoculés. Des diptères divers ont été capturés au nombre de 25.355 et sont composés de 24.354 Phlébotome sp. et 1.001 Ceratopogonide sp., répartis en 249 et 11 lots qui ont été inoculés. Vingt trois espèces parmi les 79 espèces inoculées ont permis l'isolement de 385 souches de virus, représentant 20 types de virus différents (Tableau 45). En partant du virus le plus fréquent dans les isolements, nous avons, 198 souches du virus amaril (51,83% des isolements), 47 souches de Chikungunya (12,21%), 37 souches de Zika (9,61%), 21 souches de Wesselsbron (5,45%) et 21 souches de Dengue 2 (5,45%). Les autres souches isolées le sont en nombre beaucoup plus faible. Seules les souches de Saboya et Kédougou atteignent la dizaine. Si nous revoyons ces résultats par année, c'est en 1993 que le plus grand nombre d'isolements de souches virales a été effectué, avec 221 souches soit 57,40% des isolements. Parmi ceux-ci le virus amaril est le plus représenté: 187 souches (48,57% des souches isolées de 1990 à 1995 et 84,61% des souches isolées en 1993). 1993 précède l'année 1992 au cours de laquelle 79 isolements ont été effectués, qui sont composés de 42 souches de Chikungunya (10,91 et 53,2%), puis 1990 avec 33 isolements, suivi de 1994 avec 18 isolements et 1991 et 1995 avec 17 isolements.

Aucun isolement n'a été obtenu avec les lots de mâles au cours de cette même période.

Les résultats par année nous permettent de mieux préciser les dates, les lieux et le nombre de souches isolées par espèce et par mois.

Nous donnons deux types de tableaux. Le premier permet de visualiser le genre et l'espèce de moustique incriminés, le nombre de capturés, le nombre de lots constitués, le nombre de virus isolés. Le second permet avec les informations fournies sur le genre et le type de virus, de connaître le vecteur qui est à l'origine de l'isolement, la date et le lieu de l'isolement ainsi que le nombre de souches isolées.

Six virus différents correspondant à 33 souches ont été isolés en 1990 d'*Ae. furcifer*, *Ae. luteocephalus*, *Ae. dalzielii* et *Cx. perfuscus* (Tableaux A46 et A48).

Sept virus différents qui correspondent à 17 souches ont été isolés en 1991 d'*Ae. dalzielii*, *Ae. fowleri*, *Ae. furcifer*, *Ae. argenteopunctatus*, *An. rufipes* et *Cx. perfuscus* (Tableau A47 et A49).

Genre	Virus	1990	1991	1992	1993	1994	1995	TOTAL
Alphavirus	Chikungunya	1	4	42	0	0	0	47
	Babanki	0	3	0	0	1	0	4
Flavivirus	Ar D 65239 Bagaza	1	0	0	0	0	0	1
	Wesselsbron	0	2	18	1	0	0	21
Ar Y 310 (ss.t.Wess.)	Ar Y 310 (ss.t.Wess.)	0	0	2	0	0	0	2
	Usutu	0	0	0	0	0	0	0
	Uganda S	0	0	0	0	2	0	2
	Saboya	0	0	0	0	0	11	11
	West Nile	0	2	3	0	0	0	5
	Bouboui	0	0	0	0	1	0	1
	Fièvre jaune	2	0	2	187	7	0	198
	Zika	3	3	7	23	1	0	37
	Kédougou	5	2	4	0	0	0	11
	Dengue 2	21	0	0	0	0	0	21
Bunyavirus	Ngari	0	1	1	3	3	0	8
	Pongola	0	0	0	0	1	1	2
Phlebovirus	Gomoka	0	0	0	1	0	0	1
Orbivirus	Corriparta	0	0	0	0	0	0	0
Rabdovirus	Ar D 66707 (Sanar)	0	0	0	1	2	0	3
	Chandipura	0	0	0	0	0	3	3
Non classé	Ar D 95737	0	0	0	0	0	2	2
Souche Mixte	Babanki-Ar D 66707	0	0	0	1	0	0	1
	Fièvre jaune-Zika	0	0	0	4	0	0	4
TOTAL		33	17	79	221	18	17	385

Tableau 45 :Les virus isolés à Kédougou de 1990 à 1995.

Huit virus différents qui correspondent à 79 souches ont été isolés en 1992 d'*Ae. furcifer*, *Ae. dalzieli*, *Ae. luteocephalus*, *Ae. taylori*, *An. rufipes*, *Ae. vittatus*, *Ae. minutus*, *Cx. neavei*, *Cx. perfuscus*, *An. coustani*, *An. domicola*, *An. freetownensis*, *An. funestus*, *An. pharoensis*, *An. pretoriensis*, *Ae. argenteopunctatus*, *Ae. vexans*, *Cx. antennatus*, *Cx. bitaeniorhynchus* et *Ur. mashonaensis* (Tableaux A50 et A51).

Sept virus différents qui correspondent à 221 souches ont été isolés en 1993 d'*Ae. furcifer*, *Ae. taylori*, *Ae. luteocephalus*, *Ae. dalzieli*, *Ae. minutus*, *Ae. vittatus*, *Cx. perfuscus*, *Cx. bitaeniorhynchus* et *An. rufipes* (Tableaux A52 et A53).

Huit virus différents qui correspondent à 18 souches ont été isolés en 1994 d'*Ae. luteocephalus*, *Ae. dalzieli*, *Ae. furcifer*, *An. coustani*, *An. gambiae s.l.*, *An. pretoriensis*, *Cx. duttoni*, *Cx. perfuscus* et *Cx. quinquefasciatus* (Tableaux A54 et A56).

Quatre virus différents qui correspondent à 17 souches ont été isolés en 1995 d'*Ae. fowleri* et de Phlébotome sp (Tableaux A55 et A57).

5.1.2. Virus isolés à Barkedji.

Les captures effectuées à Barkedji ont permis de récolter 243.041 moustiques, dont 233.178 femelles et 9.863 mâles. Ces moustiques appartiennent à 49 espèces qui sont réparties dans 2 sous-familles (*Anophelinae* et *Culicinae*) et 8 genres. Ils ont été répartis en 7.381 lots monospécifiques (7.050 lots de femelles et 331 de mâles), et inoculés. Des diptères divers ont été capturés au nombre de 217.494 dont 214.812 Phlébotome sp., 155 *Phebotomus duboscqi* et 2.527 Ceratopogonide sp., répartis en 2.052, 7 et 50 lots qui ont été inoculés. Dix huit espèces parmi les 49 inoculées ont permis l'isolement de 435 souches de virus, représentant 14 types de virus différents (Tableau 58). La souche la plus nombreuse dans les isolements est de 125 souches et correspond au virus Ar D 65239 p. Bagaza (28,9% des isolements), puis 94 Saboya (21,8%), 80 West Nile (18,5%), Bagaza 39 (9%), 19 souches mixtes de West Nile-Bagaza (4,4%), 18 Babanki (4,2%), 14 RVF (Zinga) (3,2%) et 11 Ar D 95737 (2,3%). Les autres souches isolées le sont en nombre inférieur à dix. Seul le nombre de souches des virus Chandipura, West Nile-Babanki, Bunyamwera et Gabeck Forest est supérieur ou égal à 5.

En détaillant ces résultats par année, l'année 1993 a permis le plus grand nombre d'isolements, avec 242 souches soit 56% des isolements. Parmi ceux-ci le virus Ar D 65239 p. Bagaza est le plus représenté: 114 souches (26,4% des souches isolées de 1990 à 1995 et 47% des souches isolées en 1993). La seconde année par le nombre d'isolements effectués est 1990 avec 71 isolements, le plus représenté est West Nile 45 souches (10,4 et 63,4%). Puis 1994 avec 49 isolements, suivi de 1995, 42 isolements, 1992 avec 25 et enfin 1991 avec 6.

Genre	Virus	1990	1991	1992	1993	1994	1995	TOTAL
Alphavirus	Babanki	1	2	0	15	0	0	18
Flavivirus	Bagaza	8	0	9	22	0	0	39
	Ar D 65239 p. Bagaza	0	0	0	114	11	0	125
	Wesselsbron	0	0	1	0	0	0	1
	West Nile	45	4	3	23	5	0	80
	Koutango	0	0	1	0	0	0	1
	Saboya	0	0	4	41	21	28	94
Bunyavirus	Buniamvera	0	0	5	0	0	0	5
	Ngari	0	0	1	0	2	0	3
Phlebovirus	Gabek Forest	0	0	0	0	1	4	5
	RVF (Zinga)	0	0	0	14	0	0	14
Orbivirus	Ar D 66707 (Sanar)	0	0	0	0	4	0	4
Rabdovirus	Chandipura	0	0	1	0	2	4	7
Non Classés	Ar D 95737	0	0	0	4	1	6	11
Souche mixte	Ar D 65239-Babanki	0	0	0	0	1	0	1
	West Nile-Ar D 65239 p. Bagaza	0	0	0	0	1	0	1
	West Nile-Bagaza	17	0	0	2	0	0	19
	West Nile-Babanki	0	0	0	7	0	0	7
TOTAL		71	6	25	242	49	42	435

Tableau 58: Les virus isolés à Bakadji de 1990 à 1995.

Aucun isolement n'a été obtenu avec les lots de mâles au cours de cette même période.

Les résultats par année nous permettent de mieux préciser les dates, les lieux et le nombre de souches isolées par espèce, par site et par mois.

Trois virus différents qui correspondent à 71 souches ont été isolés en 1990 (Tableaux A59 et A61).

Deux virus différents qui correspondent à 6 souches ont été isolés en 1991 (Tableau A60 et A62).

Huit virus différents qui correspondent à 25 souches ont été isolés en 1992 (Tableaux A63 et A64).

Six virus différents qui correspondent à 242 souches ont été isolées en 1993 (Tableaux A65 et A66).

Huit virus différents qui correspondent à 49 souches ont été isolés en 1994 (Tableaux A67 et A69).

Quatre virus différents qui correspondent à 42 souches ont été isolés en 1995 (Tableaux A68 et A70).

5.2. Discussion des résultats des isolements virologiques.

Au cours de cette étude, nous avons pu mettre en évidence plusieurs faits marquants dans la circulation des virus.

5.2.1. Kédougou.

A Kédougou en 1990, nous avons mis en évidence une épizootie de dengue 2 avec des manifestations épidémiques (Zeller et al., 1990, Monlun et al., 1993 et Traoré-Lamizana et al., 1994). Les cas humains ont permis d'étudier les caractères cliniques et épidémiologiques de la dengue 2 et d'en préciser ses caractéristiques au Sénégal. Le virus présente une épidémiologie et une pathologie atténuée en Afrique de l'Ouest (Monlun et al., 1992a et b et 1993). Ces observations préliminaires ne semblent pas montrer une pathogénicité élevée de ces souches. L'étude phylogénétique est actuellement en cours afin de préciser leur caractère selvatique ou de souche d'importation dans cette zone du Sénégal.

En 1993 sévissait une épizootie de fièvre jaune qui nous a permis d'isoler 187 souches de ce virus, elle n'a pas donné lieu à une épidémie humaine (Traoré-Lamizana et al., 1994, 1995 et 1996).

Le virus Zika a circulé de 1990 à 1994, en 1995, nous n'avons pas les résultats virologiques concernant des derniers mois de capture, qui risquent d'être positifs avec ce virus qui aurait circulé sans interruption depuis 1984 dans ces biotopes, avec un maximum en 1993.

Une forte circulation du virus Chikungunya a été observée en 1992 avec l'isolement de 42 souches.

Il en est de même pour le virus Wesselsbron dont 18 souches ont été isolées en 1992. Nous avons pu isoler pour la première fois chez l'homme le virus Ngari, cela laisse suspecter un éventuel pouvoir pathogène à ce virus (Zeller et al., 1996).

L'ensemble des isolements a été obtenu en fin de saison des pluies à Kédougou. Les virus isolés en Avril correspondent aux virus provenant des Phlébotomes (14). Le mois d'Octobre a fourni le plus grand nombre d'isolements avec 190 souches, puis Novembre 142 et Juillet 31. Les souches de Juillet correspondent à des virus qui ont été isolés l'année précédente sur des *Aedes* et qui ont pu être transmises verticalement à leur descendance. L'amplification dès les premières pluies, permet de les retrouver chez les premiers *Aedes* puis chez les autres vecteurs qui ont colonisé les biotopes à ce moment là et qui se sont nourris sur les hôtes virémiques, contaminés préalablement par les *Aedes* (Cornet et al., 1979c). Pour les autres virus l'amplification et la dissémination se sont faites au cours de la saison des pluies. La pluviométrie pour les isolements des souches virales n'intervient qu'au niveau des vecteurs et non des virus. Si les premières pluies sont précoces, le maximum des isolements est en Octobre en 1992 avec 59 isolements et en Novembre en 1994 avec 11. Pour des premières pluies tardives, le maximum d'isolements est de 119 en Octobre en 1993. Pour les pluies en période normale, le maximum des isolements est de 22 en Novembre en 1990 et de 9 en Juillet 1991. Nous ne tiendrons pas compte de l'année 1995, où ce sont les phlébotomes qui ont donné la presque totalité des isolements. De même nous ne possédons pas tous les résultats virologiques concernant les derniers mois. Nous pouvons simplement conclure que les pluies tardives permettent une plus forte amplification et dissémination puisque les captures sont à ce moment-là les plus importantes.

5.2.2. Barkedji.

A Barkedji, en 1990, nous avons mis en évidence la première épizootie due au virus West Nile, ainsi que l'isolement du virus Bagaza. 45 souches de West Nile ont été isolées, ainsi que 8 souches de Bagaza et 17 souches mixtes de West Nile-Bagaza (les 2 virus sont retrouvés dans les mêmes lots de vecteurs). Cette épizootie a donné lieu à l'isolement de 2 souches de virus West Nile chez deux membres de l'équipe, ce qui a permis d'en décrire les symptômes (Traoré-Lamizana et al., 1994). Le virus West Nile est

par la suite régulièrement isolé dans cette zone, qui est bien la zone où il circule en permanence.

En 1993, une épidémie à Bagaza s'est encore manifestée avec l'isolement de 22 souches de Bagaza et 114 de Ar D 65239 p. Bagaza. Le virus Ar D 65239 p. Bagaza est proche de Bagaza, mais il peut être facilement différencié lorsqu'il est isolé sur cellules de lignées continues de moustiques *Ae. pseudoscutellaris*. Le titre fluorescent de l'ascite immune Ar D 65239 proche de Bagaza permet de différencier le virus isolé de Bagaza.. Pour cette même année, nous mettons en évidence pour la première fois en Afrique de l'Ouest les vecteurs du virus de la fièvre de la vallée du Rift: *Ae. vexans* (10 souches) et *Ae. ochraceus* (3), ce qui confirme que le choix de cette région pour ce programme était bien fondé (Wilson et al., 1991, Fontenille et al., 1995, Zeller et al., 1997). La surveillance sérologique des troupeaux sentinelles a permis l'isolement du virus chez ceux-ci, de même que la mise en évidence des seroconversions (Wilson et al., 1994, Thiongane et al., 1994 et 1995).

Dans cette même zone, nous obtenions pour la première fois en Afrique de l'Ouest des isolements de virus de Phlébotomes: les virus Saboya et Chandipura (Fontenille et al., 1993, 1994, Trouillet et al., 1995a et b).

CHAPITRE VI: LES VIRUS, LEURS VECTEURS ET LEURS CYCLES.

Nous traiterons d'abord des vecteurs des virus isolés à Kédougou, ensuite de ceux qui ont été isolés dans les deux zones et enfin de ceux qui ont été isolés uniquement à Barkedji.

6.1. Les virus et leurs vecteurs à Kédougou.

6.1.1. Les vecteurs de fièvre jaune.

Cordellier et al., 1974, établissent du point de vue épidémiologique, que les moustiques impliqués dans la transmission de la fièvre jaune peuvent être classés comme suit:

- Ceux chez lesquels le virus amaril a été isolé dans la nature et avec lesquels la transmission expérimentale a pu être réalisée.
- Ceux chez lesquels le virus amaril a également été isolé dans la nature mais dont la capacité de transmission n'a pas encore fait l'objet d'une étude expérimentale.
- Ceux enfin chez lesquels le virus amaril n'a jamais été isolé dans les conditions naturelles, mais dont la capacité de transmission est néanmoins expérimentalement prouvée.

Puis ils donnent la liste des espèces connues comme vecteurs potentiels de fièvre jaune et présentes en Afrique de l'Ouest (Cordellier, 1978): *Ae. aegypti*, *Ae. simpsoni*, *Ae. africanus*, *Ae. luteocephalus*, *Ae. metallicus*, *Ae. vittatus*, *Ae. furcifer*, *Ae. taylori*, *Ae. stokesi* et *Er. chrysogaster*.

Cornet et al., 1978a, recouvrent sous le terme de "vecteurs potentiels de la fièvre jaune" toutes les espèces des sous-genres *Stegomyia* et *Diceromyia*, ainsi qu'*Aedes (Aedimorphus) vittatus*, *Aedes (Aedimorphus) stokesi* et les espèces du genre *Eretmapodites*. Ainsi définis, les vecteurs potentiels de la fièvre jaune comprennent au Sénégal 20 espèces:

- Douze *Stegomyia*: *Ae. aegypti*, *Ae. metallicus*, *Ae. simpsoni*, *Ae. africanus*, *Ae. opok*, *Ae. neoafricanus*, *Ae. luteocephalus*, *Ae. apicoargenteus*, *Ae. dendrophilus*, *Ae. diengi*, *Ae. unilineatus* et *Ae. cozi*. Les deux dernières espèces ont été décrites du Sénégal : *Ae. cozi* (Cornet, 1973), *Ae. neoafricanus* (Cornet et al., 1978 c) et *Ae. diengi* qui en fait est *Ae.(St.) usambara*, Mattingly, 1953, car un individu de cette espèce a été capturé dans cette zone.
- Deux *Diceromyia*: *Ae. furcifer* et *Ae. taylori*.
- Deux *Aedimorphus*: *Ae. vittatus* et *Ae. stokesi*.
- Quatre *Eretmapodites*: *Er. chrysogaster*, *Er. quinquefasciatus*, *Er. wansonii* et une quatrième espèce non identifiée

Les études précédentes ont montré que la première souche de virus fièvre jaune fut isolée à Kédougou en 1976, elle fut suivie de l'isolement de 69 souches en 1977 et de 54 en 1978 (Cornet et al., 1978b), puis successivement en 1979 (2), en 1980 (27), en 1987 (121) et en 1989 (1). Ces isolements ont été effectués chez les *Aedes* du groupe *furcifer-taylori*, d'*Ae. luteocephalus* et d'*Ae. vittatus* (Cornet et al., 1979a). Ce virus dans cette même zone a été isolé en dehors de ces trois espèces d'*Ae. neoafricanus* et d'*Ae. africanus* (Cornet et al., 1979c). Aucune souche n'a été isolée des autres vecteurs potentiels.

Au cours de notre étude le virus amaril a été isolé de: *Ae. furcifer*, *Ae. taylori* et *Ae. luteocephalus* (Traoré-Lamizana et al., 1996). Ce sont les vecteurs chez lesquels le virus a déjà été isolé à maintes reprises au Sénégal. Par contre les vecteurs qui ont été trouvé positifs précédemment: *Ae. vittatus*, *Ae. neoafricanus*, *Ae. africanus* et les vecteurs potentiels: *Ae. aegypti*, *Ae. metallicus*, *Ae. unilineatus*, et *Ae. cozi*, ne seront pas pris en compte ici, car nous n'avons jamais isolé le virus de ces vecteurs.

L'abondance relative de ces 3 espèces concerne la fraction de la population obtenue par capture avec les différentes techniques de captures. Nous nous bornerons à l'exploitation des résultats de Kédougou, où ces espèces ont été récoltées en majorité sur appât humain, par rapport aux captures de Barkedji, dans lesquelles ne figurent qu'*Ae. furcifer* et *Ae. luteocephalus* et où le virus n'a jamais été isolé. L'abondance relative de ces 3 espèces pour les captures effectuées de 1990 à 1995 (Tableau A4) est la suivante: *Ae. furcifer* 15, 71%, *Ae. luteocephalus* 5,07 et *Ae. taylori* 4,27. Cette fréquence est fluctuante d'une année à l'autre et les pourcentages reflètent exactement l'abondance réelle de ces espèces car en dehors de quelques individus capturés au piège CDC+CO₂, les captures les plus abondantes sont celles effectuées avec appât humain, lors de séance de captures crépusculaires. Ces pourcentages correspondent donc à la fraction anthropophile, mais elles ne tiennent pas compte de la fraction que constitue la population primatophile (Tableaux A5 à A10).

L'étude des variations annuelles, montre que les quantités des captures sont en relation avec la pluviométrie, et que le rôle joué par celle-ci est très complexe. La relation entre les quantités de pluie et les quantités des captures n'est pas toujours bien évidente. Nous avons observé qu'*Ae. luteocephalus* semble être le vecteur qui est le plus influencé par la pluviométrie, en particulier en 1994 où cette espèce atteint un maximum en nombre d'individus capturés qui est le double des autres captures, au cours d'une année où la pluviométrie a été de loin la plus quantitative (Figure A24).

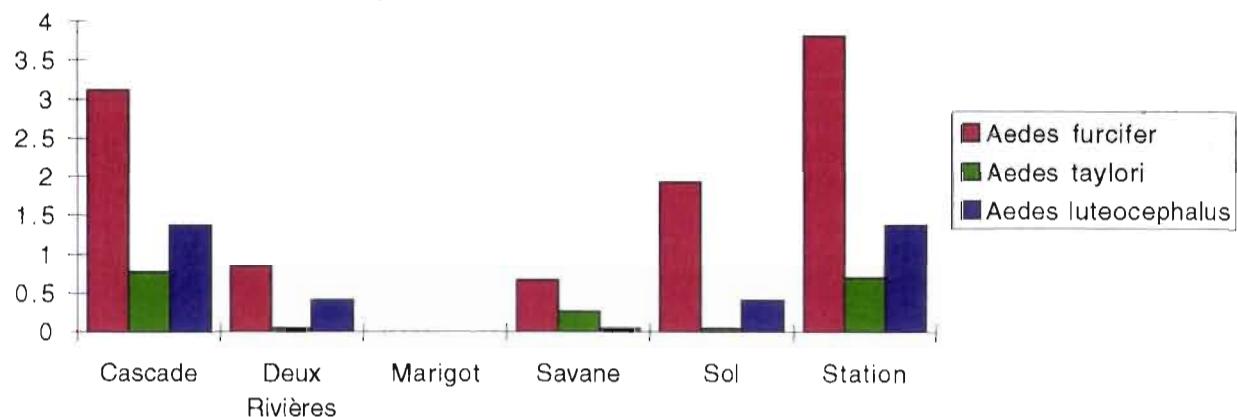
Au cours de l'étude des variations mensuelles d'abondance, on observe qu'*Aedes furcifer* est plus abondant qu'*Ae. taylori* et *Ae. luteocephalus*. Le fait le plus marquant dans ces variations mensuelles des captures, c'est le rôle jouer par la pluviométrie (Figure A25). Nos observations permettent de séparer les résultats en fonction de celle-ci: soit elle est précoce, les premières pluies étant enregistrées dès le mois de mai, pour les années 1992, 1994 et 1995, soit elle est tardive en Juillet pour 1993, soit normale en Juin pour 1990 et 1991.

Lorsque le pic de la pluviométrie est tardive, soit en Août ou Septembre, *Ae. taylori* a son pic maximum en Novembre, sinon il se situe en Juillet. *Ae. furcifer* et *Ae. luteocephalus* ont leur pic en Juillet lorsque le début des pluies est précoce. Ce pic se situe en Octobre pour les premières pluies de Juin ou Juillet; ceci est valable aussi pour *Ae. furcifer*, mais pas pour *Ae. luteocephalus* (Figure A25).

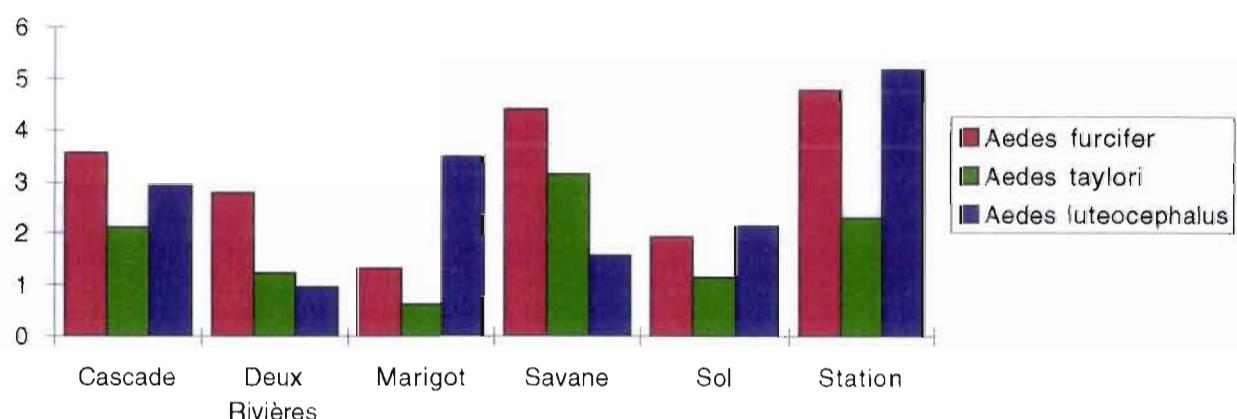
La répartition spatiale qui figure dans les diagrammes 1, A2, A3, A4, A5 et A6 qui représentent le nombre de piqûres par homme, par heure et par site pour chacun des mois de capture, montre que tous ces lieux ont été productifs. Pour l'année 1990, il n'y a pas eu de capture au site Station en Juillet (Diagramme 1). Elle varie selon les mois et les années. L'activité de ces trois espèces est importante au milieu de la saison des pluies. Selon les années, elle commence à diminuer en Octobre, ou en Novembre. Puis on assiste à une disparition progressive des vecteurs. Ceci a été très net en 1990, à tel point que nous pensions que ce phénomène était accentué par les prélèvements consécutifs à nos captures.

L'agressivité au niveau des différents sites est très variable même lorsque les sites sont du même type. *Ae. furcifer* est l'espèce la plus aggressive dans toutes les stations, tous les mois et ce durant toute l'étude. C'est ainsi que pour les captures sur les tours, nous avons avec la tour la plus élevée (Marigot), les captures les plus quantitatives pour *Ae. furcifer* en 1991, 1992 et 1993, *Ae. luteocephalus* est le plus nombreux en 1990; en 1995 il est plus nombreux en Juillet et Octobre et est remplacé en Novembre par *Ae. taylori*. Le site 2 (Station) est celui qui est le plus régulier et le plus productif, c'est là que nous observons une agressivité permanente de toutes les espèces, avec une nette domination d'*Ae. furcifer*, suivi d'*Ae. luteocephalus* surtout en Juillet et Octobre; en Novembre c'est souvent *Ae. taylori*. Le site 1 (Cascade) se comporte à peu près comme le site 2. Le site 5 (Savane) a la particularité d'avoir des pics d'agressivité la plus forte en Juillet, et la plus faible en Novembre pour toutes les espèces, par rapport aux autres sites situés sur les tours. Le site 4 (Sol), présente une forte agressivité d'*Ae. furcifer*, l'agressivité d'*Ae. luteocephalus* y est très faible en fin de saison des pluies (Novembre). Pour l'année 1993 l'agressivité présentée par *Ae. taylori* et *Ae. luteocephalus* est très faible. Dans les villages seul *Ae. furcifer* y est très agressif, son agressivité maximale se

Juillet



Octobre



Novembre

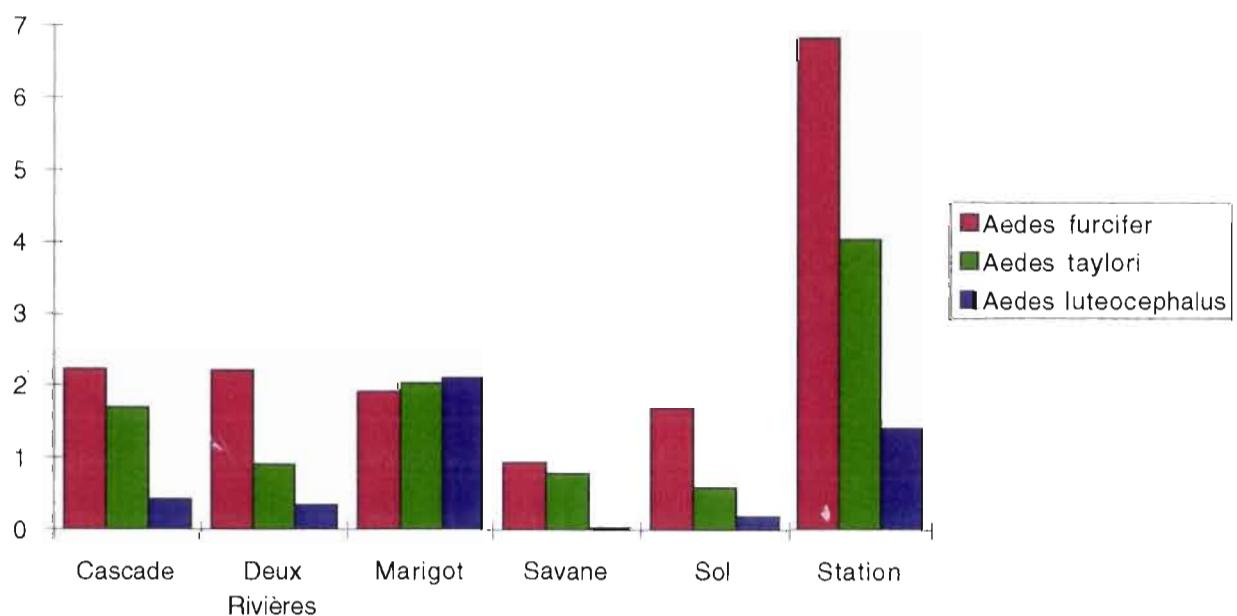


Diagramme 1 : Nombre de piqûres par homme, par heure et par site à Kedougou en 1990.

situant en Juillet. *Ae. luteocephalus* est presqu'inexistant au niveau des villages, *Ae. taylori* est l'espèce la moins agressive dans ce milieu, elle y est presque toujours absente.

6.1.2. Les vecteurs de Dengue 2 (DEN-2).

En Afrique, la première souche de Dengue 2 a été isolée de moustiques, d'*Ae. aegypti* en milieu urbain (Carey et al., 1971), puis d'un lot d'*Ae. (Stegomyia)* ssp. en milieu rural (Moore et al., 1975).

Au Sénégal, la première souche isolée de moustique l'a été d'*Aedes luteocephalus*, capturé au Sénégal Oriental (Robin et al., 1980). Une poussée épidémique de dengue 2 en milieu sauvage a été observée en 1981-1982 par Cornet et al., 1984. L'isolement du virus a été effectué sur les vecteurs *Ae. furcifer*, *Ae. taylori* et *Ae. luteocephalus*, et sur un singe. Une seconde poussée épidémique a été observée en 1989-1990 (Monlun et al., 1992, Traoré-Lamizana et al., 1994), qui a permis l'isolement du virus chez les vecteurs: *Ae. furcifer*, *Ae. taylori* et *Ae. luteocephalus*.

Les vecteurs de dengue sont essentiellement des *Aedes*, qui sont aussi les vecteurs de la fièvre jaune.

6.1.3. Discussion.

Les vecteurs de Kédougou ont été bien étudiés par Cornet 1967, 1973, Cornet et Chateau, 1971, 1974, Cornet et Hervy, 1985, Cornet et al., 1975, 1978a, 1978b, 1978c, 1979b, Ferrara et al., 1984 et Hervy et al., 1984. Nous avons recensé et précisé la biologie des vecteurs des virus qui sont responsables de maladies émergentes ou réémergentes.

6.1.3.1. Les vecteurs du virus de la fièvre jaune et de la Dengue 2.

Le virus de la fièvre jaune et les différents sérotypes de dengue sont transmis par des *Aedes* appartenant à différentes espèces: *Ae. furcifer*, *Ae. taylori* et *Ae. luteocephalus*, qui sont les vecteurs principaux et qui ont été les espèces les plus nombreuses dans les captures crépusculaires. Mais *Aedes aegypti* est le principal vecteur domestique surtout dans les régions où on le trouve sous sa forme domestique. En effet il existe en Afrique des formes sauvages sombres dans les régions forestières et qui n'ont que peu de contacts avec l'environnement humain. Il existe d'autre part, toujours en Afrique, des formes claires, anthropophiles, souvent urbaines et toujours liées à

l'environnement humain. Ces formes domestiques, par l'intermédiaire des transports se sont disséminées ailleurs qu'en Afrique, notamment en Asie, en Océanie et en Amérique.

Nous avons pu séparer par ordre de représentativité *Ae. taylori* et *Ae. furcifer*, qui jusqu'à notre étude ont été confondu sous le terme de "*Diceromyia*". Les *Aedes* sont uniformément répartis dans la zone de Kédougou. Dans tous les biotopes prospectés, leur activité générale est à son paroxysme en milieu de la saison des pluies. Les résultats de Cornet et al., 1978a, 1979b, montraient qu'*Ae. luteocephalus* était peu influencé par la hauteur des précipitations, tandis que les deux *Diceromyia* étaient au contraire plus abondants l'année où la pluviométrie était la plus déficiente. Nous avons constaté au cours de l'année 1993, où la pluviométrie a été la plus déficiente, que c'est l'année où nous avons obtenu les plus fortes captures pour les *Diceromyia*, contrairement aux observations précédentes, par contre ceci n'a pas influencé les captures d'*Ae. luteocephalus* qui sont restées sensiblement les mêmes, confirmant les observations de Cornet et al., 1978a et 1979b.

Pour les *Diceromyia*, *Ae. taylori* est l'espèce qui reste la plus stable en nombre d'individus capturés. *Ae. furcifer* a un comportement très différent d'une année à l'autre et semble être indifférent aux quantités de pluie. Le maximum quantitatif est atteint lorsque la pluviométrie a été maximale en 1994. L'année 1993 très déficiente en pluviométrie est en second l'année qui fournit un grand nombre d'individus de cette espèce dans les captures. Lorsque la pluviométrie a été minimale en 1993, le nombre d'individus capturés a été plus important que pour les années où la pluviométrie a été triple (1992) ou quadruple (1991). A pluviométrie équivalente, l'année 1995 fournit un tiers des captures de 1993 pour ces trois espèces. Donc cela laisse à penser qu'*Ae. furcifer* a masqué les résultats de Cornet et al., 1978a, 1979b, et que seule la distinction de ces deux espèces a permis de mettre en évidence ces différences de comportement.

Cornet et al., 1978c, précisait que le nombre des vecteurs capturés croît de Mai à Juillet, il décroît ensuite en Août et Septembre, puis un nouveau pic est observé en Octobre avant la disparition progressive en Novembre et Décembre. Ils observent qu'*Ae. luteocephalus* et les *Diceromyia* apparaissent plus tardivement que les autres espèces et que leur premier pic d'abondance se situe en Juillet-Août; puis ils diminuent en Septembre avant un second pic en Octobre; la disparition finale est plus rapide pour *Ae. luteocephalus* que pour les *Diceromyia*, qui sont encore présents en nombre appréciable en Décembre. Nous avons pu observer avec nos captures réduites à trois périodes basées sur Juillet, Octobre et Novembre, il existe un pic précoce en Juillet lorsque les pluies sont précoces, c'est à dire en Mai. C'est le cas des années 1992, 1994 et 1995. Ceci est toujours vérifié pour *Ae. furcifer* et *Ae. luteocephalus*, et pour *Ae. taylori* en 1992 et 1994. Lorsque les premières pluies sont plus tardives, c'est à dire en Juin, avec notre méthodologie, nous avons un pic qui se manifeste en Octobre ou Novembre, c'est le cas des années 1990, 1991 et 1993. Ceci correspond aux résultats observés par Cornet et al.,

1978a, car l'année où les pluies ont été les plus précocees en 1976, elles ont débuté en Avril, donnant le pic maximum pour les *Diceromyia* en Juillet, tandis qu'en 1974 et 1975 il y a bien deux pics, un en Juillet, l'autre en Octobre. En 1976 le second pic est quasiment inexistant et se situe en Novembre.

Notre méthodologie permet donc de dégager un pic maximum qui se situe en Juillet lorsque les pluies sont précocees et en Octobre lorsqu'elles sont plus tardives.

Rodhain et Hannoun (1979) distinguent des facteurs qui dans les conditions naturelles agissent sur le système virus-vecteur et par conséquent sur la transmission des arbovirus. Dans ces facteurs, se trouvent les conditions climatiques qu'ils nomment "facteurs externes" et qui sont essentiellement la température qui agit de par son niveau d'une part, l'amplitude et la périodicité de ses variations d'autre part, et les précipitations qui agissent par leur abondance et leurs variations dans le temps. Ces deux éléments affectent surtout le volume des populations des vecteurs ainsi que leur durée de vie.

Cornet et Chateau, 1974, avaient noté que la quantité des précipitations et leur répartition dans le temps sont très importantes pour la quantité des captures. Ils constatent qu'il existe un rapport entre le volume annuel des captures des femelles d'*Ae. luteocephalus* et celui des pluies. Les mêmes observations ont été faites par Cordellier (1978) pour les *Aedes* vecteurs sauvages de la fièvre jaune en Afrique de l'Ouest. Cornet et al., 1978c précisent que le nombre annuel de certains *Aedes* augmente simultanément aux quantités de pluies. Mondet et Montagne 1993, montrent que le rôle joué par la pluviométrie est complexe et repose sur plusieurs caractéristiques de pluies: leur quantité journalière (et non plus mensuelle), leur répartition et leur cumul. Toutes ces observations démontrent la complexité de l'interprétation du rôle de la pluviométrie sur nos captures annuelles.

La méthodologie testée à Kédougou pour des captures effectuées sur trois mois à raison de six jours de capture par mois, a permis d'aborder tous les paramètres concernant la bioécologie, les méthodes de capture, l'abondance des vecteurs de la fièvre jaune et de la Dengue 2 dans ce biotope particulier, puis de confirmer et compléter les observations faites sur la bioécologie de ceux-ci.

Comme le font remarquer Rhodain et Hannoun (1984), une parfaite connaissance de l'influence des facteurs physiques sur la dynamique des populations de ces vecteurs est l'élément indispensable pour permettre la mise en place de stratégies de détection précoce du risque épidémique.

6.1.3.2. Les virus, les vecteurs et leurs cycles.

6.1.3.2.1. Généralités.

Les résultats entomologiques et virologiques présentés précédemment, permettent de mieux appréhender le cycle de maintenance des arbovirus isolés au Sénégal. En ce qui concerne la majorité des arbovirus isolés, on ne sait en définitive que peu de choses sur leur niveau de circulation, sur la répartition géographique (deux zones d'étude pour tout le Sénégal, impossibilité de dresser une carte de la répartition des virus pour tout le pays), sur leur pathogénicité éventuelle et sur leurs vecteurs.

Nous avons pu au cours des missions menées de 1990 à 1995 capturer en tout 272.960 diptères répartis en 8.570 lots à Kédougou (Tableau A4) et, 460.309 diptères répartis en 9.490 lots à Barkedji (Tableau A23), ce qui nous a permis de suivre les circulations virales dans nos zones d'étude.

C'est ainsi que nous avons été amené à réfléchir sur le concept "vecteur-virus-hôte", défini par Rodhain (1979, 1985). Ce système particulièrement dynamique en ce qui concerne les arbovirus, fait intervenir de nombreux facteurs agissant sur la transmission vectorielle, dont nous allons rappeler les principales données. Chez les systèmes vecteurs-arbovirus-hôtes la spécificité parasitaire est extrêmement nette. Un virus donné n'a en général que quelques hôtes vertébrés et quelques vecteurs préférentiels. Cependant des vecteurs secondaires ou des infections chez des hôtes vertébrés inhabituels peuvent être observés. L'exemple classique que l'on rencontre dans la littérature est celui de la dengue. L'hôte vertébré est l'homme. Des singes peuvent jouer ce rôle puisqu'ils ont été trouvés positifs dans de rares cas (Cornet et al., 1984). Les vecteurs sont des *Aedes* du sous-genre *Stegomyia*. Mais d'autres systèmes apparaissent moins spécifiques, tels que ceux du virus West Nile, de Ngari, de Bagaza et de la fièvre de la vallée du Rift qui seront étudiés plus loin. L'efficacité d'un cycle de transmission est fonction à la fois des vecteurs tout d'abord, puis des virus et enfin des hôtes vertébrés.

6.1.3.2.2. Les vecteurs.

La possibilité pour un vecteur de transmettre un virus, dépend de facteurs externes et de facteurs internes (Rodhain et Hannoun, 1984).

Les facteurs abiotiques font intervenir des facteurs essentiellement climatiques, qui sont la température, la pluviométrie, le nombre de mois de sécheresse, le vent... Ces paramètres influencent la durée de la vie (âge physiologique), la durée du développement, le nombre d'individus. Les facteurs biotiques jouent au niveau des populations. Ils font intervenir la compétition entre individus (essentiellement au niveau des larves), la prédation (au niveau des larves et des imago), le parasitisme, les déplacements ou les migrations (par vol au niveau des diptères ou par les moyens de transports humains).

Les facteurs internes, génétiques déterminent ce que l'on appelle la "capacité vectorielle" de l'arthropode ("vector competence" en anglais, Mitchell, 1983). Ils

interviennent à différents niveaux. Les facteurs génétiques jouent sur la dynamique des populations de vecteurs. C'est les cas de: la durée du cycle gonotrophique, la fréquence des repas, l'autogenèse et les possibilités de diapause ou de quiescence.

L'infection du vecteur sur un hôte virémique dépend: de facteurs qualitatifs: les arthropodes ne sont pas réceptifs de la même manière aux différents arbovirus; et de facteurs quantitatifs: l'infection ne peut se produire que si le titre en virus est supérieur à un seuil d'infectivité.

Un autre caractère important intervient: le comportement du vecteur. En effet, en fonction de l'endo-exophagie et de l'endo-exophilie, les contacts des arthropodes avec les hôtes vertébrés ne seront pas les mêmes. Nous avons remarqué avec les repas de sang que les préférences trophiques sont très différentes d'une espèce à l'autre et selon les différents types d'hôtes. Des modifications de comportement peuvent cependant être observées selon les conditions du milieu. C'est le cas de *Ae. vexans*, *Ae. ochraceus* et *An. gambiae* selon les possibilités d'hôtes disponibles à Barkedji et à Kédougou.

Le cycle viral intrinsèque. En effet il faut tenir compte du fait que la multiplication du virus chez le vecteur se heurte à différentes barrières dont l'efficacité dépend non seulement des virus, mais aussi de leur titre.

La première barrière qui est la mieux connue est la barrière digestive. Chez un même moustique, selon l'espèce, voire même la souche, un même virus peut rencontrer plus ou moins de difficultés à franchir la paroi digestive, sous l'action et la dépendance de nombreux facteurs chimiques (fluides digestifs) et physiques (membranes péritrophique, perméabilité membranaire, cellulaire, Hardy et al., 1983). Cependant un phénomène de facilitation de la pénétration du virus à travers la parois digestive a été observé chez *Aedes taeniorhynchus*, lors d'une infection mixte avec des microfilaires (Turell et al., 1984). En 1983, Mitchell signale que sur 2.139 espèces de moustiques, seul 10,9% ont été trouvées naturellement infectées par un arbovirus.

Après la multiplication du virus dans le corps de l'arthropode, Kramer (1981) montre que la seconde barrière est la barrière salivaire, qui doit être franchie pour permettre la transmission.

Tous ces facteurs s'expriment de manière différente selon les espèces et même au niveau infraspécifique. C'est ainsi que Tesh et al., 1976, Gubler et Rosen, 1976, ont montré qu'il existe des différences de sensibilité entre 13 populations de vecteur (*Ae. albopictus*) de diverses origines, dans leur aptitude à l'infection vis-à-vis des virus tels que dengue et Chikungunya.

La transmission verticale des virus, de la femelle à ses descendants à travers ses œufs, qui se fait par des mécanismes transovariens ou par contamination des œufs déjà développés au moment de l'oviposition, permet le maintien des virus chez l'arthropode

sans passer chez un hôte vertébré. Ceci permet la survie du virus dans les périodes défavorables (saison sèche, saison au cours de laquelle disparaît la population des vecteurs). Ceci a été démontré chez les moustiques (Lisitza et al., 1977, Rosen, 1981, Rosen et al., 1983, Cornet et al., 1979c, Cordellier et al., 1982b). Cette transmission verticale est connue depuis fort longtemps chez les phlébotomes (Tesh et Chaniotis, 1975).

6.1.3.2.3. La fièvre jaune (YF).

Le virus de la fièvre jaune ou virus amaril est un virus appartenant au genre Flavivirus et transmis par des moustiques. Ce fut le premier virus pathogène pour l'homme à être découvert (1901). Ce fut aussi le premier virus pour lequel il fut démontré qu'il était transmis du malade au sujet sain par la piqûre d'un moustique, *Aedes aegypti*. C'est donc le premier des arbovirus à avoir été isolé et il est le prototype de toute une famille de ces virus: les *Flaviviridae*. Contrairement à la dengue, il n'existe qu'un seul type de virus de la fièvre jaune. Il a été démontré que c'est un virus de singes appartenant à la famille des *Cercopithecidae* (singes arboricoles vivant dans le houppier ou à mi-étage, et dont quelques espèces s'aventurent en lisière des galeries forestières et en savane) et peut-être de Prosimiens (*Galago*). Il est transmis de singe à singe, du singe à l'homme et de l'homme à l'homme par certaines espèces de moustiques. Les singes chaînons courts du cycle viral, sont considérés comme des agents amplificateurs et disséminateurs (sur un même animal de nombreux moustiques peuvent se gorger, et en raison de leurs grandes possibilités de déplacement, ils contribuent largement à la dissémination du virus, s'immunisant rapidement). Pour se maintenir, le virus doit se déplacer continuellement pour rencontrer des singes réceptifs. Le moustique est considéré comme le chaînon long ou "vecteur-réservoir" (Germain et al., 1976b), par le fait qu'il reste infecté tout au long de sa vie et aussi de par la possibilité de la transmission verticale du virus d'une femelle infectée à ses descendants. La transmission verticale a été mise en évidence expérimentalement par Aitken et al., 1979 chez *Ae. aegypti*, et les isolements réalisés à partir de lots de moustiques mâles (*Diceromyia*) par Cornet et al., 1979c, sont venus confirmer l'intervention effective de la transmission transovarienne comme mécanisme de maintien du virus dans la nature.

Le Sénégal a payé un lourd tribut à la fièvre jaune avec des épidémies de 1778 à 1927, année au cours de laquelle une lutte intensive contre les vecteurs urbains fut entreprise, complétée dès 1940 par des vaccinations systématiques qui firent disparaître les épidémies. Les derniers cas reconnus l'avaient été en 1953. Après un important déclin des épidémies dans les années 1950-1960, où l'on pensait que le problème posé par cette arbovirose semblait être résolu, la fièvre jaune a fait une nouvelle apparition

(réémergence), sous forme d'épidémies particulièrement meurtrières en Afrique de l'Ouest. Ce fut le cas lorsqu'éclata en 1965 l'épidémie de Diourbel (Chambon et al., 1967, Cornet et al., 1968a). Dès 1970 des recherches furent entreprises en Afrique occidentale pour essayer de comprendre le déroulement des cycles selvatiques et la genèse des épidémies, dans le but final de prévenir les épidémies. Une surveillance arbovirologique était instaurée dans la région de Kédougou, après la mise en évidence d'un foyer selvatique de fièvre jaune au Sénégal Oriental (Taufflieb et al., 1973). Ce qui a permis dès 1972 l'étude des vecteurs qui sera menée intensivement de 1974 à 1976 (Cornet et al., 1978a). La situation épidémiologique de la fièvre jaune au Sénégal n'est pas satisfaisante, bien qu'elle semble stabilisée depuis l'épidémie de Diourbel de 1965. La surveillance arbovirologique menée jusqu'à ce jour a mis en évidence la recrudescence d'activité de ce foyer selvatique en 1977 avec l'isolement de 69 souches (Cornet et al., 1979a et b), en 1978 (59), 1983 (27) et 1987 (121). En dehors de ces périodes de recrudescence, des isolements en petit nombre ont été effectués: 1976 (1 souche), 1979 (2).

La mise en place depuis 1970 d'une surveillance arbovirologique dans la région de Kédougou était essentiellement basée sur l'étude des récoltes de moustiques et de prélèvements sanguins de singes. Ces études ont montré que les conditions optimum de la circulation des arbovirus se trouvent réunies en fin de saison des pluies et au tout début de la saison sèche, comme l'ont confirmé les isolements de virus à partir de moustiques ou de singes. Ces activités annuelles ont été réduites de Juin à Décembre (saison des pluies) dès 1978 (Cornet et al., 1978a, 1979b et 1984), puis ramenées aux mois de Juillet, Septembre, Octobre et Novembre (Camicas et al., 1987), auxquelles vient s'ajouter une enquête sérologique sur la population humaine en Novembre. La reconnaissance de l'importance de cette zone d'émergence, à partir des résultats de 1970 à 1980, a permis de focaliser les enquêtes sur les deux mois les plus favorables à l'obtention de vecteurs infectés: Octobre-Novembre. Dès 1989 les enquêtes ont été conduites pendant les périodes choisies pour leur intérêt épidémiologique (six jours en Juillet, Octobre et Novembre).

Les travaux réalisés dans la région de Kédougou ont permis d'éclaircir les mécanismes d'apparition des épidémies en Afrique de l'Ouest, mais aussi d'établir les cycles entre les vecteurs et leurs hôtes (Figures 49 à 51) et l'isolement de quantité d'autres arbovirus.

Les différents cycles entre les vecteurs et leurs hôtes sont déduits en particulier des résultats des travaux de Germain et al., 1978 et, de Cordellier 1991. Ils définissent trois types d'épidémies, donc trois cycles différents:

- le cycle selvatique, quand le virus qui provient du singe n'est transmis à l'homme que par des vecteurs sauvages. Ce genre d'épidémie correspond à une accumulation de cas

d'émergence et il n'y a pas de transmission inter-humaine. Ce schéma correspond à l'isolement des 187 souches de virus fièvre jaune de 1993 (Figure 49).

- le cycle intermédiaire, quand le virus est transmis d'abord du singe à l'homme par des vecteurs sauvages, puis d'homme à homme par *Ae. aegypti*, vecteur domestique, passant ainsi à un mode de transmission inter-humaine. C'est le schéma de l'épidémie de fièvre jaune qui s'est déroulée à Koungheul en 1995 et celle de Kaffrine en 1996 (Figure 50).
- le cycle urbain, quand le virus provient d'un malade, puis est transmis uniquement par *Ae. aegypti* selon le mode inter-humain. Ce le schéma de l'épidémie de Diourbel de 1965 (Figure 51).

Des progrès importants ont été réalisés, en particulier pour l'isolement du virus. Les souches de virus amaril ont été isolées par inoculation directe à des cultures de cellules de moustiques et identifiées par une réaction d'immunofluorescence indirecte au moyen d'anticorps monoclonaux (Digoutte et al., 1992). Il en est de même pour les techniques sérologiques qui utilisent la méthode standardisée de la recherche des immunoglobulines M spécifiques du virus amaril chez les malades (Lhuillier et al., 1982). Nasci et Mitchell, 1996, dans l'étude des titres des souches virales de lots de moustiques, montrent que les variations observées dans la proportion de lots qui présentent un titre élevé, est dépendant des lieux et des années des isolements, et ils suggèrent que ces variations sont dues au moustique et à la souche virale. Cette variation selon les espèces de moustiques se traduit par des différences interspécifiques dans la capacité vectorielle. Ces observations obligent à utiliser toutes les techniques d'isolement pour mettre en évidence les différents virus qui circulent dans la zone d'étude.

A la suite de l'isolement de 187 souches de virus en 1993 dans la région de Kédougou, aucun cas humain n'a été notifié au Sénégal. Les souches de virus amaril issues de la zone de Kédougou, c'est à dire isolées des moustiques piquant les singes, semblent moins virulentes pour l'homme que celles que l'on peut isoler lors des épidémies urbaines. Tout se passe donc comme si la fièvre jaune des singes africains était une zoonose "en équilibre avec le milieu", traduisant de ce fait une adaptation très ancienne du virus à ses hôtes vertébrés et à ses vecteurs sauvages. Ces faits épidémiques tendent à prouver que les souches de virus fièvre jaune qui circulent dans des foyers et dans des conditions écologiques différentes n'ont pas le même degré de virulence. La pathogénicité du virus peut-être lié au vecteur (Chunikhin et al., 1975). Les souches isolées d'*Ae. africanus* en Côte d'Ivoire et en Centrafrique tuent le souriceau inoculé en cinq jours, alors que celles isolées d'*Aedes furcifer-taylori* au Sénégal ne le tuent qu'en neuf jours (Fitzgeorge and Bradish, 1980). De plus aucun cas humain sérieux n'apparut pendant la flambée de fièvre jaune selvatique de 1977 au Sénégal Oriental dont les vecteurs étaient *Ae. furcifer-taylori* et *Ae. luteocephalus*. Cependant l'enquête sérologique prouva que 16% des enfants avaient été atteints (Cornet et al., 1979b). En revanche,

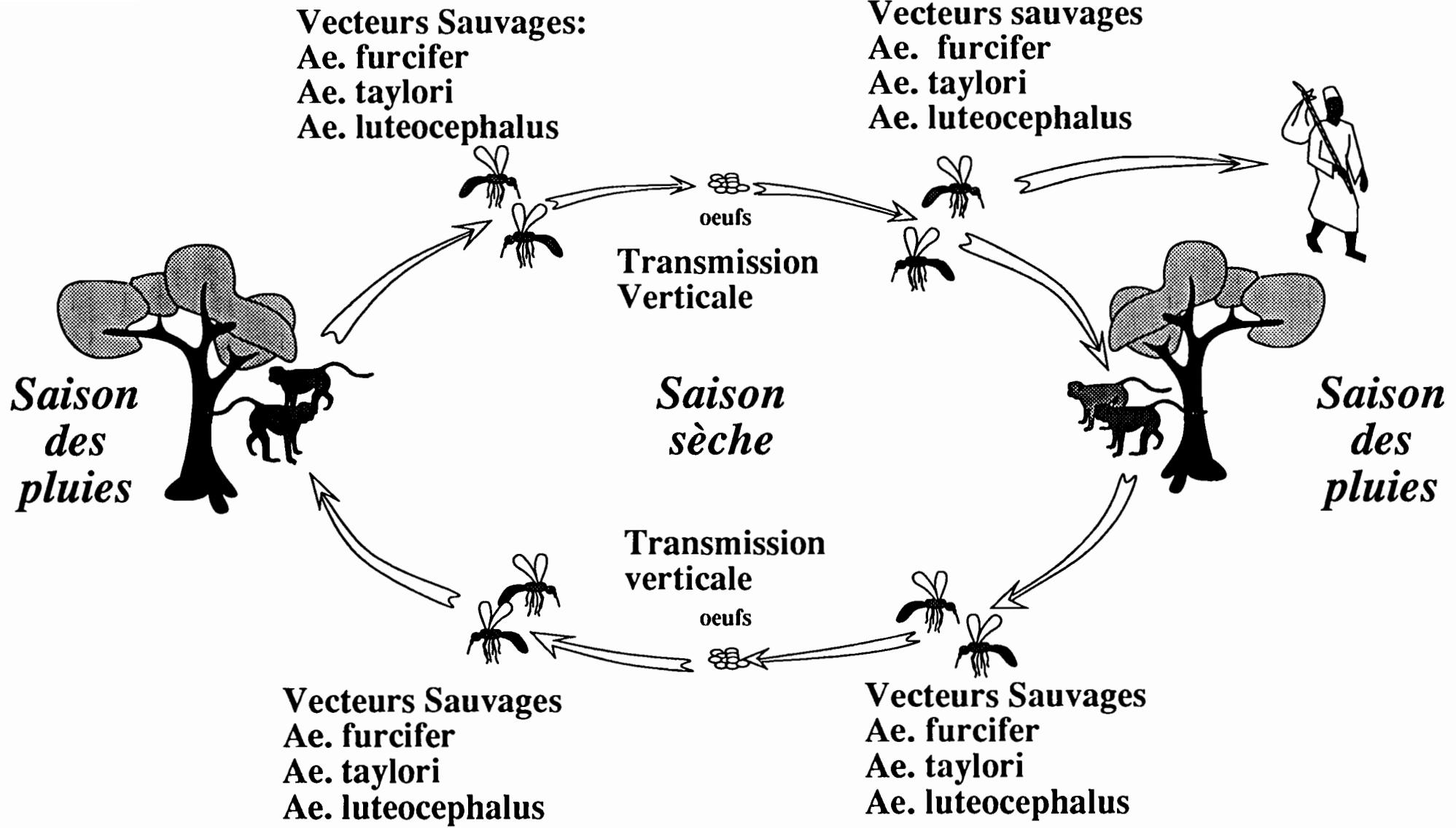
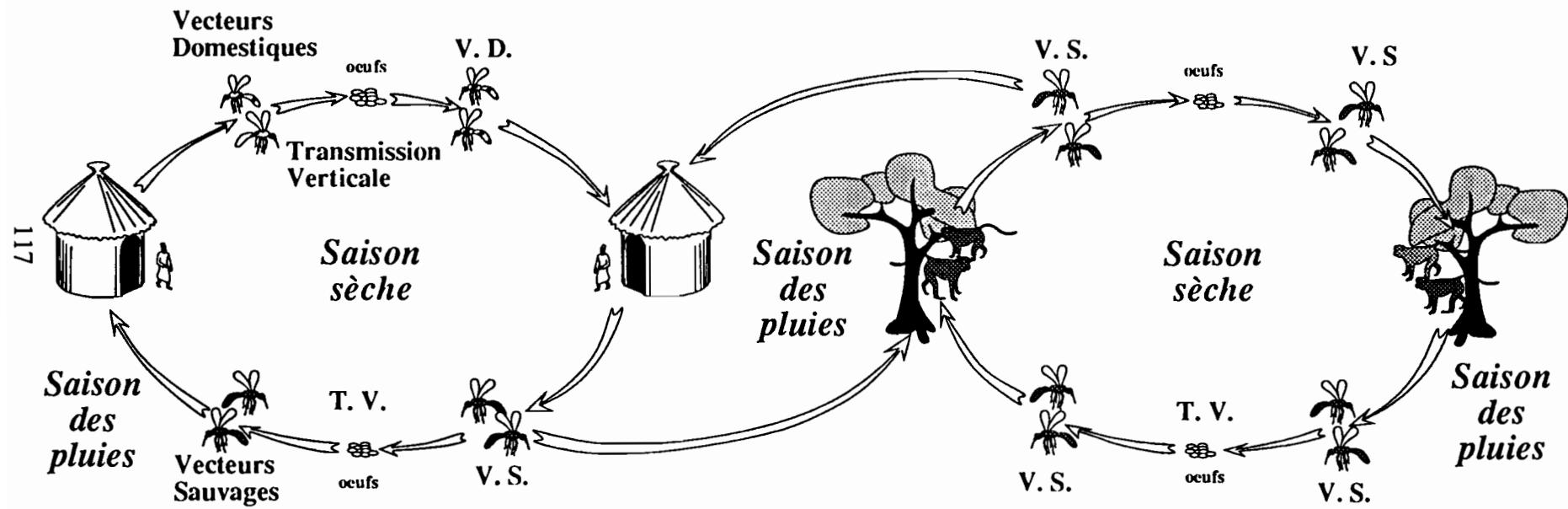


Figure 49: Cycle selvatique de la fièvre jaune entre hôtes-vecteurs.

(d'après F. ADAM)

Fièvre jaune intermédiaire



**Figure 50: Cycle intermédiaire de la fièvre jaune entre hôtes-vecteurs.
(d'après F. ADAM)**

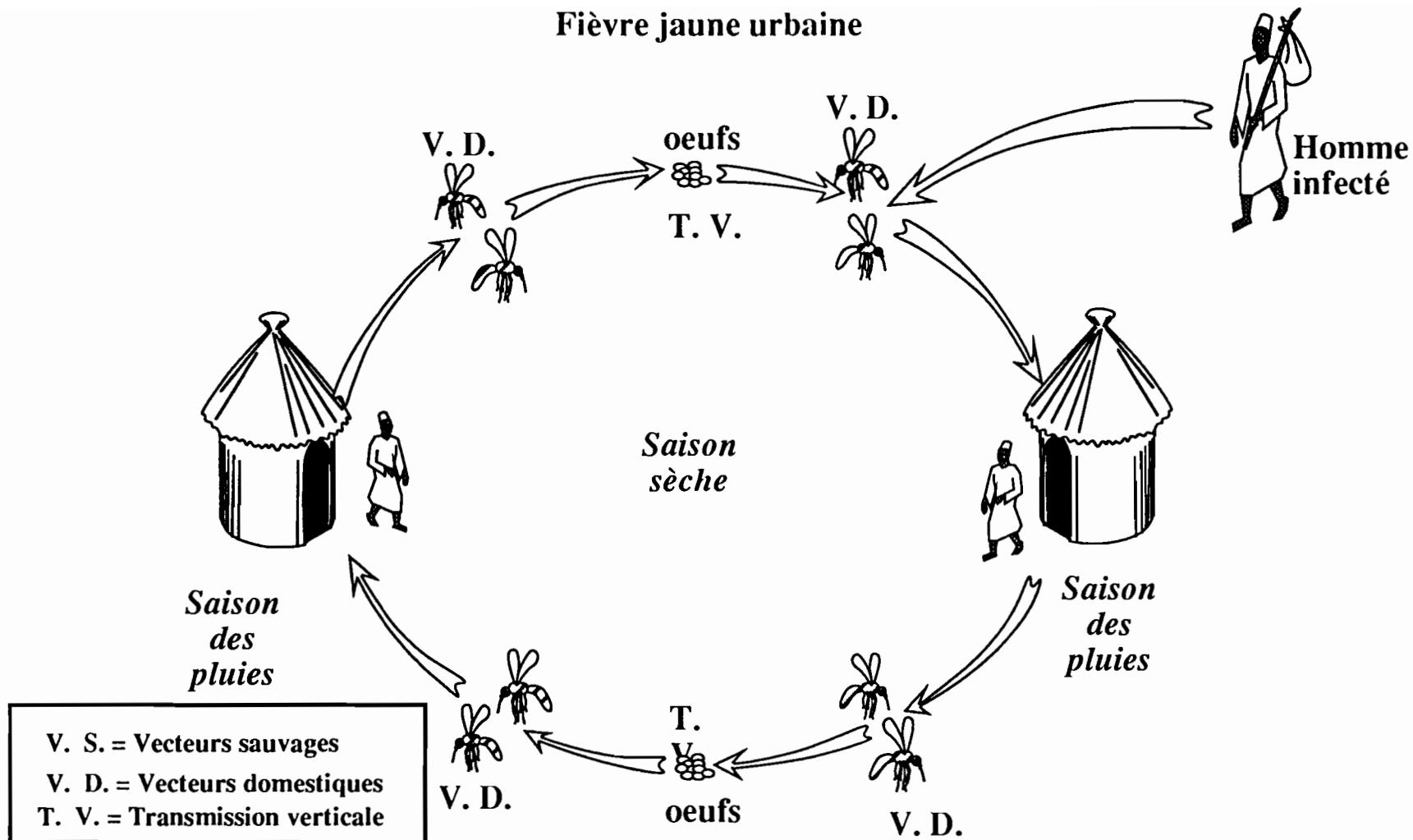


Figure 51: Cycle urbain de la fièvre jaune à Kédougou.
(d'après F. ADAM)

l'épidémie de Diourbel en 1965, propagée par *Ae. aegypti*, fut meurrière. On peut penser qu'*Ae. aegypti*, vecteur médiocre qui ne s'infecte qu'en présence de fortes quantités de virus, sélectionne les souches qui produisent les plus hautes virémies et ainsi peut-être les plus sérieuse affections (Rickenbach et Mouchet, 1981). De même on ne peut exclure le rôle des passages humains répétés dans l'accroissement de la virulence du virus. Ce phénomène est peut-être à l'origine des cas mortels apparus au cours de l'épidémie de fièvre jaune de Gambie de 1978 où le principal vecteur présent, *Ae. furcifer-taylori*, a dû probablement se comporter en vecteur interhumain (Germain et al., 1980a, Port et Wilkes, 1979). En effet le taux de mortalité des dernières épidémies survenues en Afrique est très inférieur à celui des épidémies urbaines antérieures à 1927. Certaines régions comme la Centrafrique n'ont jamais connu de véritables épidémies, alors que la circulation selvatique y est prouvée. Par contre d'autres pays sont nouvellement confrontés avec des épidémies de fièvre jaune alors que jusque là ils en étaient indemnes. Le Cameroun, le Gabon, le Ghana et le Nigeria ont signalé des flambées de fièvre jaune en 1994 et le Liberia en a connu une en 1995, qui s'est étendue à la Sierra Leone. L'extension géographique des cas de fièvre jaune a atteint le Gabon et le Liberia, deux pays qui n'avaient pas déclaré cette maladie depuis 1975. Cette maladie est également réapparue en Afrique de l'Est, au Kenya en 1992, après 26 ans de silence et depuis, ce pays notifie des cas chaque année, alors que la fièvre jaune n'y avait pas été signalée depuis 1950. Il en est de même au Sénégal où aucun cas n'a été notifié en 1994. La première épidémie signalée depuis 1965 est l'épidémie mineure rapidement jugulée qui s'est produite dans la région de Mékhé; elle a été suivie de l'épidémie majeure qui s'est produite en 1995 dans 2 communautés rurales du district sanitaire de Koungheul, avec 79 cas et 38 décès (Digoutte, 1995). Une nouvelle épidémie vient de se déclarer en Novembre 1996 dans la région de Kaffrine, Sénégal.

L'étude des variations génétiques et immunochimiques des souches de fièvre jaune montre qu'il n'existe qu'un seul type antigénique du virus amaril. Deubel et al., 1986 et 1987, montrent que des souches provenant de régions écologiques distinctes d'Afrique et d'Amérique présentent des différences dans l'ARN de leur génome. Ils démontrent l'existence de 4 variants géographiques ou topotypes: un pour les souches américaines et 3 pour les souches africaines: les topotypes I et II pour l'Afrique de l'Ouest (I: Sénégal, Mali et Gambie, II: Burkina Faso, Côte d'Ivoire, Ghana et Nigeria), et III pour l'Afrique Centrale et l'Est. La différence antigénique observée entre la souche Américaine et Africaine est confirmée au niveau des ARN. Ils montrent aussi que les épidémies d'Afrique de l'Est et Centrale (topotype III), ne sont pas chronologiquement rattachables aux épidémies d'Afrique de l'Ouest. Cependant, il semblerait qu'il existe une association entre les épidémies causées par les topotypes I et II en Afrique de l'Ouest, ce qui suggère que le taux de la transmission du virus augmente en parallèle avec un facteur qui est commun aux deux régions géographiques. Ces résultats sont confirmés par les

travaux de Lepinec et al., 1994 qui ont étudié par sequençage direct en PCR le fragment nucleotidique viral, puis Chang et al., 1995 étudient des séquences nucleotidiques des gènes de l'enveloppe (E) protéinique de 20 virus isolés d'Afrique, des Caraïbes et de l'Amérique du Sud. Ils définissent ainsi deux génotypes distincts du virus de la fièvre jaune. Le génotype I comprend les virus isolés d'Afrique de l'Est et Centrale, et le II se divise en deux groupes, le IIA qui comprend les virus d'Afrique de l'Ouest et le IIB ceux d'Amérique.

Les résultats acquis au cours des nombreuses études menées au Sénégal Oriental ont permis de mettre au point une stratégie de surveillance minimale de la circulation des arbovirus dans la région de Kédougou. Les captures s'effectuent sur une courte période, circonscrite à la saison des pluies. La méthodologie est basée sur les données acquises précédemment par les équipes Cornet 1967, 1985, Cornet et Chateau, 1974, Cornet et al., 1978b, 1979b, 1979c. Ces données concernent la bioécologie des vecteurs potentiels du virus amaril au Sénégal Oriental (l'abondance des vecteurs, leurs variations annuelles et saisonnières, leur répartition spatiale, leur cycle d'agressivité, leurs lieux de repos, leur âge physiologique, leur cycle trophogonique et leur longévité). Nos propres résultats venant les compléter, et les confirmer, nous ont permis de focaliser les captures sur des périodes épidémiologiquement intéressantes, c'est à dire le début et la fin de la saison des pluies. Ces observations qui portent sur la dynamique des vecteurs et leur taux de survie, nous amènent à réfléchir sur les facteurs qui conditionnent et permettent aux processus d'amplification de s'exprimer pleinement. C'est ainsi que comme l'ont défini Germain et al., 1974, 1977 et Cornet et al., 1978b, nous sommes arrivés à la conclusion que les conditions les plus propices à une circulation virale se trouvent réunies en fin de saison des pluies et tout début de saison sèche. Ceci est illustré par les isolements du virus chez les moustiques et les singes et plus particulièrement par les observations de Cornet et al., 1978c. Ils ont obtenu une souche de fièvre jaune en Décembre 1976 après une saison des pluies particulièrement longue. Cet isolement était en fait les prémisses d'une épizootie qui se manifestera en 1977 avec l'isolement de 69 souches suivi de 55 en 1978, et plus rien l'année suivante. La transmission verticale du virus en période inter-épidémiologique, montrée par l'isolement de 3 souches provenant de lots de mâles d'*Ae. furcifer-taylori* en 1977 permet d'expliquer la répétition des manifestations épidémiologiques de 1976 à 1978, alors que les tentatives de mise en évidence de l'estivation des femelles d'*Aedes* lors des longues saisons sèches qui caractérisent cette zone ont jusqu'ici toujours échoué (Cornet et al., 1975). Les vecteurs se trouvent concentrés dans les zones boisées où ils sont en contact étroit avec les singes qui viennent y dormir (le "PK10" est un dortoir de singes). Il peut donc s'y développer un cycle d'amplification aboutissant à des épizooties. La mise en place de cette surveillance à minima constitue un observatoire de valeur pour les arbovirus. Son intérêt est de donner une vision plus que bidecennale de la circulation

d'une vingtaine de virus différents dont certains intéressent particulièrement la santé publique. Depuis la mise en place de la surveillance régulière des moustiques vecteurs de la fièvre jaune dans le région de Kédougou, nous constatons qu'il existe une corrélation frappante entre l'augmentation des isolements de virus amaril chez les moustiques capturés et les épidémies de fièvre jaune enregistrées chez l'homme en Afrique occidentale (Anonyme, 1994, Traoré-Lamizana et al., 1996 et Figure 52). Les épizooties observées se succèdent à des intervalles assez réguliers de 4 à 5 ans, mais leur amplitude dépend essentiellement de l'abondance des singes non immuns. Comme ceux-ci sont abondants, on assiste à une succession d'épizooties d'amplitude croissante jusqu'aux grandes poussées qui se manifestent tous les 12 à 13 ans et qui peuvent durer plusieurs années. Ces épizooties ont eu lieu en fin de saison des pluies et en début de saison sèche, lorsque l'espacement des pluies favorise la longévité des vecteurs (Cornet et Hervy, 1985). En réponse à la grande épidémie de 1992-1993, le Kenya vient de mettre en place un système de surveillance par appâts sentinelles qui a détecté de faibles niveaux de transmission continue du virus. Cette initiative du Gouvernement kenyan pourrait servir d'exemple pour la prévention et la lutte contre le fièvre jaune (Anonyme 1996). Cette initiative est en fait la reprise de ce qui se fait à Kédougou avec la surveillance arbovirologique, couplée à des enquêtes sérologiques en fin de saison des pluies dans la population à risque (enfants scolarisés), pour vérifier l'état immunologique de cette population en relation avec la circulation des arbovirus. La détection d'une très forte reprise du cycle sauvage dans la partie orientale du Sénégal permet de mettre en garde les pays voisins d'Afrique de l'Ouest dont les populations peuvent être exposées à un risque accru de contracter la fièvre jaune. La zone d'émergence de Kédougou constitue la sentinelle de l'Afrique de l'Ouest; elle permet de mettre en évidence la circulation selvatique du virus, puis de tirer la sonnette d'alarme et ainsi de prévenir les épidémies de fièvre jaune chez l'homme par la vaccination (Traoré-Lamizana et al., 1996). A plus long terme, l'association des épidémies notamment en Afrique de l'Est, et le développement des transports aériens, pourraient permettre l'introduction du virus en Asie, où les vecteurs potentiels existent et peuvent assurer la transmission.

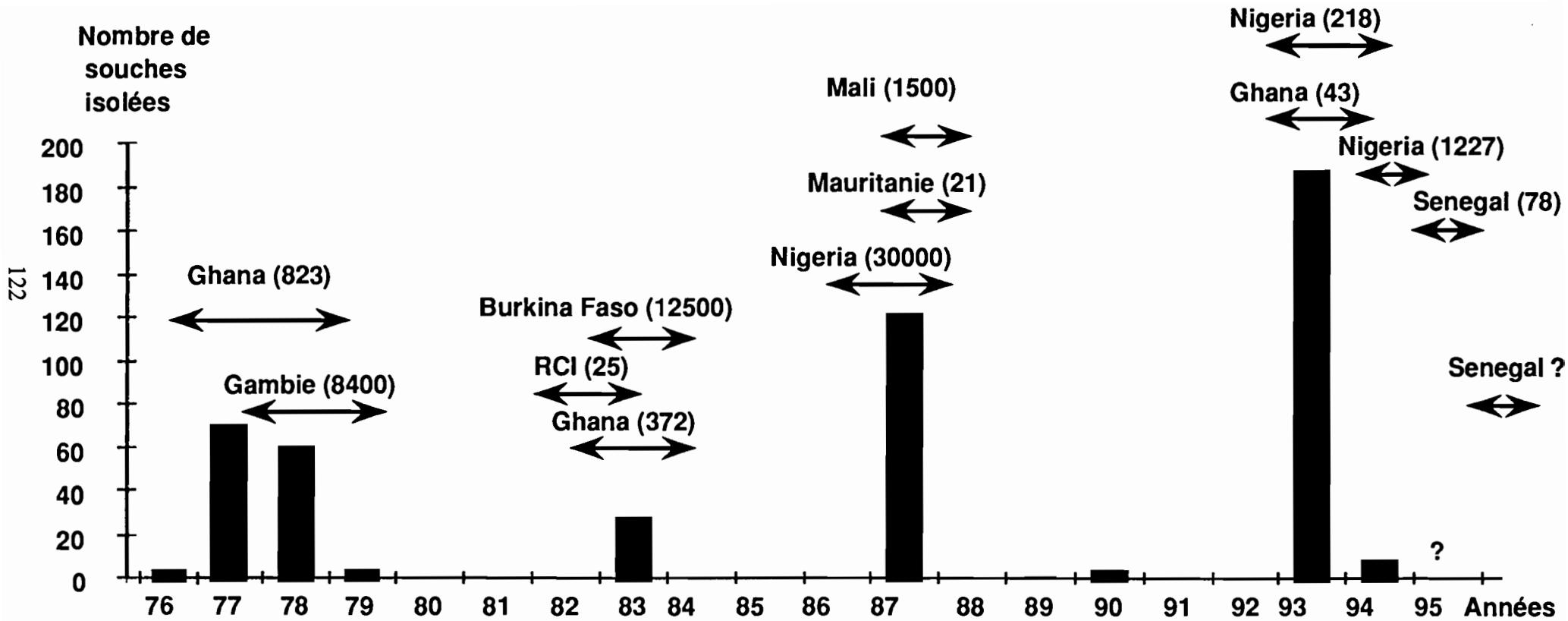


Figure 52: Distribution annuelle des isolements de virus amaril dans la région de Kédougou, Sénegal, avec mention des épidémies en Afrique occidentale, 1976-1995.

6.1.3.2.4. La Dengue 2 (DEN 2).

Le mot dengue viendrait de l'espagnol "denguero", adjectif traduisant l'apparence affectée, guindée, des malades en proie à des vives douleurs bloquant leurs muscles et leurs articulations. C'est une maladie dont les tableaux cliniques peuvent être réalisés par de nombreux arbovirus. L'étude virologique de la dengue ne commence vraiment qu'avec les travaux de Sabin 1948, 1952 et 1955. La dengue est une maladie tropicale infectieuse due à un Flavivirus. Dans les grandes villes, le vecteur est *Aedes . aegypti*. Pendant longtemps il était admis que la dengue était uniquement une maladie ne faisant intervenir que l'homme comme hôte vertébré avec un cycle homme-*Ae. aegypti*. Le virus a été isolé de façon répétée à partir de moustiques forestiers et également du sang de singe, ce qui amène à penser que les singes jouent un rôle important dans l'établissement d'un cycle selvatique de la dengue (Cornet et al., 1984). La dengue a une répartition beaucoup plus vaste que celle de la fièvre jaune, puisqu'elle sévit dans toute la zone tropicale, la où règne *Ae. aegypti*, entre le 30ème degré de latitude nord et le 40ème degré de latitude sud, en Amérique et en Afrique, atteignant le bassin méditerranéen et le Moyen Orient. Mais on la trouve aussi en Inde, dans le Sud-Est Asiatique, en Indonésie, en Australie et dans les îles du Pacifique. Tout dernièrement la première épidémie de fièvre hémorragique de dengue vient de frapper le Pakistan, ajoutant pour la première fois ce pays à la liste des zones où sévit la dengue (Chan et al., 1994).

La dengue est une infection bénigne de courte durée (une semaine ou moins), caractérisée par un début brutal, une élévation de température, des violents maux de tête, des douleurs rétro-orbitaires, des algies diffuses, une éruption précoce peu marquée, et des troubles digestifs. L'évolution se faisant ensuite en deux phases séparées par une rémission de température donnant à la courbe thermique un aspect en "M". Il n'y a ni traitement, ni vaccin contre la dengue. La dengue jusqu'au milieu des années 1950 était considérée comme une infection certes très épidémique et désagréable pour les malades, mais essentiellement bénigne. A partir de cette période elle s'est transformée brutalement ou progressivement en une fièvre hémorragique redoutée, la "dengue hémorragique", capable de tuer jusqu'à 33-35% des enfants hospitalisés lors de certaines épidémies. Cette forme a été découverte en juin 1954 aux Philippines (Qintos et Lim, 1954, Qintos et al., 1954). Très rapidement Hammon et al., 1960 mettent en évidence les souches virales responsables de cette épidémie aussi bien chez les enfants que chez le moustique. En plus du virus D2, deux nouveaux sérotypes du virus de la dengue sont découverts. Il s'agit du type 3 (D3) et du type 4 (D4). Puis c'est en Thaïlande en 1958 où Hammon et al., 1960, isolent les virus D3 et D4, mais aussi D1 et D2. D'ailleurs on regroupe sous le nom de fièvre dengue, éventuellement hémorragique et avec syndrome de choc, les manifestations cliniques dues aux quatre sérotypes (OMS, 1986). Dans ce dernier pays

de nouvelles poussées sont observées en 1960 et 1962 (Halstead et al., 1963). Cette évolution fait tout l'intérêt actuel de la dengue, maladie spécifique due à l'inoculation par des moustiques d'un des quatre types antigéniques d'un même virus. Actuellement les quatre virus responsables de la dengue sont pratiquement spécifiques de l'homme, ce qui implique que l'homme est à la fois le réservoir naturel de la maladie et le disséminateur du virus. Mais elle est aussi copiée par un très grand nombre d'infections virales ou arbovirales qui en rendent l'identification impossible sans le recours d'un laboratoire de virologie spécialisé dans l'étude de ces agents. Le catalogue international des arbovirus répertorie actuellement plus de 550 virus parmi lesquels au moins 130 sont capables d'infecter l'homme et de déterminer chez lui un syndrome fébrile non spécifique ressemblant à la dengue (le syndrome "dengue-like" des anglo-saxons). Depuis peu, grâce aux techniques de biologie moléculaire utilisant des empreintes (fingerprints) d'oligonucléotides et des études de séquences nucléotidiques, on a pu mettre en évidence des topotypes ou variants géographiques pour chaque serotype de dengue. Il faut donc considérer un sérototype comme une famille de topotypes ayant entre eux des relations plus ou moins étroites. Les virus de la dengue présentent une grande variabilité génétique. Ces études permettaient déjà de reconnaître huit topotypes dans la dengue 1, dix dans la dengue 2, cinq dans la dengue 3 et cinq dans la dengue 4. Les topotypes étant définis comme des souches de virus présentant 6 à 7% de divergence. Elles permettent toutefois de différencier des souches enzootiques et des souches épidémiques, mais surtout de suivre le déplacement des souches au cours des épidémies (Rodhain, 1996). Les travaux de Zennetto et al., 1996 portant sur la phylogénie de 123 séquences complètes de gène d'enveloppe, reconstruite dans l'ordre permet de comprendre l'évolution des Flavivirus de tiques et ceux de moustiques. L'analyse de la structure des arbres phylogénétiques des Flavivirus montre une différence majeure entre les virus transmis par les tiques et les virus transmis par les moustiques. Les virus transmis par les tiques ont produit des lignées observables au cours des derniers 2000 ans, alors que ceux transmis par les moustiques, peu de lignées ont divergé à une époque située entre 200 à 3000 ans. Ces lignées ont survécu jusqu'à présent. Cette interprétation est confortée par les études sérologiques qui ont montré que les virus de l'encéphalite à tique constituait un seul et même complexe antigénique. Mais on note une absence de neutralisation croisée entre les divers sérotypes de dengue, ce qui dénote le faible partage des épitopes entre eux et une absence de lignées intermédiaires. La distinction entre ces deux groupes viraux reflète probablement des différences dans les modes de dispersion, de propagation et des changements dans la taille des populations des hôtes. La plus sérieuse implication de ce travail est que des populations humaines croissantes sont exposées à un éventail croissant de souches virales de plus en plus diverses transmises par les moustiques.

La dengue et la fièvre hémorragique de la dengue sont apparues dernièrement dans diverses parties du monde. Elles commencent à se manifester particulièrement en certains endroits ou prennent de l'ampleur dans de nombreuses autres régions. Un demi-milliard d'individus sont exposés dans le monde à la dengue hémorragique, en particulier en Amérique latine, au sud des USA, en Océan Indien et dans le Pacifique. L'Afrique de l'Ouest pourra bientôt y être associée, car la situation y devient préoccupante au vu des résultats des études portant sur les 20 dernières années. Une poussée épidémique due au virus DEN 2 a été observée en 1982 à Ouagadougou (Gonzalez et al., 1984 et 1985). Hervy et al., 1984 dans la région de Bobo Dioulasso au Burkina Faso et Cornet et al., 1984 au Sénégal Oriental ont montré l'existence d'un cycle selvatiche du virus DEN 2. Celui-ci circule activement chez les singes forestiers et chez les vecteurs sauvages suivants: *Aedes africanus*, *Ae. luteocephalus* et *Ae. cumminsii*. Ces observations laissent planer sur les grandes cités de l'Afrique de l'Ouest une menace évidence car *Aedes aegypti*, vecteur urbain de la DEN-2, y est présent.

La dengue en Afrique est de découverte assez récente: si une étude sérologique rétrospective a permis d'attribuer à ce virus l'épidémie de Durban (Afrique du Sud) en 1926-1927, la première souche de dengue a été isolée chez l'homme au Nigeria en 1964. Les 4 sérotypes du virus dengue (DEN 1, 2, 3 et 4) ont été identifiés en Afrique

Le virus au Sénégal a été isolé pour la première fois en 1974 (1 souche) à partir du sang d'une fillette de Bandia (Région de Thies) et d'un européen revenant d'un séjour en Casamance en 1983. Les isolements chez les vecteurs seront effectués en 1982 (212 souches) et en 1983 (2). Ceux-ci seront suivis d'un long silence sans isolement.

L'évolution récente de la dengue en Amérique latine où elle s'est largement implantée se manifeste sous forme hémorragique et en particulier à la Havane. Porto-Rico et le Brésil subissent de sévères épidémies de dengue hémorragique, sauf à Rio de Janeiro où les formes hémorragiques sont heureusement restées rares.

Pour l'Afrique de l'Ouest il semble que ce schéma est en train de se reproduire. On n'observe pour le moment que des formes non hémorragiques dans les poussées épidémiques. L'existence de cycles selvatiche avec un virus circulant entre les hôtes sauvages (singes) et les vecteurs sauvages qui sont les mêmes que ceux de la fièvre jaune, semblent circuler en vase clos. Ces cycles enzootiques concernent le virus DEN 2 et DEN 1 et les singes. Or, récemment, à Kédougou le passage du virus de ce cycle sauvage à l'homme au cours d'une épizootie a pu être mis en évidence, par l'isolement du virus chez l'homme et chez les vecteurs pendant la même période et sur le même site. Les malades hospitalisés ont été suivis médicalement et les symptômes de cette dengue peu agressive pour l'homme sous cette forme ont pu être décrits (Zeller et al., 1992, Monlun et al., 1993, Traoré-Lamizana et al., 1994). Cependant il y a eu récemment quelques petites épidémies dues à des virus introduits comme le laisse soupçonner l'étude des topotypes.

Ce fut le cas de l'épidémie urbaine de dengue au Burkina Faso en 1982, qui a été provoquée par des souches de virus absolument identiques à celles des Seychelles (Gonzalez et al., 1985 et Rodhain 1996).

L'un des problèmes majeurs est le risque de diffusion du virus vers l'Ouest du pays où des conditions écologiques sont favorables au développement de cycles urbains, c'est ce qui a été observé lorsqu'une souche a été isolée chez un Européen au retour d'une mission en Casamance, dans le Sud-Ouest du Sénégal en novembre 1983.

L'aire de répartition au Sénégal s'est étendue vers le Nord où une souche a été isolée chez un enfant de Dielmo en 1990. Ce village fait l'objet d'un suivi médical permanent de la population dans le but d'étudier l'immunité anti-palustre et où s'effectue une étude de la prémonition du paludisme. Les poussées fébriles sont immédiatement traitées. Les symptômes présentés par cet enfant ne ressemblaient pas à ceux du paludisme. L'importance des vecteurs (*Aedes furcifer*, *Ae. taylori* et *Ae. luteocephalus*), est primordiale dans la transmission de la dengue au Sénégal qui est la dengue classique, C'est une infection fébrile aiguë de courte durée dans laquelle il n'y a pas de manifestations hémorragiques. La dengue hémorragique, débute de la même façon que la dengue classique, mais en quelques jours apparaissent des hémorragies cutanéo-muqueuses ou viscérales. Le vecteur de la forme hémorragique est *Aedes aegypti* (forme urbaine). Cette espèce existe aussi dans cette région, mais sous sa forme sauvage. La surveillance de l'évolution de cette souche de dengue non hémorragique vers une forme hémorragique transmise par des "races" géographiques différentes de vecteurs dont les capacités vectorielles peuvent-être très différentes, est primordiale. Si la souche de virus peut évoluer (ce qui a été observé dans le Sud-Est asiatique qui serait la conséquence de l'émergence récente de souches sauvages du virus de la dengue, plus virulents, extériorisées à partir d'un cycle forestier faisant intervenir des singes), il pourrait en être de même des vecteurs qui selon les zones géographiques, n'ont pas le même patrimoine génétique, ni la même capacité vectorielle et qui pourraient s'adapter à la transmission de la dengue hémorragique. C'est le cas de différentes races géographiques d'*Aedes aegypti* dont l'aptitude à répliquer et à transmettre le virus D2 est variable (Jousset, 1981).

L'aspect clinique de la dengue en Afrique a été peu étudié. Une étude a été effectuée en Afrique de l'Ouest lors de l'épidémie de dengue 2 au Burkina Faso. La quasi-totalité des cas observés étaient des sujets d'origine européenne, un seul cas de dengue classique a été rapporté chez une Voltaïque. Au cours de l'épidémie de 1990 au Sénégal Oriental, deux cas cliniques de dengue 2 sont rapportés; il s'agit du cas d'un militaire français ayant séjourné dans la région à cette période et d'un jeune Sénégalais natif de la région. Ces deux cas ont permis de définir des caractères cliniques et épidémiologiques de la dengue 2 au Sénégal. C'était la première fois qu'au cours d'une épidémie la transmission à l'homme était observée avec l'isolement du virus (Zeller et al., 1992, Monlun et al., 1993, Traoré-Lamizana et al., 1994).

On peut penser que si les souches de virus type 2 du Sénégal n'ont pas manifesté jusqu'à présent plus d'agressivité pour l'homme, c'est par ce qu'elles restent encore très liées aux *Aedes* et aux singes des galeries forestières. Mais le jour où elles auront l'occasion de "s'humaniser" en passant par des moustiques plus proches de l'homme, comme *Aedes aegypti*, des manifestations graves, hémorragiques pourront apparaître, en conjonction avec l'urbanisation croissante qui est celle de l'Afrique actuelle. Une surveillance accrue devrait permettre de préciser le retentissement de la circulation selvatique du virus et l'aspect clinique de cette maladie chez les sujets d'origine africaine, bien que dans cette zone circulent d'autres Flavivirus, qui peuvent donner une immunité croisée. A l'heure actuelle, la dengue constitue l'une des principales viroses de la zone intertropicale, et les récentes épidémies au Venezuela et en Inde (Anonyme, 1996), attestent de l'actualité de cette maladie.

Les modes de contaminations humaines font intervenir deux types de cycles. La dengue selvatique: c'est le cycle de transmission selvatique, forestier, qui se déroule dans la canopée entre les vecteurs sauvages et les singes. C'est ce cycle que nomme Metselar et Simpson 1982 "tree top cycle of dengue", ce cycle correspond au cycle sauvage de la dengue. L'homme se contamine par la piqûre d'un vecteur sauvage en pénétrant occasionnellement dans ce cycle. L'atteinte humaine est accidentelle, bien que l'homme ne participe pas activement à la transmission (Figure 53).

La dengue urbaine: ce cycle de transmission se déroule dans une agglomération entre les vecteurs domestiques, ici en particulier *Ae. aegypti* et les hôtes vertébrés. C'est ce cycle que nomme Metselar et Simpson 1982 "Autonomous cycle in humans of dengue viruses" (Figure 54). Naturellement entre ces deux cycles il peut y avoir connexion. L'homme contaminé dans un cycle selvatique, revient au village où les vecteurs urbains prennent le relais des vecteurs sauvages pour la transmission interhumaine

Cycle sauvage de la Dengue 2

128

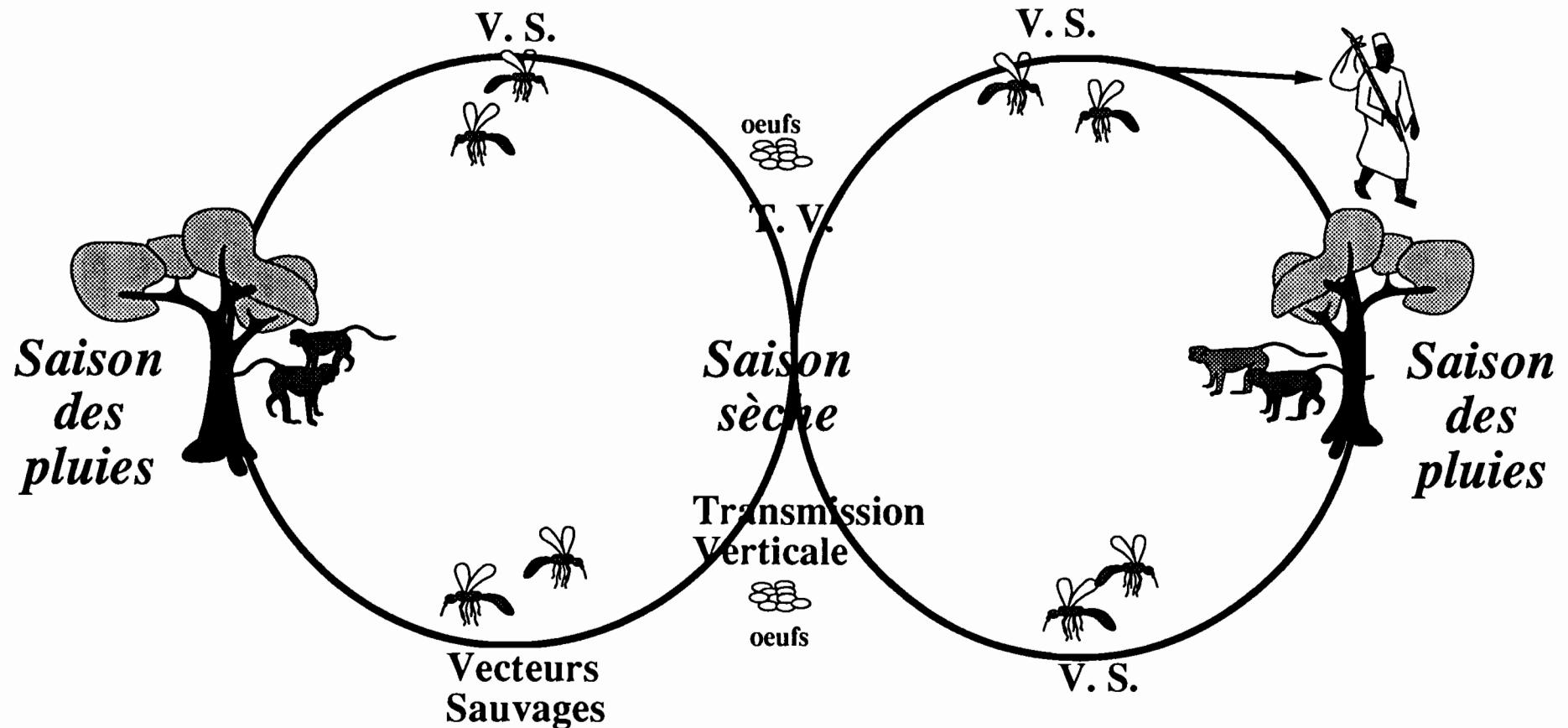


Figure 53: Cycle selvatique canopéenne de la Dengue 2.

Cycle urbain de la Dengue

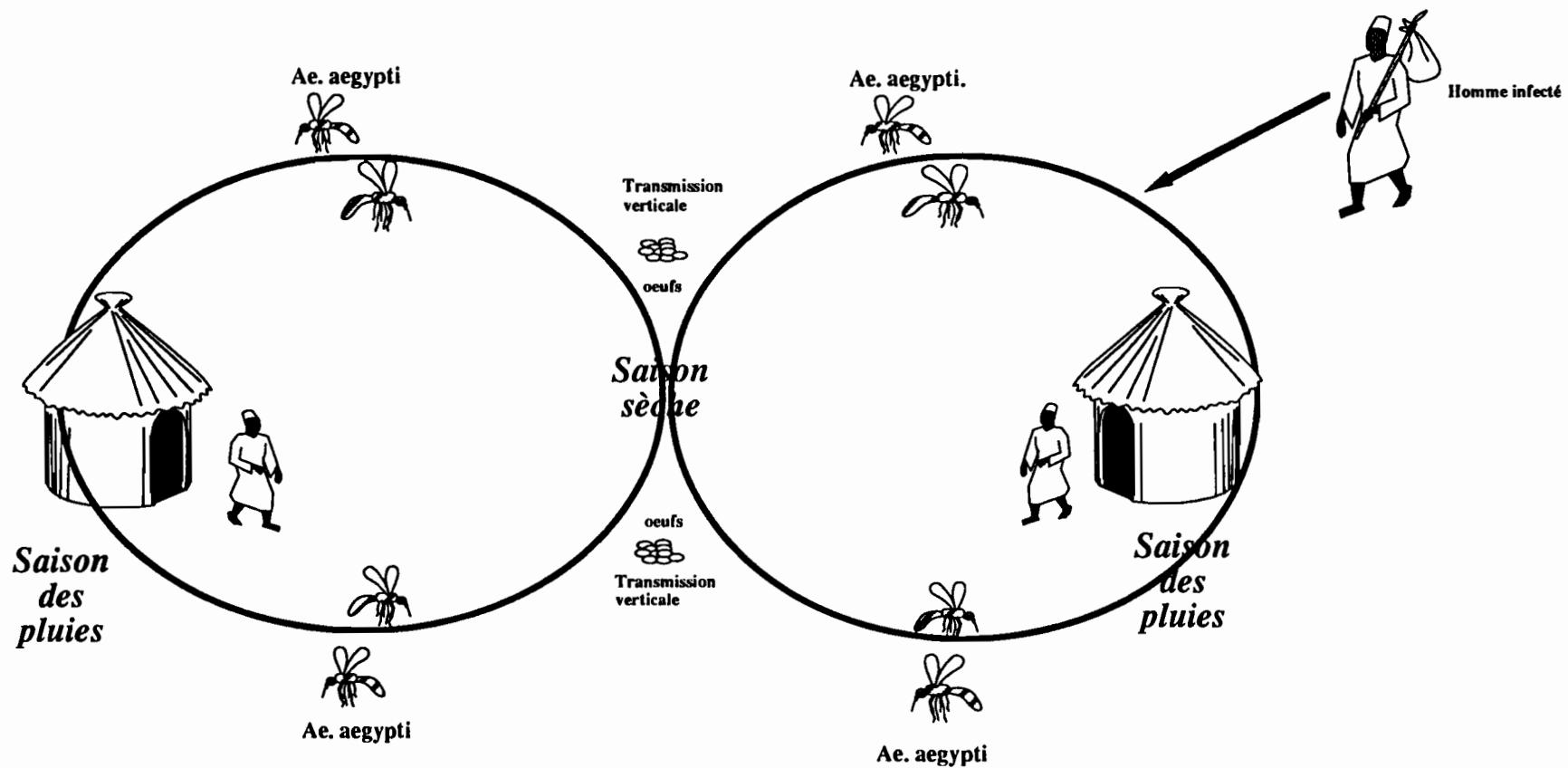


Figure 54: Cycle autonome inter-humain de la Dengue 2.

6.1.4. Les vecteurs du virus Zika (ZIKA).

Ce virus a été isolé pour la première fois dans la forêt de Zika en Ouganda, à partir d'un singe Rhésus (Dick et al., 1952). Au Nigeria, MacNamara (1954) a isolé 3 souches du sang de malades au cours d'une épidémie de "jaunisse"; puis Boorman et Porterfield (1956), ont montré expérimentalement le rôle vecteur d'*Ae. aegypti*. Ce virus a été retrouvé chez l'homme au Sénégal (Digoutte et al., 1992). Les études menées dans la région de Kédougou ont permis dès 1972 l'isolement de ce virus chez le moustique (2 souches), puis en 1973 (16), et en 1976 (19), Cornet et al., 1979a. Les vecteurs sont pour la majorité des *Aedes*: *Ae. furcifer-taylori* (21 souches), *Ae. luteocephalus* (13) et *Ae. dalzielii* (1). A ces vecteurs, il faut aussi ajouter *Ma. uniformis* (1).

Au cours de notre étude le virus n'a été isolé que chez les *Aedes*: *Ae. furcifer*, *Ae. taylori*, *Ae. luteocephalus*, *Ae. dalzielii*, *Ae. fowleri* et *Ae. vittatus*.

Ayant déjà étudiés les *Aedes* vecteurs de la fièvre jaune et de la dengue 2: *Ae. furcifer*, *Ae. taylori* et *Ae. luteocephalus*, nous nous intéresserons ici aux autres vecteurs: *Ae. dalzielii*, *Ae. vittatus* et *Ae. fowleri*.

Le résultat total des captures pour toute la période de l'étude, permet de donner l'abondance relative pour les vecteurs du virus Zika (Tableau A4).

La fréquence relative est très variable d'une année à l'autre pour ces trois espèces (Tableaux A5 à A10).

L'étude des variations annuelles montre qu'*Ae. dalzielii* est de loin l'espèce la plus abondante dans les captures, suivi d'*Ae. vittatus* et d'*Ae. fowleri* (Figure A26).

Les variations mensuelles pour *Ae. dalzielii*, *Ae. fowleri* et *Ae. vittatus* sont résumées dans les figures A27.

L'étude de la répartition spatiale nous montre qu'*Ae. dalzielii* est capturé en majorité au piège CDC+CO₂, ensuite par le piège mouton, puis le piège poulet, mais en plus petit nombre. Les captures sur homme sont les plus faibles. Il en est de même pour *Ae. fowleri*. Ces deux espèces sont réparties sur tous les sites de capture et sont en plus faible quantité au "PK10", ceci tout au long de la période d'étude. *Ae. vittatus* est capturé en plus grand nombre sur homme au site "PK10", et en plus faible nombre par les autres méthodes de captures (Tableaux 17 et A18 à A21).

6.1.4.1. Discussion: Les vecteurs du virus Zika.

Les *Aedes* qui sont en même temps les vecteurs du virus de la fièvre jaune et de la

dengue ne seront pas repris ici.

Nous avons pu compléter la liste des *Aedes* vecteurs de ce virus qui sont les espèces suivantes: *Ae. dalzieli*, *Ae. fowleri* et *Ae. vittatus*. Nous avons de même pu préciser individuellement le rôle d'*Ae. furcifer* et d'*Ae. taylori* dans la transmission du virus Zika.

Ae. dalzieli, est le vecteur le plus représenté dans les captures et se distingue par une abondance relative de 17,71, contre 3,11 pour *Ae. fowleri* et 3,01 pour *Ae. vittatus*. Cette observation est confirmée par la fréquence relative, ainsi que par les variations des captures annuelles et mensuelles.

La méthode de capture la plus efficace pour *Ae. dalzieli* est le piège CDC+C02, il en est de même pour *Ae. fowleri*. *Ae. vittatus* est capturé en plus grand nombre sur homme.

Ces trois espèces sont présentes partout dans les biotopes de Kédougou, d'où les isolements réguliers de ce virus de ces vecteurs. *Ae. fowleri* et *Ae. vittatus* sont des nouveaux vecteurs qui ont été mis en évidence pour la première fois au Sénégal. Ceci provient du fait de l'addition de nouvelles techniques de captures, qui a permis d'obtenir des captures en grand nombre et surtout de pouvoir présenter les valeurs des taux minimum d'infection (TMI) qui sont de 0,71 pour *Ae. dalzieli*, 0,91 pour *Ae. fowleri* et de 1,96 pour *Ae. vittatus*. Ces valeurs sont de 0,72 pour *Ae. furcifer*, 1,05 pour *Ae. taylori* et de 1,63 pour *Ae. luteocephalus*. Ces taux sont en général faibles, voire à très faibles et varient dans le temps et selon les lieux.

6.1.4.2. Discussion le virus Zika (ZIKA), ses vecteurs et son cycle.

En milieu selvatique, seuls les singes ont été jusqu'à présent incriminés dans le cycle du virus. Dick et al., 1952, ont mis en évidence la contamination d'un singe sentinelle. Au Sénégal Oriental, les sérologies faites chez les singes montrent une atteinte massive (Cornet et al., 1979b). Les vecteurs sont les *Aedes*: *Ae. africanus* (Dik et al., 1952, Weinbren et Williams, 1958, Haddow et al., 1964, Germain et al., 1978, Cornet et al, 1979b, Monlun et al., 1993), *Ae. opok* (Germain et al., 1978), *Ae. luteocephalus* (Causey, 1969), *An. gambiae s.l.* (Cornet et al., 1979b)

Dans la région de Kédougou, les vecteurs de la fièvre jaune (*Stegomyia et Diceromyia*) et les *Aedes* du sous-genre *Aedimorphus* sont incriminés dans sa transmission (Monlun et al., 1993). Ce sont principalement *Ae. dalzieli*, *Ae. fowleri*, *Ae. minutus* et *Ae. vittatus*. De nombreux arbovirus ont été isolés du sous-genre *Aedimorphus*. Ce sous-genre se caractérise par la diversité des virus isolés de chaque espèce, bien que chacun ne soit représenté que par un petit nombre de souches. Ce phénomène est vraisemblablement en relation avec la faible spécificité trophique des

espèces qui leur permet de rentrer en contact avec de nombreux hôtes vertébrés différents possédant chacun leurs virus. Deux épizooties ont été recensées en 1974 et 1976 à Kédougou (Cornet et al., 1979b). Pour l'Afrique de l'Ouest des épizooties ont été observées au Burkina Faso en 1978 (Hervy et al., 1980) et en 1984 (Robert et al., 1993). Ces virus ont été isolés chez les vecteurs capturés en fin de saison des pluies de l'année précédent la poussée épizootique; ils se sont maintenus sur place durant la saison sèche grâce à la transmission verticale et ont été remis en circulation au début de la saison pluvieuse après l'élosion des œufs.

Ce virus est régulièrement isolé dans la région de Kédougou depuis 1984. Cependant aucune pathologie à ce jour n'est rattachée à ce virus. Les épizooties à virus Zika, déjà observées à plusieurs reprises, conduisent à penser que la région de Kédougou est une zone d'endémicité pour ce virus qui pourrait se maintenir dans les populations d'*Aedes* grâce à la transmission verticale. Les études de transmission expérimentale du virus Zika et celui de la fièvre jaune menées par Cornet et al., 1979, ont montré que l'incubation du virus amaril chez le moustique est plus longue que celle du virus Zika. Passé ce délai d'incubation, la transmission n'a pas obligatoirement lieu à chaque piqûre, et il semble qu'elle soit sensiblement moins efficace avec le virus amaril.

Il est souvent isolé associé avec le virus fièvre jaune ou dengue 2. Ceci est dû au fait qu'ils ont les mêmes vecteurs et que leurs hôtes sont les mêmes. Une étude de l'évolution du nombre annuel des souches de Fièvre jaune, de dengue 2 et de Zika isolées au Sénégal est donnée dans la figure 55. Dans cette étude plusieurs cas de souches mixtes chez des lots de moustiques, en particulier des lots avec deux virus associés DEN-2 et Zika ou Fièvre jaune-Zika, ont été mis en évidence. Suite à une expérimentation qui a été effectuée sur ces associations, les résultats ont montré sans aucune ambiguïté que l'action d'un des deux virus pris isolément sur culture cellulaire (AP 61) est totalement différente de l'action des deux virus associés (Adam, 1990).

Zika seul, pas d'effet cytopathique, faible fluorescence.

DEN-2 seul: pas d'effet cytopathique, fluorescence.

Association DEN-2-Zika: effet cytopathique intense (destruction complète du tapis cellulaire en 5 jours), forte fluorescence.

Il y a donc facilitation de l'action de l'un des deux virus par l'autre, vraisemblablement par modification des cellules AP 61. Cette hypothèse est étayée par l'observation de la pathogénicité sur sourceaux du troisième virus associé trouvé dans les lots de moustiques: le virus Chikungunya. En effet il est connu que le passage de Chikungunya sur cellules d'insectes lui fait perdre sa neurovirulence pour le sourceau (Igarashi, 1979). Cette observation a été retrouvée, mais, il a pu aussi noter que la neurovirulence de Chikungunya pour le sourceau était conservée si le virus était associé à DEN-2 et Zika. Il semble donc a priori vraisemblable de penser que ces phénomènes peuvent se retrouver dans la nature, c'est à dire que l'infection préalable d'un moustique par un virus, par

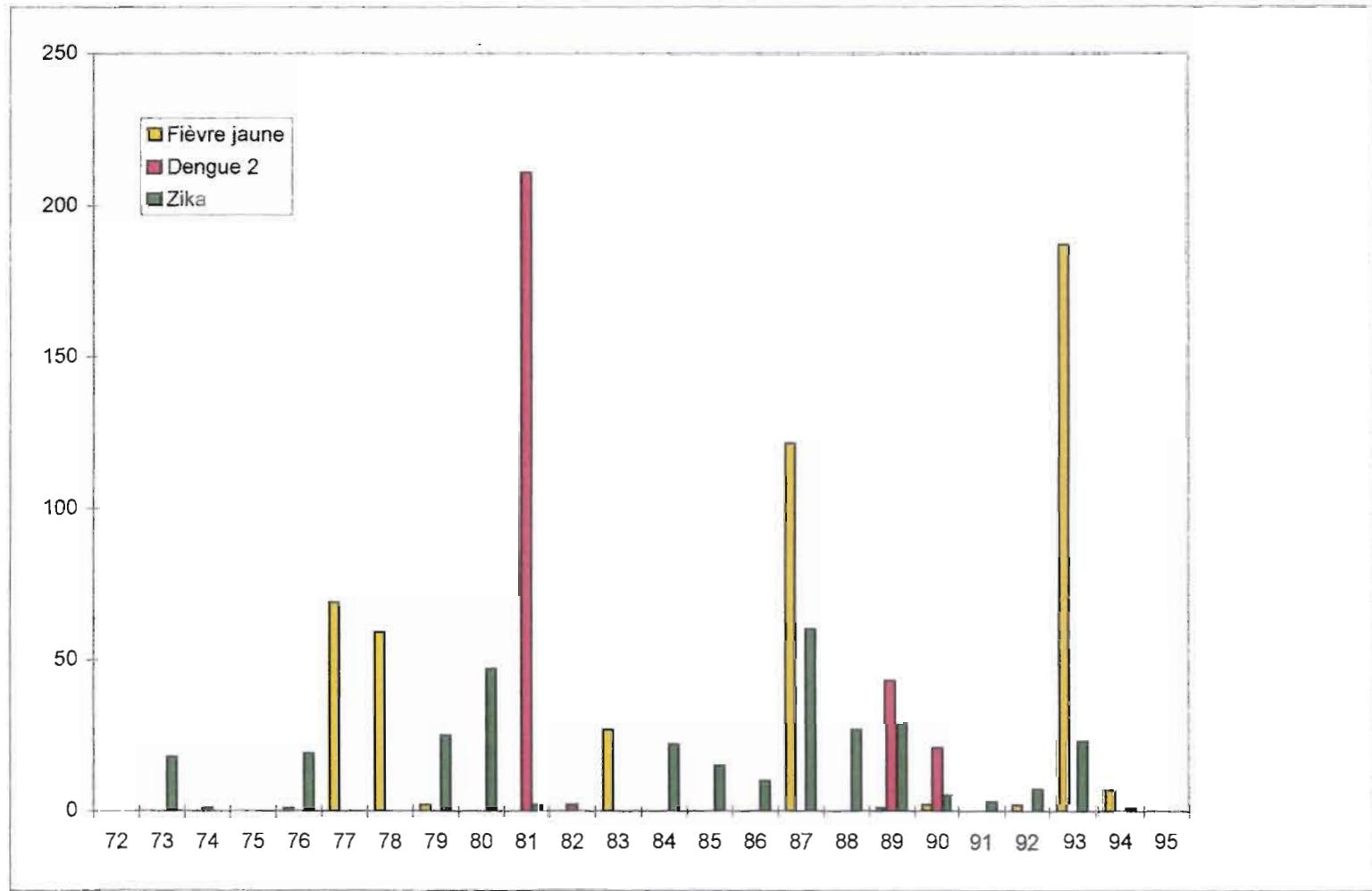


Figure 55: Evolution du nombre annuel de souches de fièvre jaune, Dengue 2 et Zika isolées au Sénégal de 1972 à 1995.

transmission verticale par exemple, puisse modifier sa réceptivité vis à vis d'un autre virus, et il n'est pas exclu que ce second virus puisse voir sa pathogénicité modifiée du fait de cette infection préalable. Ceci conduirait à tenir compte de la succession dans le temps des épidémies-épizooties en un même lieu pour mieux comprendre l'épidémiologie des arbovirus. Dans un même ordre d'idée, il serait souhaitable d'étudier de façon précise si la présence continue d'un même virus en un même lieu (Zika à Kédougou), ne modifie pas la réceptivité des vecteurs et/ou des hôtes vis à vis d'autres virus (DEN-2 et Fièvre jaune à Kédougou). En fait ces hypothèses soulevées par Adam, 1990, amènent à soulever la notion de "pathocenose virale". Mais nous n'avons pas assez de recul et de données pour en faire une analyse exhaustive.

Les études de la transmission expérimentales du virus Zika et du virus amaril ont montré qu'avec *Aedes aegypti* la transmission est moins efficace avec le virus amaril, ceci pourrait expliquer la moindre fréquence des poussées épizootiques dûes au virus amaril par rapport au virus Zika. Il n'est donc pas exclu d'imaginer que le virus Zika puisse sévir sous forme d'épidémies urbaines.

6.2. Les virus et leurs vecteurs isolés à Kédougou et à Barkedji.

6.2.1. Les vecteurs du virus Ngari (NRI).

Ce virus a été isolé pour la première fois, à partir de moustiques *Ae. simpsoni* (1 souche) mâles issus d'œufs collectés en Mars 1979, à proximité du village de Ngari dans la région de Kédougou. Il a été isolé en Juillet de la même année chez *Ae. neoafricanus* (1) et *Ae. vittatus* (1). En 1980 une souche sera à nouveau isolée en Juillet d'*Ae. vittatus* (Karabatsos, 1985). Les isolements suivants seront effectués en Septembre 1988 chez *Ae. hirsutus* (1), *An. gambiae* (1), *An. pharoensis* (8), *Cx. antennatus* (2), *Cx. tritaeniorhynchus* (2) et deux chez *Cx. poicilipes* (Gordon et al., 1992).

De 1990 à 1995 le virus a été isolé à Kédougou chez *Ae. argenteopunctatus* (1), *Ae. vexans* (1), *Ae. minutus* (2), *Cx. bitaeniorhynchus* (1), *An. coustani* (1) et *An. pretoriensis* (1). A Barkedji, il a été isolé de *Cx. poicilipes* (1), *Ae. mcintoshi* (1) et *An. pretoriensis* (1) (Zeller et al., 1996).

L'abondance relative pour les vecteurs du virus Ngari de Kédougou est donné dans le tableau A4, et celle de Barkedji figure dans le tableau A23.

La fréquence est très variable d'une à année à l'autre, comme le montrent les tableaux A11 à A16 pour Kédougou et A24 à A29 pour Barkedji.

Dans l'étude des variations annuelles pour Kédougou, les vecteurs sont répartis en deux séries. Nous avons étudié les *Aedes* séparément, puis les *Culex* et les *Anopheles* ont été réunis sur les mêmes graphiques (Figures A28 et A29), celles de Barkedji sont réunies dans la figure A30.

Les variations mensuelles à Kédougou sont résumées dans les figures A31 à A32, qui permettent de les comparer pour les *Aedes*, les *Anopheles* et les *Culex*.

La figure A33 permet de comparer les variations mensuelles pour les *Culex* et les *Anopheles* de Barkedji.

En ce qui concerne la répartition spatiale, à Kédougou le virus Ngari a été isolé de captures provenant du village de Ngari, des alentours de Kédougou ville et du village de Silling.

A Barkedji, il a été isolé du village de Barkedji et du campement de Mogré.

6.2.1.1. Discussion: Les vecteurs du virus Ngari (NRI).

Les vecteurs de ce virus sont à Kédougou *Ae. argenteopunctatus*, *Ae. vexans*, *Ae. minutus*, *Cx. bitaeniorhynchus*, *An. coustani* et *An. pretoriensis*. Il est aussi isolé à Barkedji de *Cx. poicilipes*, *Ae. mcintoshi* et *An. pretoriensis* (Zeller et al., 1996).

C'est la première fois que ces moustiques étaient connus comme vecteurs avérés du virus Ngari. *Ae. argenteopunctatus*, *Ae. vexans*, *Ae. minutus*, *Cx. bitaeniorhynchus* et *Cx. poicilipes* sont les espèces les plus représentées dans les captures.

Ces différentes espèces ne sont pas toujours présentes dans les biotopes de Kédougou et de Barkedji d'où les isolements irréguliers dans cette zone pour ce virus dont les vecteurs sont, pour la première fois, signalés au Sénégal. Ceci est dû au fait de l'utilisation de techniques de captures qui n'avaient jamais été mises en œuvre dans ces zones. Les valeurs du TMI sont de 0,39 pour *Ae. argenteopunctatus*, 58,82 pour *Ae. vexans*, 0,73 pour *Ae. minutus*, 17,86 pour *Cx. bitaeniorhynchus*, 1,20 pour *An. coustani* et 6,17 pour *An. pretoriensis* à Kédougou et de 17,24 chez *Ae. mcintoshi*, 0,5 pour *Cx. poicilipes* et 6,17 chez *An. pretoriensis*. Ces taux sont faibles à Kédougou pour *Ae. argenteopunctatus*, *Cx. Ae. minutus*, *An. coustani* et *An. pretoriensis*, il en est de même à Barkedji pour *Cx. poicilipes* et *An. pretoriensis*. En revanche ils sont considérables à Kédougou chez *Ae. vexans* et *Cx. bitaeniorhynchus*, et à Barkedji chez *Ae. mcintoshi*. Ces taux élevés démontrent que ces vecteurs peuvent transmettre le virus avec une ampleur considérable et être la cause d'épidémie. Le virus n'ayant pas été

recherché dans la population; si une épidémie s'était produite, elle n'aurait pas pu être détectée. C'est la première fois que ces moustiques sont incriminés dans la transmission de virus. Ils sont de nouveaux vecteurs pour ce virus, chez lesquels il vient d'être isolé aussi bien à Kédougou qu'à Barkedji.

6.2.1.2. Discussion: Le virus Ngari (NRI), ses vecteurs et son cycle.

Ce Bunyavirus est de découverte récente. Le virus Ngari (NRI) a été isolé pour la première fois en 1979 à partir de moustiques *Aedes simpsoni* mâles issus d'œufs provenant de gîtes de ponte à proximité du village du même nom, dans la région de Kédougou. En dehors de cet isolement qui démontrait la transmission verticale de ce virus; ce virus de la famille des *Bunyaviridae*, genre Bunyavirus, a été par la suite retrouvé chez de nombreuses espèces culicidiennes, principalement au Sénégal, mais aussi au Burkina Faso, en République Centrafricaine et à Madagascar (Karabatsos, 1985). L'isolement du virus NRI chez un bovin en Mauritanie et la présence d'anticorps chez près de la moitié des animaux du troupeau correspondant indiquaient une atteinte possible des ruminants (Gonzalez, 1988).

Il existe en général une grande spécificité entre les arbovirus et leurs vecteurs. Cette spécificité ne se retrouve pas pour le virus NRI. Il a été isolé de 3 genres et 17 espèces de *Culicidae*. Cependant il n'a pas été retrouvé chez des tiques, des Phlébotomes ou des Ceratopogonides. Il a été isolé plus fréquemment chez les *Anopheles*: *An. pharoensis* puis *An. gambiae s.l.* dans 3 pays (Gordon et al, 1991). En revanche, seuls un ou deux isolements ont été obtenus de chacune des 8 espèces d'*Aedes*. Ceci est peut-être lié aux préférences trophiques des différentes espèces. L'isolement du virus à partir d'*Ae. simpsoni* mâles laisse suspecter un rôle vecteur potentiel de cette espèce (Karabatsos, 1985). Ces données posent la question du véritable statut de vecteur pour les *Culex*, *Aedes* et *Anopheles*. Ces moustiques ont peut-être tout simplement permis la multiplication du virus après s'être gorgés sur un vertébré, sans qu'ils soient nécessairement capables de transmettre. La faible spécificité des hôtes culicidiens se retrouve également au niveau géographique, puisque ce virus a été isolé de *Culicidae* en Afrique de l'Ouest, en Afrique Centrale et à Madagascar (Karabatsos, 1985, Mathiot et al., 1986). La diversité des vecteurs du virus NRI reflète également une très grande hétérogénéité des hôtes vertébrés, comme l'indique l'analyse des préférences trophiques. *An. simpsoni* est connu comme étant simio-antropophile. Les résultats de nos études à Kédougou montrent qu'*An. pharoensis*, moustique anthropophile, vecteur secondaire du paludisme, se gorge également sur petits ruminants, tout comme *An. gambiae s.l.* (Diagne et al., 1994).

Ngari a été isolé au décours d'une épidémie de fièvre de la vallée du Rift en Octobre 1988 en Mauritanie, chez une brebis qui avait avorté. Un pouvoir abortif avait alors été suspecté. Bien qu'isolé à deux reprises chez l'homme, au décours d'un neuropaludisme grave dans un cas et chez un adolescent en état de coma suite à des crises convulsives d'étiologie non précisée, le virus Ngari ne peut cependant pas être impliqué directement dans les tableaux cliniques observés. Le fait que les deux patients n'aient pas quitté l'agglomération dakaroise implique la circulation du virus dans cette zone. Le virus Ngari est donc présent sur la majorité du territoire sénégalais puisqu'il a été identifié dans le Sénégal Oriental, dans le Ferlo, le bassin du fleuve Sénégal et sérologiquement dans le Sine-Saloum et dans la zone de Bandia. Le virus Ngari devrait être inclus dans les arbovirus d'intérêt médical au Sénégal et son pouvoir pathogène recherché, notamment en pathologie vétérinaire.

L'émergence de ce virus peut être lié aux conditions écologiques et environnementales favorables. Une meilleure connaissance de son épidémiologie pourrait permettre de parer à d'éventuelles manifestations pathologiques. L'existence de réservoirs sauvages (rongeurs, oiseaux, singes...) doit être pris en compte. En théorie cette large gamme d'hôtes vertébrés et de vecteurs prédisposent à des possibilités d'amplification et de dissémination du virus importantes. La large répartition géographique du virus dans des zones bioclimatiques très différentes montre que ce virus présente une grande plasticité écologique et donc une très grande capacité d'adaptation. Cependant un virus si peu spécifique devrait être plus souvent isolé. Une étude des conditions techniques optimales d'isolement au laboratoire devra être entreprise pour augmenter la sensibilité des tests pour l'isolement de ce virus.

6.2.2. Les vecteurs du virus West Nile (WN).

Ce virus a été isolé pour la première fois en Ouganda du sang d'une jeune africaine (Smithburn et al., 1940). Il est connu depuis longtemps que ce virus circule chez les moustiques ornithophiles (Taylor et al., 1956). Sur le continent africain il a été isolé en République Centrafricaine de *Cx. weishei* (Digoutte, 1969), *Cq. metallica* en Ouganda (Work, 1971). Ce virus n'avait jamais été isolé au Sénégal, car aucune investigation n'avait été menée dans la zone où il est susceptible de circuler. Les prospections de la région de Dakar-Bango, faubourg de Saint-Louis, dans la vallée du fleuve Sénégal, permettaient de réaliser l'isolement de 18 souches en 1988, à partir de *Cx poicilipes* (4), *Cx. tritaeniorhynchus* (3), *Cx. antennatus* (5), *Cx. neavei* (4) et *Mn uniformis* (2) (Camicas et al., 1989). Par la suite, ce virus a été régulièrement isolé à Kédougou: 2 souches de *Cx. perfuscus* en 1990, et chez *Cx. neavei* (2) et *Cx. perfuscus* (1) en 1992. Puis 80 souches de ce virus ont été isolées à Barkedji, 38 chez *Cx. poicilipes*, 12 chez

Cx. neavei, 9 chez *Mi. hispida*, 4 chez *Mi. lacustris*, 5 chez *Mi. splendens*, 2 chez *Mi. sp.*, 1 chez *Cx. ethiopicus*, 4 chez *Cx. univittatus*, 2 chez *Ae. vexans*, et 1 chez *Ma. africana* et *Ma. uniformis*.

L'abondance relative est donnée successivement pour les vecteurs de Kédougou dans le tableau A4, et ceux de Barkedji dans le tableau A23.

L'abondance annuelle des vecteurs de Kédougou est donnée dans les tableaux A5 à A10. Celle de Barkedji est donnée dans les tableaux A24 à A29.

Les variations annuelles des vecteurs de Kédougou sont données dans la figure A34. A Barkedji ces variations sont données pour le premier groupe de vecteurs dans la figure A35, et pour le second groupe dans la figure A36.

Les variations mensuelles des vecteurs de Kédougou sont données dans la figure A37. Celles de Barkedji sont données dans les figures A38 et A39.

A Kédougou à "PK10" la répartition spatiale est très irrégulière, il en est de même dans tous les sites de captures de cette zone (Tableaux 17 à A22)

A Barkedji, les vecteurs ont été capturés partout dans la zone prospectée, avec des variations selon les années et les mois (Tableaux A24 à A29) .

6.2.2.1. Discussion: Les vecteurs du virus West Nile (WN).

Les moustiques vecteurs du virus West Nile ont été mis en évidence pour la première fois au Sénégal à partir des études qui ont été entreprises à la suite de l'épidémie-épizootie de la Rift qui a sévi le long du fleuve Sénégal au sud de la Mauritanie en 1987. Cette étude a permis l'étude des moustiques vecteurs potentiels d'arbovirus et d'isoler les premières souches du virus West Nile. Notre étude a permis de compléter la liste des vecteurs de ce virus dans les deux stations d'étude.

Les vecteurs de ce virus que nous avons mis en évidence à Kédougou sont: *Cx. neavei* et *Cx. perfuscus* et à Barkedji: *Cx. poicilipes*, *Cx. neavei*, *Mi. hispida*, *Mi. lacustris*, *Mi. splendens*, *Mi. sp.*, *Cx. ethiopicus*, *Cx. univittatus*, *Ae. vexans*, *Cx. ethiopicus*, *Ma. africana* et *Ma. uniformis* (Traoré-Lamizana et al., 1994).

Les vecteurs de Barkedji sont les plus représentés en nombre dans les captures et se distinguent par une abondance relative plus forte que celle que l'on observe pour les vecteurs de Kédougou. Cette observation est confirmée avec la fréquence relative, ainsi que par les variations annuelles et mensuelles des captures.

A Kédougou, *Cx. poicilipes* est capturé avec toutes les méthodes de captures, tandis que *Cx. neavei* est capturé à l'aide de pièges à appâts animaux. A Barkedji toutes les méthodes de captures ont permis d'échantillonner les populations des vecteurs de ce virus. Cependant la répartition des espèces capturées par les différentes méthodes reflète leur abondance dans les biotopes.

Les moustiques vecteurs du virus West Nile de Kédougou sont très mal représentés dans les différents biotopes où sont effectuées les captures. A l'inverse, ceux de la région de Barkedji sont bien représentés dans tous les biotopes prospectés. Cette zone correspond d'avantage à la zone principale d'amplification du virus West Nile.

6.2.2.2. Discussion: Le virus West Nile, (WN), ses vecteurs et son cycle.

Le virus West Nile est un arbovirus du genre Flavivirus. Le nom de West Nile provient du lieu où il a été isolé pour la première fois: dans la vallée du Nil, à partir d'un prélèvement sur homme en 1937 par Smithburn et al., (1940) en Ouganda .

Ce virus est pathogène pour l'homme: les symptômes connus dont quelques cas seulement ont été décrits à ce jour, sont les suivants: états fébriles indifférenciés, méningites et hépatites aiguës. La mort survient quelquefois par un tableau de myocardite ou pancréatite. Un cas d'hépatite et un cas de myélite ont été signalés (Georges et al., 1987). En général il provoque chez l'homme un syndrome pseudo-grippal avec fièvre à 39-40°C, céphalées, algies, parfois rash. La fièvre dure généralement moins d'une semaine. Dans certains cas on assiste à une seconde phase avec une remontée de la fièvre, une raideur rachidienne et une atteinte nerveuse pouvant se terminer, dans de rares cas, par une encéphalite fatale. Chez l'animal les symptômes sont surtout connus chez le cheval, où le virus provoque le "Lourdige", syndrome encéphalitique avec incoordination motrice et paralysie du train postérieur.

Nos observations sur un patient chez lequel le virus a été isolé, montrent une fièvre oscillant autour de 39°, des céphalées persistantes et des arthralgies. Dans les cinq cas observés, la guérison s'est faite sans aucune séquelle.

Ce virus est connu depuis fort longtemps. Au Sénégal, il a été isolé pour la première fois de moustiques en 1979 (1 souche), ainsi qu'en 1989. A partir de 1990 et au cours des années suivantes des isolements sont régulièrement effectués chez les moustiques. Ils sont très nombreux, par rapport aux isolements effectués de 1972 à 1989. Au cours de cette période seule la région de Kédougou était prospectée, et les résultats semblaient indiquer que cette zone n'était pas propice à la circulation de ce virus. Les investigations effectuées depuis ont permis d'isoler le virus dans la zone de Barkedji en dehors de toute épidémie, où des souches ont été isolées chez les moustiques et enfin chez l'homme.

Le virus West Nile circule chez les moustiques ornithophiles et les hôtes vertébrés qui sont principalement les oiseaux (Taylor, 1956). Ce virus est transporté par les oiseaux qui de ce fait jouent le rôle ""d'hôte amplificateur" (selon la définition de Bardos et Borecky). Il peut infecter différents mammifères dont l'homme. Son aire de répartition assez vaste, est limité dans l'ancien monde du Portugal à l'Indonésie, mais inclut aussi le bassin méditerranéen, le continent Africain jusqu'en Afrique du Sud, Madagascar, le Moyen Orient jusqu'au Pakistan, les Républiques du Sud-Ouest de l'Asie incluse (ex URSS), l'Indonésie et l'Inde.

Les études au Sénégal ont permis de mettre en évidence de nouveaux vecteurs pour le pays, mais aussi pour le virus. Certains de ces vecteurs sont uniquement ornithophiles. Le fait que les vecteurs suivants aient été trouvés naturellement infectés par le virus West Nile: *Mi. lacustris*, *Mi. splendens*, *Mi. hispida*, *Ad. africana*, *Ma. africana*, *Ma. uniformis*, *Ae. vexans*, *Cx. ethiopicus*, *Cx. neavei*, *Cx. perfuscus* et *Cx. poicilipes*, implique qu'ils peuvent être incriminés comme vecteurs de ce virus au Sénégal. La forte prévalence des infections dans certains lots de vecteurs, indique une possible réPLICATION du virus chez ceux-ci.

Les résultats de nos investigations ont mis en évidence la possibilité qu'a ce virus de passer chez l'homme par l'intermédiaire de vecteurs zoo-anthropophiles (Traoré-Lamizana et al., 1994). Le grand nombre de souches isolées; l'absence d'étude sérologique [en dehors du sondage effectué au village de Labgar dans le Ferlo, où sur 90 personnes a donné 81,2% de positifs pour les anticorps spécifiques West Nile (Zeller, non publié)], et la forme actuelle de la maladie qui semble se présenter apparemment sous une forme sans trop de gravité, nous permettent de penser que ce virus pourrait être plus fréquent chez l'homme. Les symptômes n'étant pas bien connus au niveau de la population, il passerait pour une "arbovirose" sans être identifié. Les résultats des isolements nous laissent envisager que la répartition de ce virus au Sénégal serait plus importante que dans les deux zones où nous avons effectué nos études et recouvrirait tout le territoire du Sénégal.

De même, de nombreuses souches mixtes: West Nile-Bagaza, West Nile-Babanki et West Nile-groupe Bunyavirus, ont pu être isolées. Tous les isolements de virus à partir de moustiques sont réalisés par inoculation directe aux lignées cellulaires *Aedes pseudoscutellaris* et plus récemment VERO (cellules rénales de singe vert africain *Cercopithecus aethiops*), l'identification est faite après passage par inoculation intracérébrale au souriceau nouveau-né. Dans le cas de l'association West Nile-Bagaza, le virus WN se développe plus rapidement que le virus BGA et l'identification ne porte que sur le virus WN. L'association WN-Babanki a été isolée par inoculation intracérébrale au souriceau nouveau-né, les deux virus étant détectés après passage sur cellules d'*Aedes pseudoscutellaris*, par immunofluorescence indirecte à l'aide des pools d'ascites immunes

dans un premier temps et à l'aide des ascites immunes monovalentes dans un deuxième temps. L'association WN-groupe Bunyamwera isolée d'un lot d'*Aedes vexans* a été inoculée en même temps par voie intracérébrale au souriceau nouveau-né et aux cellules MOS 61 (*Aedes pseudoscutellaris*). Sur souriceau nouveau-né une souche virale d'un temps moyen de survie de 4 jours a été mis en évidence. Cette souche a été comparée aux ascites immunes du groupe Bunyamwera auxquelles avait été ajouté WN déjà isolé de ce vecteur. Si le virus WN a pu être identifié, le virus du groupe Bunyamwera, lui, n'a pu l'être par seroneutralisation, en raison de la présence du virus WN. Ni l'un, ni l'autre de ces virus ne se multiplie sur les cellules MOS 61 et VERO que ce soit à partir du broyat original même après passage à l'aveugle ou à partir du cerveau de souriceau infecté. L'identification du virus du groupe Bunyamwera en cause sera réalisé en préparant une ascite immune de souris avec cette souche mixte qui neutralisera un des virus de référence du groupe Bunyamwera. Ces isolements mixtes ont pu être réalisés grâce à la spécificité des méthodes d'isolements (Digoutte et al., 1992).

On sait que ce virus peut se manifester par des périodes d'intenses circulations entrecoupées de phase d'extinction apparente. Cette activité cyclique a été attribuée à des réintroductions périodiques du virus par des oiseaux migrateurs. Le cycle probable fait intervenir les moustiques et les oiseaux, avec intervention de l'homme par l'intermédiaire des espèces anthropophiles et ornithophiles (Figure 56). Le cycle principal, sauvage se réalise entre les oiseaux et les *Culex*, *Mimomyia*, *Aedes vexans* et *Mansonia*. Ces moustiques en particulier les *Culex*, *Aedes vexans* et les *Mansonia* peuvent contaminer l'homme. Des cycles secondaires, mêmes urbains peuvent se développer et être entretenus par des *Culex* domestiques, anthropozoophiles, à condition toutefois que l'homme ou les animaux développent une virémie à un titre suffisant. De nombreux mammifères sont sensibles à l'infestation, mais présentent en général une virémie de courte durée et de titre modeste qui ne permet pas de les considérer comme réservoirs du virus. Ce sont donc les oiseaux migrateurs qui jouent ce rôle. Les oiseaux et les tiques qui les parasitent jouent outre le rôle de réservoirs, celui de propagateurs transcontinentaux du virus (Akov et Goldwasser, 1966, Chastel et al., 1995). Les oiseaux migrateurs participent à la dissémination des foyers temporaires ou permanents du virus West Nile. La transmission de vertébré à vertébré dans les conditions naturelles n'a été prouvée que pour les moustiques du genre *Culex* dont selon les régions, l'espèce varie: *Cx molestus* en France et en Israël, *Cx univittatus* en Égypte, Israël et Afrique du Sud, *Cx weschei* en Centrafrique, *Cx theileri* en Afrique du Sud, *Cx vishnui* en Inde, *Cx neavei* en Égypte (McIntosh et al., 1972, 1978), *Cx antennatus* en Égypte (Taylor et al., 1953, 1956). Chez les moustiques la possibilité de transmission verticale démontrée chez *Cx. tritaeniorhynchus*, *Ae. albopictus* et *Ae. aegypti*, leur permet d'être des vecteurs-réservoirs de ce virus (Baqart et al., 1993).

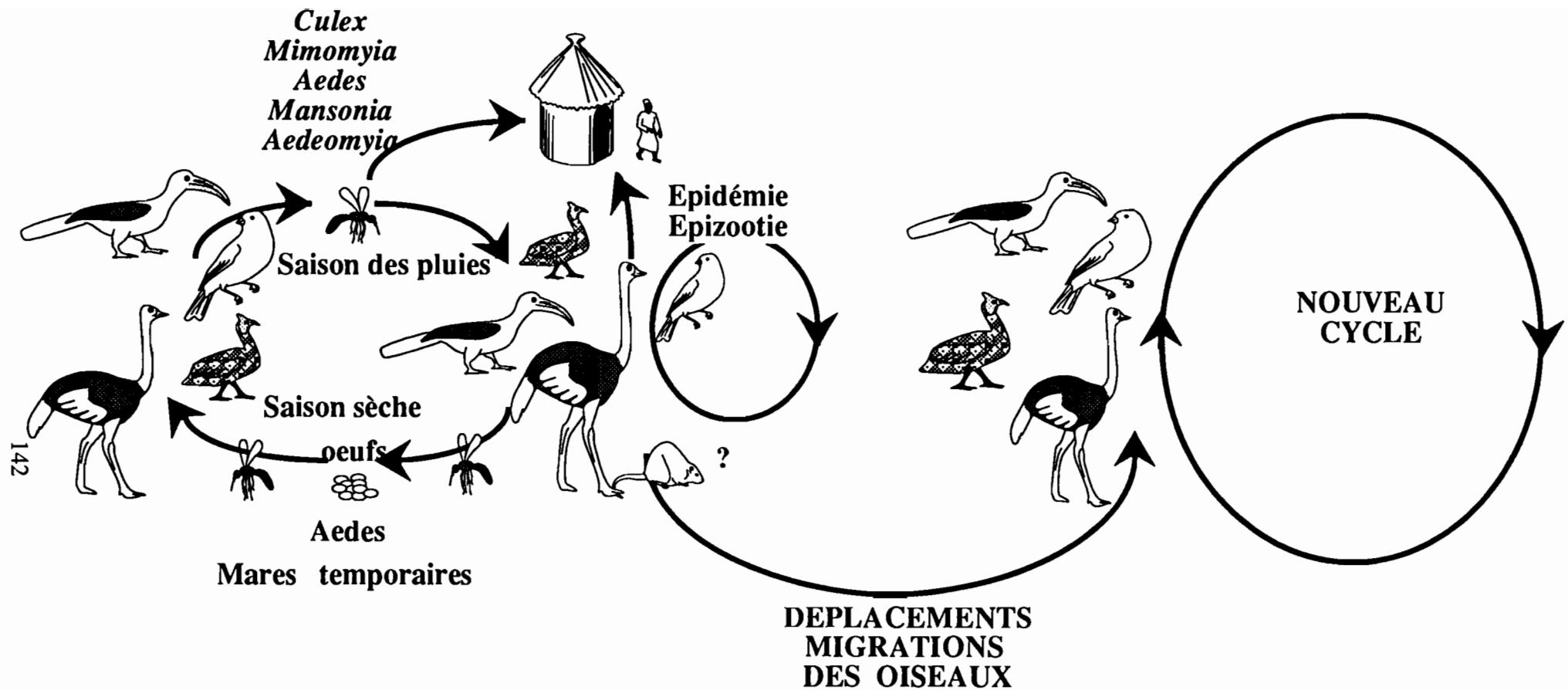


Figure 56: Schéma épidémiologique proposable pour le virus WEST NILE dans le Ferlo

De nouvelles épidémies ont été mises en évidence récemment en Algérie, en Roumanie et au Maroc. Le vecteur principal était *Cx. pipiens* (Le Guenno, 1996). Au cours de ces épidémies en particulier en Algérie, sur 50 cas suspects, 20 présentaient des encéphalopathies et on enregistrait 8 décès. En Roumanie 500 cas cliniques ont été recensés avec 40 décès. Au Maroc ce sont les chevaux qui ont été atteints.

Devant cette recrudescence et cette évolution possible de la pathogénicité de ce virus, une étude sérologique de la population de la région du Ferlo permettrait de connaître l'importance des contaminations humaines et peut-être de mettre en évidence des manifestations plus graves de la maladie, comme c'est les cas actuellement dans les pays autour de la Méditerranée.

6.3. Les virus et les vecteurs de Barkedji.

6.3.1. Les vecteurs du virus de la fièvre de la vallée du Rift (RVF).

Cette maladie virale avait été identifiée au Kenya dès 1912. Le virus a été isolé pour la première fois d'un agneau nouveau né au Kenya en 1930 (Daubney et al., 1931). Il a été isolé du moustique du groupe *Eretmapodites chrysogaster* (Smithburn et al., 1948), puis d'*Aedes (Ochlerotatus) caballus* (Gear et al., 1955), d'*Aedes (Neomelaniconion) circumluteolus* (Kokernot et al., 1957). Smithburn en Karabatsos, 1985, considère que *Culex (Culex) theileri* est le principal vecteur. Une nouvelle souche de virus a été isolée en 1969 à partir d'un lot de *Mansonia (Mansonioïdes) africana* et d'*Aedes* du groupe *palpalis*, puis dans de nombreux sérum humains en République Centrafricaine. Au Sénégal il est retrouvé chez *Aedes (Aedimorphus) dalzieli*. Ce virus a été décrit sous le nom de Zinga (Ar B 1276), (Digoutte et al., 1974). Meegan et al., 1983 démontrent que le virus Zinga et le virus de la fièvre de la Vallée du Rift, n'était qu'un seul et même agent.

Le virus de la fièvre de la Vallée du Rift a été isolé au Sénégal pour la première fois chez le moustique *Ae. dalzieli* en 1974 et de ce même vecteur en 1983. En tout 4 souches de ce virus ont été isolées de ce vecteur (Digoutte et al., 1992).

Les vecteurs de la RVF ont été mis en évidence dans la zone de Barkedji, il s'agit d'*Aedes (Aedimorphus) vexans* et *Aedes (Aedimorphus) ochraceus* (Fontenille et al., 1993 et 1995).

L'abondance relative totale et annuelle pour les vecteurs *Ae. ochraceus* et *Ae. vexans* sont données dans le tableau A23.

L'étude des variations annuelles montre qu'*Ae. vexans* est toujours récolté en plus grand nombre quelles que soient les années, par rapport à *Ae. ochraceus* (Figure A40).

Les variations mensuelles montrent qu'en général *Ae. vexans* est l'espèce la plus abondante dans les captures, par rapport à *Ae. ochraceus* (Figure A41).

L'étude de la répartition spatiale montre qu'*Ae. vexans* et *Ae. ochraceus* sont généralement capturés dans tous les sites de la zone de capture.

6.3.1.1. Discussion: Les vecteurs du virus de la fièvre de la vallée du Rift (RVF).

Les *Aedes* vecteurs dans cette région du virus de la fièvre de la vallée du Rift ont été mis en évidence en 1993 (Fontenille et al., 1995), ce sont *Ae. vexans* et *Ae. ochraceus*. C'est la première fois en Afrique de l'Ouest que les vecteurs sauvages de ce virus étaient identifiés.

Dans l'étude de la chronologie d'apparition des différentes espèces de moustiques, Fontenille pu observer le 22 Juin 1995, la première pluie à Barkedji qui était de 26,7 mm. Précédemment les biotopes étaient asséchés et le sol des mares, piétiné en permanence par les troupeaux avait l'apparence de poussière. La température de l'air à 18 heures était de 38°C, mais la température de l'eau du gîte ce même jour, était de 43,5°C. Le lendemain (23 Juin), il observait les premières éclosions et les premières larves qui recevaient une seconde précipitation de 4 mm. Le 26 il obtenait les premières nymphes (4 jours après la première pluie), et le 27 les premiers adultes étaient récoltés dans les captures. Celles qui ont été effectuées du 6 au 9 Juillet nous ont permis de récolter 13.953 *Ae. vexans* et 101 *Ae. ochraceus*, pour un total de l'année de 14.953 *Ae. vexans* et 302 *Ae. ochraceus* sur un total annuel des *Aedes* de 15.908. Les dissections de ces deux espèces, dès le mois de Juillet donnent des taux de pare variant de 1% en Juillet, 12% en Août, 78% en Septembre et 83% en Octobre, dernier mois où ces dissections ont été faites. Nous avons de même mis en évidence les lieux de repos de ces espèces qui sont constitués de branches et branchages cassés et à semi-immérgés sur les berges des mares constituant les gîtes larvaires, recouverts de plantes aquatiques et en décomposition. Plusieurs centaines de femelles de ces deux espèces ont pu être capturées sur ces branchages au filet. Nous avons pu étudier la bioécologie de ces deux espèces, qui sont des espèces univoltines. Elles éclosent dès les premières pluies et constituent à partir de Juillet avec *Ae. sudanensis* et *Ae. mcintoshi* la quasi totalité des *Aedes* capturés.

Les résultats des études bioécologiques, après suggestion et discussion avec D. Fontenille, ont justifié la réalisation d'un programme d'étude de la génétique des populations d'*Ae. vexans*. En effet cette "espèce" qui se retrouve sur plusieurs continents

est manifestement un complexe. Nous avons donc commencé une étude isoenzymatique en comparant les populations provenant de Barkedji (les 3 gîtes), Kédougou, d'Europe et du Canada. Les résultats préliminaires permettent de séparer ces "espèces géographiques". Un élevage de cette espèce a pu être initié, par sa colonisation en insectarium. Cet élevage servira aux études du pouvoir vecteur par des transmission expérimentales, car cette espèce est aussi le vecteur du virus West Nile dans cette région d'endémie.

Ae. mcintoshi (Huang, 1985) considéré comme le vecteur principal de la fièvre de la vallée du Rift en Afrique de l'Est, dans la zone bioclimatique de Barkedji semble ne jouer aucun rôle dans la transmission en Afrique de l'Ouest et en particulier dans la zone de Barkedji. Cependant nos observations tendent à démontrer qu'il pourrait participer à la transmission du virus Rift si une épidémie-épidootie se déclarait plus précocement au cours de la saison des pluies.

Ae. dalzielii a été trouvé naturellement infecté par ce virus dans la zone de Kédougou où cette espèce est capturée en grande quantité. A Barkedji cette espèce est rare et n'a jamais été trouvée infectée naturellement. De par sa rareté, elle ne semble pas jouer de rôle dans la transmission dans cette zone. En revanche le virus Rift peut infecter expérimentalement la quasi totalité des espèces des *Aedes*, ce qui pourrait expliquer qu'*Ae. dalzielii*, le plus représenté parmi les moustiques de Kédougou, abrite ce virus.

6.3.1.2. Discussion: Le virus de la fièvre de la vallée du Rift (RVF), ses vecteurs et ses cycles.

La fièvre de la vallée du Rift (FVR) ou Rift Valley Fever (RVF) pour les auteurs anglo-saxons, est un arbovirus transmis par des moustiques et appartenant au genre Phlebovirus. C'est un virus à ARN appartenant à la famille des *Bunyaviridae* et dont le type est le virus Bunyamwera (Shope et al., 1980). C'est une maladie virale animale qui a été identifiée au Kenya dès 1912, et dont l'agent pathogène a été isolé par Daubney et al., en 1931, également au Kenya, frappant les ovins, les bovins et les caprins, et accidentellement l'homme. Elle a été ensuite reconnue en Afrique du Sud (1951).

Jusqu'en 1977, la maladie semblait se limiter à l'Afrique en dessous du Sahara. Mais au cours de l'été 1977, elle s'est manifestée dans la région d'Assouan, en Haute-Egypte où de nombreux animaux sont tombés malades ou ont avorté. En Septembre, le delta du Nil était à son tour infecté, où des infections fébriles du type de la dengue sont observées dans la population de la région. L'isolement du virus fut fait sur place et son identification réalisée aux USA.

On considérait que cette maladie était responsable chez l'homme d'un syndrome fébrile bénin rappelant la dengue. Tout a changé lorsqu'elle s'est manifestée en Égypte (1977-1978), où de nombreuses formes mortelles, hémorragiques et encéphalitiques ont

été observées. Chez l'animal, cette maladie entraîne des avortements, ainsi qu'une forte mortalité chez les agneaux, les chevreaux, jeunes veaux, dromadaires..., essentiellement par hépatite nécrosante. L'homme peut contracter la maladie par contact avec les animaux malades ou par la piqûre de moustiques infectés. Depuis le début du siècle, la maladie s'était manifestée en Afrique de l'Est, en Afrique du Sud et en Égypte. L'Afrique de l'Ouest paraissait à l'abri, car aucune épidémie ou épizootie n'y avait été signalée. Cependant on avait isolé en République Centrafricaine et au Sénégal, chez des moustiques et chez des malades le virus Zinga. Ce virus avait été décrit par Digoutte et al., en 1974 comme étant un arbovirus nouveau, mais non encore classé. Meegan et al., en 1983, montrèrent que le virus Zinga et le virus de la fièvre de la vallée du Rift, n'étaient qu'un seul et même agent. L'aire de distribution géographique de ce dernier devenait de plus en plus vaste, englobant l'Afrique de l'Ouest, ce qui a été confirmé par les résultats des enquêtes sérologiques réalisées au Nigeria par Tomori (1980). La fièvre de la vallée du Rift a une très large distribution en Afrique sub-sahélienne, mais aucun cas humain ou animal n'a été signalé en dehors du continent africain.

De fait, dès 1987 éclatait une violente épidémie dans le sud de la Mauritanie, dans la région de Rosso. L'étude virologique a été réalisée par l'équipe Jouan et collaborateurs de l'Institut Pasteur de Dakar. En 1988, une nouvelle flambée atteignait la région de Ayoun-el-Atrous en Mauritanie (Jouan et al., 1989).

Ces nouvelles explosions épidémiques ont incité à mettre en place un projet d'étude de la fièvre de la vallée du Rift, dont les premières enquêtes entomologiques ont permis de connaître la composition des populations culicidiennes de la région de Saint Louis en face de Rosso, zone la plus proche de la dernière épidémie de Mauritanie. La région de Kédougou naturellement est comprise dans cette étude puisque le virus y a été isolé à plusieurs reprises (1974, 1975 et 1983).

Les premiers résultats obtenus dans la région de Saint Louis (Carte 1) sur la composition de la faune culicidienne, font intervenir de nombreux Culicidae du genre *Culex*, *Anopheles*, *Mansonia* et très peu d'*Aedes*. C'est chez ces derniers que l'on rencontre les espèces qui permettent la résurgence annuelle ou pluriannuelle du virus dans une région donnée, par la transmission verticale ou transovarienne du virus, ce que n'autorise pas les autres espèces.

La transmission biologique du virus peut-être effectuée par plusieurs espèces de Culicidae appartenant au genres: *Aedes*, *Culex* et *Eretmapodites* (transmission expérimentale). Le virus a été isolé dans la nature, à partir de très nombreux arthropodes: *Aedes*, *Eretmapodites*, *Anopheles*, *Mansonia*, *Eumelanomyia*, *Culex*, *Simulium* et *Culicoides* (Turell and Bailey, 1987, Turell et Cynthia, 1991, Turell et Perkins, 1990, Turell et al., 1990).

Les *Aedes* (*Aedimorphus* et *Neomelaniconion*) constituent les principaux vecteurs.

L'étude de cette anthropozoonose s'est effectuée principalement dans le Ferlo, à Barkedji, sous-préfecture d'une région à vocation agro-pastorale, très aride. La mise en place de l'étude de la circulation du virus de la Rift, et le suivi entomologique pendant les deux années suivantes ont permis de mettre en évidence le virus par son isolement chez les vecteurs qui sont des vecteurs nouveaux aussi bien pour le pays que pour la science (Fontenille et al., 1993, 1995). Par la suite on a pu observer la séroconversion chez l'hôte vertébré, puis isoler le virus (Thiongane et al., 1995).

Les résultats des enquêtes sérologiques ont montré que le virus est en circulation permanente (Saluzzo et al., 1987, Guillaud et al., 1988, Zeller et al., 1992). Le virus a d'ailleurs été isolé à plusieurs reprises de bovins (Thiongane, 1994, Digoutte, 1995). De même les résultats des analyses des repas sanguins nous montrent que ces deux vecteurs: *Ae. vexans* et *Ae. ochraceus* sont plutôt mammophiles avec des préférences bien marquées pour les ovins d'abord, ensuite pour les bovins; c'est parmi ces vertébrés que le virus provoque des épizooties. Dans ces conditions le cycle épidémiologique fera intervenir comme vecteurs sauvages: *Ae. vexans* et *Ae. ochraceus*. Les ovins seront les hôtes vertébrés. La transmission à l'homme peut-être de même assurée par ces deux vecteurs en particulier dans la zone de Barkedji et par *Ae. vexans* à Kédougou, car aucun repas de sang de cette espèce n'a été pris sur homme dans ce site. Les facteurs anthropiques (promiscuité entre l'homme et le bétail dans les campements, les activités nomadiques...) et la dispersion des moustiques concourent à la dissémination du virus. L'épidémiologie, en fait, de cette arbovirose est assez mal connue. Son cycle sauvage passe par les *Aedes* du genre *Aedimorphus* en particulier avec une transmission transovarienne. Le schéma que l'on peut proposer pour le Sénégal se base sur les deux vecteurs que nous venons de mettre en évidence: *Ae. vexans* et *Ae. ochraceus*. Ils joueraient le rôle qui a été dévolu au Kenya à *Ae. mcintoshii*. Cette espèce bien que présente dans notre zone d'étude ne pourra y jouer qu'un rôle accessoire étant donné sa rareté. En dehors des épizooties, la circulation du virus se fait alors à bas bruit comme l'attestent les très rares isolements et les faibles taux d'anticorps décelés parmi les populations de vertébrés (Saluzzo et al., 1987, Guillaud et al., 1988, Zeller et al., 1992, Thiongane 1994 et Digoutte, 1995) (Figure 57).

McIntosh et Jupp, 1981, Davies et al., 1985, pour expliquer le cycle de la circulation du virus de la fièvre de la vallée du Rift, ont montré l'existence d'un lien entre l'intensité des pluies et l'apparition des épizooties en Afrique de l'Est et du Sud. L'USAMRIID (U.S. Army Medical Research Institute for Infectious Diseases), propose pour ces régions une hypothèse du cycle de la circulation du virus se basant sur la théories des "dambos" (mares asséchées en langue kenyane), avec 2 types de cycles: un

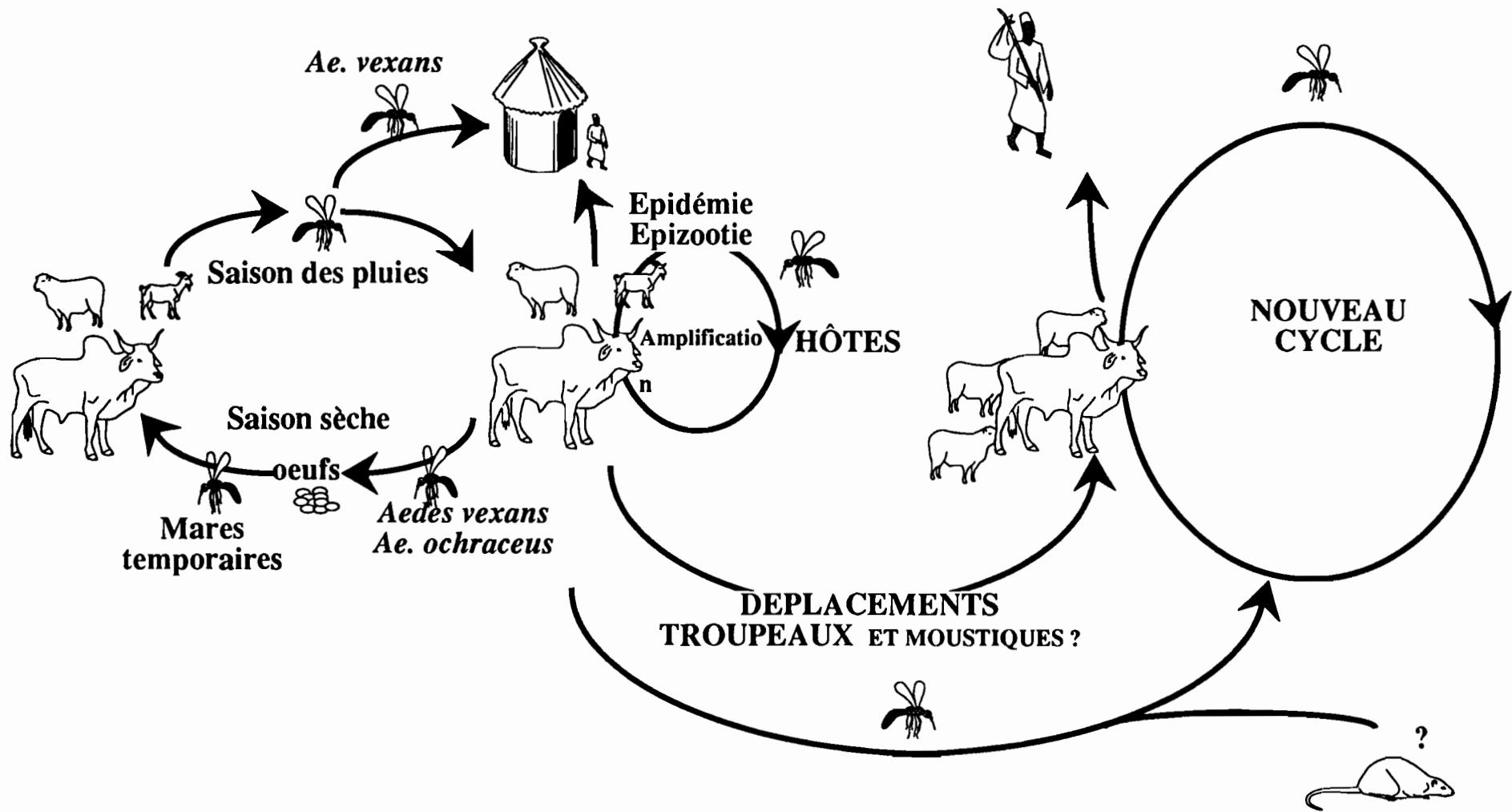


Figure 57 : Schéma épidémiologique proposable pour le virus RVF dans le Ferlo
(Diallo modifié)

cycle enzootique et un cycle épizootique. Le cycle enzootique est provoqué par une pullulation vectorielle limitée, due à une éclosion partielle des œufs d'*Aedes* infectés par la mise en eau des mares avec une faible pluviométrie. Le cycle épizootique est la conséquence des fortes pluviométries qui mettraient en eau tous les œufs et provoqueraient la pullulation des vecteurs. Ce schéma s'applique aux isolements du virus chez *Ae. lineatopennis* (=mcintosh) (Huang, 1985) lors de la mise en eau de ces mares. Les *Aedes* sont à la base de ce cycle en assurant le processus d'amplification et de maintien du virus par le biais de la transmission verticale (isolement du virus à partir de mâles d'*Ae. lineatopennis*). Cette hypothèse est confortée par les possibilités de transmission transtasiale (Turell et al., 1990).

Cependant, pour notre zone, cette théorie des "dambos" pose un problème. L'année 1993 au cours de laquelle le virus a été isolé était une année relativement sèche. C'est aussi au cours de cette même année que les captures ont été les plus faibles pour *Ae. vexans*, mais pas pour *Ae. ochraceus*. Nous pensons que le virus circule en permanence à bas bruit dans cette région à travers son cycle sauvage, car dans les enquêtes sérologiques, des taux d'anticorps plus ou moins élevés sont détectés dans la population humaine et le bétail. Il est probable que le virus soit largement répandu au Sénégal en raison de l'abondance du cheptel bovin, ovin et caprin et des nombreuses migrations qu'il effectue. Les enquêtes du Sénégal (Guillaud et al., 1988), ont montré que la prévalence est plus élevée en anticorps anti-Rift dans la région du fleuve (Saint Louis) ce qui est normal compte tenu de la dernière épizootie, mais toutefois des prévalences en anticorps notables existent dans la zone plus centrale (Louga, Fatick), qui correspond à la région de Barkedji et jusque dans le sud du pays (Tambacounda) dans la zone soudano-guinéenne où il faut garder à l'esprit que le virus a été isolé antérieurement (Kédougou). Si après l'épidémie de la fièvre de la vallée du Rift qui avait sévi en 1987, chez les ovins, on a observé une diminution importante de la prévalence en anticorps Rift, notamment dans la région du cours inférieur du fleuve Sénégal, la prévalence en anticorps IgG observée est indépendante de l'espèce de petits ruminants et augmente avec l'âge des animaux. Le fort taux de renouvellement de la population ovine et l'absence de détection d'IgM signe une circulation du virus à très bas bruit, non détectée. Les seroprévalences plus élevées observées chez les bovins s'expliquent par la durée moyenne de vie des bovidés comparée à celle des ovins et ne sont pas dues à une plus grande sensibilité.

Les mutations écologiques et démographiques de la région sont importantes du fait que dans cette région, la sécheresse a étendu les zones de désertification, et comme le pense Provost , 1989, la mise en eau du barrage de Diama sur le Sénégal ne pourrait pas être étrangère à l'extension épidémique récente de la fièvre de la vallée du Rift, simplement en favorisant la pullulation, à certain moments, des moustiques vecteurs. Tous les facteurs qui concourent actuellement à dégrader l'environnement de l'homme

africain favorise l'émergence des virus. Ce sont ces différents facteurs que Wilson et al., 1991 et 1994 ont mis en évidence dans les risques de la propagation de ce virus en soulignant les facteurs de risques humains ainsi que ceux qui sont dus aux vecteurs en Afrique de l'Ouest et en particulier au Sénégal.

6.3.2. Les vecteurs du virus Bagaza (BGA).

Le virus Bagaza a été isolé pour la première fois par Digoutte et Pajot (1966), à partir d'un lot mixte de femelles de *Culex* capturées sur appât humain le 31 Mars 1966 à Bagaza, en République Centrafricaine. Il a par la suite été isolé de lots de *Cx. perfuscus* et *Cx. guiaarti* en Centrafrique, *Cx. guiaarti+ingrami* au Cameroun (Digoutte, 1968) et de *Cx. thalassius* au Sénégal (Digoutte, 1969). Le virus a été isolé au Sénégal jusqu'en 1989 de *An. nili* (1 souche), *Ae. dalzielii* (4), *Cx. thalassius* (1) et *Cx. ethiopicus* (1) (Digoutte, 1990). Par la suite nous avons isolé ce virus de: *An. ziemanni* (1), *Ad. africana* (1), *Cx. antennatus* (1), *Cx. ethiopicus* (1), *Cx. neavei* (11), *Cx. perfuscus* (1), *Cx. poicilipes* (35), *Cx. univittatus* (2), *Mi. hispida* (6), *Mi. lacustris* (1) et *Mi. splendens* (2). Nous associerons à ce virus la souche virale Ar D 65239 p. Bagaza et ses vecteurs qui sont: *Ad. africana* (1), *Cx. antennatus* (2), *Cx. poicilipes* (63), *Ma. africana* (4) et *Ma. uniformis* (3) (Traoré-Lamizana et al., 1994).

L'abondance relative pour toutes les captures effectuées de 1990 à 1995 et l'abondance relative par année sont données dans le tableau A23.

Les variations annuelles des deux groupes de vecteurs sont données dans les figures A42 et A43.

Les fluctuations des variations annuelles des deux groupes de vecteurs sont résumées dans les figures A44 à A45.

La répartition spatiale des deux groupes de vecteurs est telle que ces différents vecteurs sont retrouvés chaque année et mensuellement à peu près dans toutes les sites de capture. Il existe cependant une différence au niveau quantitatif.

6.3.2.1. Discussion: Les vecteurs du virus Bagaza (BGA).

La première souche du virus Bagaza a été isolée au Sénégal en 1969 d'un lot de *Cc. thalassius* en 1969. De cette date à 1990, le virus a été isolé 6 fois. Depuis de nombreuses souches ont été isolées de moustiques, avec la mise en évidence de nouveaux

vecteurs pour le Sénégal. Ces nouveaux vecteurs sont: *An. ziemanni*, *Ad. africana*, *Mi. hispida*, *Mi. lacustris*, *Mn. africana*, *Ma. uniformis*, *Cx. antennatus*, *Cx. ethiopicus*, *Cx. univittatus*, *Cx. perfuscus* et *Cx. poicilipes* (Traoré-Lamizana et al., 1994).

Les vecteurs du virus Bagaza qui sont de loin les plus abondants sont *Cx. poicilipes* "le seul vecteur" de Kédougou * et *Cx. poicilipes* et *Mi. splendens* à Barkedji. Cette abondance se reflète dans le fait que c'est aussi chez ces deux espèces que le maximum de souches de virus ont été isolées. Elles sont aussi les deux espèces qui ont les fréquences relatives, les variations annuelles et mensuelles les plus fortes.

Cx. poicilipes le vecteur du virus Ar D 65239 p.Bagaza de Kédougou, où il est capturé régulièrement par toutes les méthodes de captures utilisées. Les vecteurs de Barkedji sont surtout capturés à l'aide des pièges.

Ces vecteurs se retrouvent bien repartis dans tous les biotopes aussi bien à Kédougou qu'à Bakedji. Le grand nombre de vecteurs capturés pour *Cx. poicilipes* et le petit nombre pour les *Mimomyia* nous donnent des TMI compris entre 1 et 8. Ces valeurs sont faibles et évoluent dans le temps et l'espace.

6.3.2.2. Discussion: Le virus Bagaza, ses vecteurs et ses cycles.

Le virus Bagaza appartient au genre Flavivirus et à la famille des *Flaviviridae*. Il a été isolé pour la première fois de *Culex spp* en 1966 en République Centrafricaine (Digoutte, 1993). Il a été isolé pour la première fois au Sénégal en 1985 (5 souches), puis en 1988 (1) et 1989 (3). Dès 1990 le nombre d'isolements suivra une évolution exponentielle.

Ce virus présente une aire de répartition qui couvre tout le pays, du Sénégal Oriental à l'estuaire du fleuve Sénégal. Il est retrouvé dans toute l'Afrique continentale du Sénégal à la République Centrafricaine (Digoutte, 1991). Les différents isolements confirment le rôle des *Culex* comme vecteurs principaux de ce virus, associés aux *Mimomyia* qui sont pour la première fois incriminés dans la transmission d'arbovirus.

Un nouveau virus identifié en tant que Ar D 65239, a été mis en évidence. Ce virus semble proche de Nataya et de Bagaza, mais présente quelques différences avec l'un et l'autre. La première souche isolée a fait l'objet d'une identification complète après préparation d'une ascite immuno. Les résultats montrent que Ar D 65239 se rapproche de Bagaza en réaction de fixation du complément et d'immunofluorescence indirecte, en revanche, en seroneutralisation, elle présente une différence nette avec Bagaza. La réaction de seroneutralisation a été répétée avec des résultats identiques. Cette souche

* Ce moustique a permis l'isolement d'une souche virale inconnue, qui a été assimilée en 1993 à la souche Ar D 65239 qui est très proche de Bagaza. Nous n'avons pas tenu compte de cet unique isolement et avons mis les isolements de ce virus uniquement à Barkedji)

paraît être un variant de Bagaza et ceci a permis par la suite de reconnaître les autres souches identiques à Ar D65239. Maintenant ce virus est facilement différencié lorsqu'il est isolé sur cellules de lignées continues de moustiques *Aedes pseudoscutellaris*. Le titre fluorescent de l'ascite immune Ar D 65239 proche de Bagaza permet de différencier le virus isolé de Bagaza. C'est un virus nouveau qui est en cours de séquençage et qui doit-être classé dans le catalogue des Arbovirus.

Dans les problèmes posés par l'association de 2 virus dans un même lot de moustiques, nous avions le cas du virus Bagaza qui a été retrouvé souvent associé au virus West Nile. Les isolements de virus étaient réalisés par inoculation directe aux lignées cellulaires d'*Aedes pseudoscutellaris* et VERO, l'identification était faite après passage par inoculation intracérébrale au souriceau nouveau-né. Dans ces conditions de souches mixtes, le virus WN se développe plus rapidement que Bagaza et l'identification ne porte que sur le seul virus WN. Ce qui signifie que le nombre de souches de virus Bagaza est sous-évalué. Ce problème a pu être résolu par l'adaptation de méthodes d'isolements très spécifiques (Digoutte et al., 1992).

Il n'a jamais été isolé, ni chez l'homme, ni chez d'autres hôtes vertébrés. Les *Mimomyia* étant ornithophiles, ce virus circulerait entre ces vecteurs et les oiseaux. Des prélèvements sérologiques pourraient être faits dans cette zone où l'on sait que ce virus circule, pour connaître sa prévalence chez l'homme, car il existe peu de données sur ce virus qui est isolé régulièrement au Sénégal. Nous pouvons donc imaginer le cycle de ce virus, qui circule entre les moustiques et les hypothétiques hôtes (Figure 58).

Cycle hypothétique du virus
Bagaza

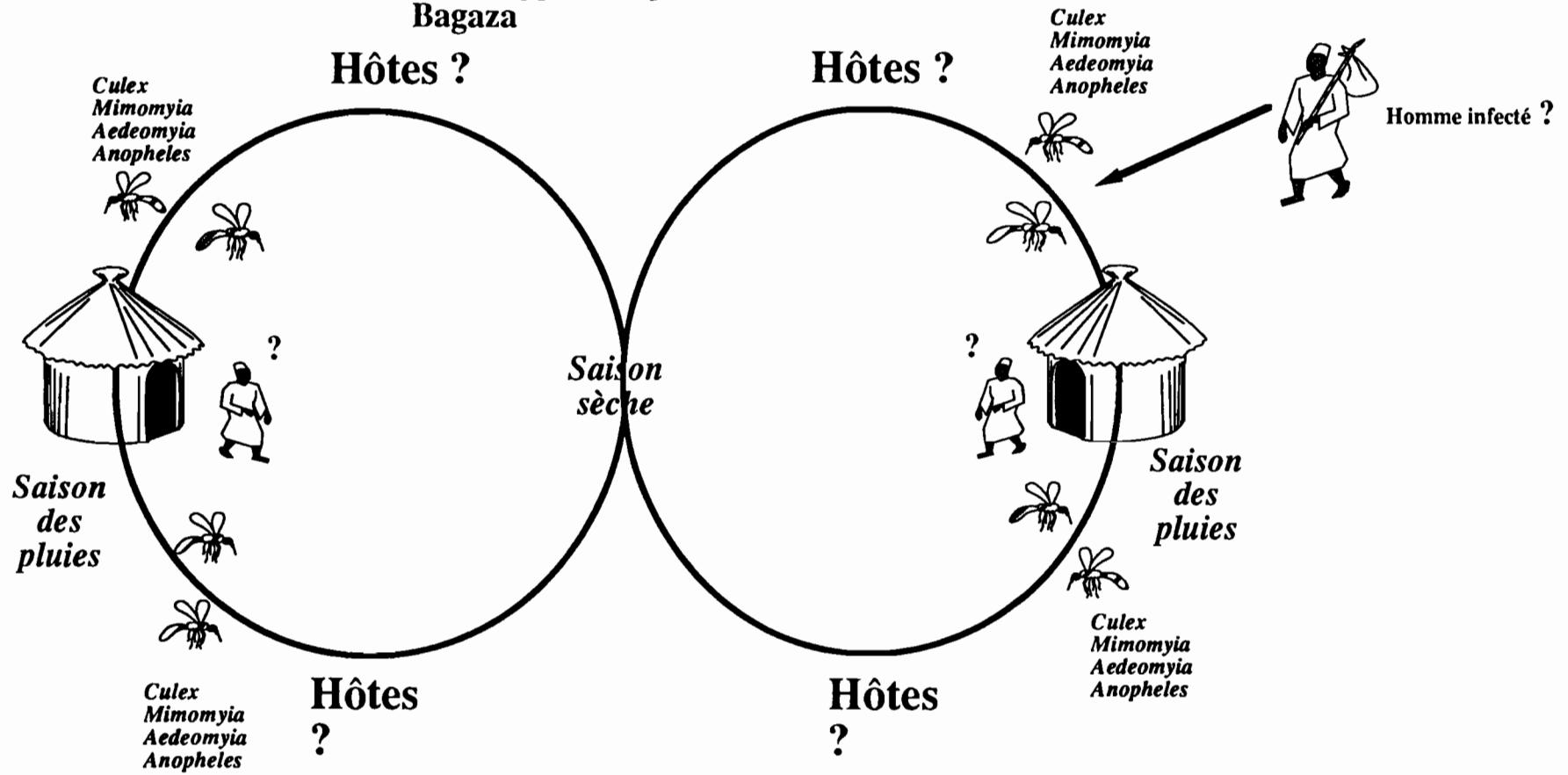


Figure 58: Cycle sauvage hypothétique du virus Bagaza.

6.4. Les virus transmis par les Phlébotomes.

Le virus Saboya est un Flavivirus, isolé pour la première fois en 1968 d'un gerbille (*Tatera kempi*), dans le village de Saboya au Sénégal (Karabatsos, 1985), il a été retrouvé chez d'autres espèces de rongeurs (*Mastomys sp.*, *Arvicanthis niloticus* et *Mus musculus*), essentiellement dans la région sahélienne. Ce virus a été par la suite isolé de moustiques (*Ae. vittatus* et *Ae. africanus*) en 1981 en République Centrafricaine (Digoutte, 1983).

Ce virus vient d'être isolé pour la première fois en Afrique de l'Ouest de phlébotomes, à Barkedji (Ferlo) Sénégal, en 1992 (2 souches), 1993 (41), 1994 (21) et 1995 (28). Il a été isolé aussi à Kédougou en 1995 (Fontenille et al., 1993 et 1994).

Le virus Chandipura, décrit par Bhatt et Rodrigues en 1967, est un Rhabdovirus du genre Vesiculovirus appartenant au groupe de la stomatite vesiculeuse. La transmission transovarienne du virus a été démontré chez *P. papatasii*, chez lequel 8% des femelles de F1 issues de femelles infectées expérimentalement, par voie intrathoracique, étaient infectées par le virus. La transmission expérimentale de souris à souris a été obtenue avec *Ae. aegypti*, *Ae. albopictus*, *Ae. stephensi* et *Cx. tritaeniorhynchus* (Rao et al., 1967). Pour l'Afrique, le virus Chandipura a été isolé au Nigeria chez le hérisson (*Atelerix spiculus*) et chez l'homme (Kemp, 1975 et Virus Research Laboratory, University of Ibadan, Nigeria, eight annual report, 1971-1972). Les souches isolées au Sénégal sont les premières du virus Chandipura à être isolées d'arthropodes en Afrique. Une première souche a été isolée de Bakedji en 1992, en 1994 (2) (Fontenille et al., 1993 et 1994) et en 1995 (4), à Kédougou 3 souches ont été isolées en 1995.

L'abondance relative des Phlébotomes est donnée dans le tableau A23.

Les variations annuelles de Barkedji sont résumées dans les figures A22 et A23, et celles de Kédougou dans le tableau A4.

Les variations mensuelles de Barkedji sont résumées dans les tableaux A24 à A29 et celles de Kédougou dans les tableaux A6, A7 et A10.

Pour la répartition spatiale, à Barkedji, les phlébotomes sont capturés au niveau des trois sites, Niakha, Beli Boda et Mogré au moyen du piège CDC+CO₂. Il en est de même à Kédougou où c'est la seule technique de piégeage qui a fourni dans toutes les stations, des lots de phlébotomes pouvant être inoculés pour tentative d'isolement virale.

6.4.1. Discussion: Les Phlébotomes vecteurs de virus (Saboya et Chandipura)

Les lots de phlébotomes étaient constitués sans discernement des mâles et des femelles, car il est généralement admis que la transmission verticale des arbovirus est fréquente chez ces diptères. La mise en lots polycladiques, s'explique par le fait qu'il n'existe pas de clé de détermination macroscopique des phlébotomes africains. Les espèces qui ont été déterminées, sont celles qui ont été capturées sur papier huilé et qui par conséquent ne pouvaient plus servir à la recherche virale et ont ainsi pu être montées entre lame et lamelle.

Les Phlébotomes sont très nombreux dans les captures à partir de la fin des pluies. Ils sont dans la zone bioclimatique de Barkedji qui semble leur être plus favorable que la zone de Kédougou. Ce sont les vecteurs du virus Saboya et Chandipura (Fontenille et al., 1993 et 1994).

Les virus ont été isolés en majorité en pleine saison sèche. Les premières souches ont été isolées dès Décembre. Les virus semblent ne circuler que pendant la saison sèche. C'est ainsi qu'à Barkedji, les souches de Saboya sont isolées en Décembre, Janvier, Février, Mars et Avril. Le virus Chandipura a été isolé en Décembre, Janvier, Mars et Avril. Le virus Ar D 95737 a été isolé en Janvier, Février et Mars. Tous les isolements de phlébotomes provenant de Kédougou ont été faits en Avril 1995, ce sont les virus Saboya, Chandipura et Ar D 95737. A l'exception du virus Ar D 66707 qui n'est isolé qu'en saison des pluies ou juste en fin des pluies, tous les autres virus ont été isolés en saison sèche. Le virus Ar D 66707 a de même été isolé sur moustiques. Il n'existe jusqu'à présent qu'un seul exemplaire de ce prototype isolé pour la première fois près de Saint Louis du Sénégal à partir d'un lot de *Cx. poicilipes* capturés à Dakar-Bango en 1990 isolé par inoculation aux cellules d'*Ae. pseudoscutellaris* et identifié après inoculation au souriceau nouveau-né. La réaction de fixation du complément effectuée par Digoutte et al., 1990, montre que ce virus est suffisamment éloigné du virus Acado tant en fixation du complément qu'en seroneutralisation pour en faire un virus nouveau du groupe Corriparta. Son statut virologique reste à déterminer et le rôle des phlébotomes dans sa transmission sera à revoir en s'intéressant plus particulièrement aux espèces mammophiles, essentiellement *P. dubosqi*, *S. clidei*, *S. schweitzeri* (Abonnec 1972) et à déterminer avec précision la ou les espèces vectrices des virus isolés.

L'isolement de ces virus après l'installation de la saison sèche peut s'expliquer par le fait que la reproduction des rongeurs qui sont les hôtes de ces virus se fait au maximum en saison des pluies, de ce fait les individus juvéniles et les jeunes non immuns sont plus nombreux et favorisent l'amplification du virus et sa dispersion. Les captures de phlébotomes présentent un petit pic en Novembre 1992 ou en Décembre en 1993, 1994 et 1995. Le pic maximum se situe en Avril en 1992, Mars en 1993 et Février en 1994 et

1995. Ceci s'explique par le fait qu'en saison des pluies, essentiellement de Juillet à début Octobre, nombre de gîtes sont lessivés par les précipitations, et ce n'est que vers la fin Octobre que les pontes vont pouvoir à nouveau se développer sans trop d'aléas, donnant une première génération d'adultes 30 à 50 jours plus tard (Trouillet et Vattier-Bernard, 1984, Trouillet et al., 1995a), soit fin Novembre, début Décembre. Ces derniers vont trouver de meilleures conditions climatiques, davantage d'hôtes, et être à l'origine d'une deuxième génération plus nombreuse en Janvier. Selon les années plusieurs générations peuvent se succéder ainsi. Dès Janvier, les conditions extérieures deviennent de moins en moins favorables, la régression du peuplement débute en s'amplifiant selon les années, vers le mois de Mars en 1995, d'Avril en 1993 et en 1994 et en Mai en 1992, quand l'hygrométrie décroissante va limiter certaines populations.

6.4.2. Discussion: Les virus de Phlébotomes (Saboya et Chandipura): les cycles hypothétiques.

L'étude de la circulation des arbovirus dans la région de Barkedji, centrée sur la recherche du virus de la fièvre de la vallée du Rift, a mis en évidence, dans les captures faites aux pièges CDC avec de la carboglace, de nombreux phlébotomes. Le virus de la Rift est un arbovirus qui appartient à la famille des Phlebovirus (*Bunyaviridae*), dont les vecteurs principaux sont des Culicidae, mais la plupart des prototypes de ce groupe viral est transmis par des phlébotomes; ceci nous a amené à étudier la circulation des arbovirus chez les phlébotomes. Le choix de ce type d'étude est confirmé par la réussite de la transmission expérimentale chez un phlébotome: *Phlebotomus dubosqi*, du virus de la Rift (Turrell et Perkins, 1990). Aucune donnée n'existant dans cette région sur la faune phlébotomienne, une étude portant sur l'inventaire, les fluctuations saisonnières des populations de ces diptères, ainsi que sur la circulation des possibles virus transmis a été entreprise. Ces études ont permis pour la première fois de mettre en évidence la circulations de divers virus dont les vecteurs sont les phlébotomes (Fontenille et al., 1993, 1995, Trouillet et al., 1996).

Le virus Chandipura, décrit par Bhatt et Rodrigues (1967), est un *Rhabdoviridae* du groupe de la stomatite vésiculeuse (VSV), du genre Vesiculovirus. Il a été isolé pour la première fois en Inde d'un malade en état fébrile et d'un enfant décédé à la suite d'un syndrome encéphalitique. Il a été isolé par la suite d'un lot de 253 phlébotomes non identifiés spécifiquement, qui avaient été capturés aux voisinages d'habitats humains et d'enclos de bovins dans l'État Indien du Maharashtra (1970). En Afrique ce virus a été isolé au Nigeria d'un hérisson (*Atelerix spiculus*) en 1975, puis chez l'homme. Il n'avait

par contre jamais été isolé de vecteurs (Fontenille et al., 1993, 1995, Trouillet et al., 1995 a et b).

Le virus Saboya (Flavivirus) a d'abord été isolé en 1968 d'une gerbille (*Tatera kempfi*) dans le village de Saboya au Sénégal. Il a été isolé à maintes reprises d'autres espèces de rongeurs (*Mastomys sp*, *Arvicantis niloticus* et *Mus musculus*) dans des zones sahéliennes. Deux souches ont été isolées d'*Aedes vittatus* et une autre d'*Aedes* du groupe *africanus*. On ne connaît pas son vecteur. L'isolement de ce virus chez des phlébotomes, permet l'élucidation de son cycle qui fait intervenir des rongeurs et des phlébotomes avec possibilité de passage à l'homme par l'intermédiaire des 5 espèces de phlébotomes zoo-anthropophiles de la région de Barkedji, ce virus n'ayant jamais été isolé chez l'homme (Fontenille et al., 1993, 1995, Trouillet et al., 1995 a et b).

L'isolement de Ar D 88909 d'un lot de phlébotomes provenant de Barkedji a été faite par inoculation intracérébrale sur un souriceau nouveau-né, car l'isolement avait échoué par inoculation directe sur cellule MOS 61 et VERO (pas d'immunofluorescence avec les 7 pools d'ascite immune polyvalente, pas d'effet cytopathogène après deux semaines d'observation). Ce virus jamais isolé jusqu'à ce jour doit donc être considéré comme provisoirement nouveau (Digoutte, 1995).

Le virus Ar D 95737 a pu être isolé uniquement par inoculation intracérébrale au souriceau nouveau-né, à partir d'un lot de phlébotomes capturés à Barkedji. Inoculé sur cellules VERO et *Aedes pseudoscutellaris*, le virus ne se multiplie pas sur les cellules VERO, par contre il se multiplie sur cellules *Aedes pseudoscutellaris*. La réaction est négative avec les 7 pools d'ascites immunes polyvalentes. Ce virus a été comparé à la souche Ar D 88909 avec un résultat négatif. Il est donc considéré comme provisoirement nouveau, il a été adressé au Yale Arbovirus Research Unit [Yaru, Centre international de référence pour les arbovirus (Digoutte, 1995)].

CHAPITRE VII: SÉROLOGIE.

7.1. Sérologie.

7.1.1. Résultats des sérologies humaines.

Les résultats des sérologies IgM, IgG pour les enquêtes de mars et Novembre 1990, Novembre 1991, fin Octobre début Novembre 1992, 1993, 1994 et de Septembre à Décembre 1995, par localité en 1990 et par antigène viral testé sont rapportés dans le tableau 71 qui donne les résultats pour les années 1990 et 1991. Le tableau 72 donne les résultats des antigènes testés simplement en pourcentage.

7.1.2. Résultats des sérologies simiennes.

Les résultats des sérologies effectuées sur les singes en Janvier et Février 1994 sont donnés dans le tableau 73.

ANNÉE 1989														
Localité	Effectif	YF	%	DEN-2	%	WN	%	ZIKA	%	CHIK	%	KED	%	
Kédougou	176	6	3,41	13	7,39	9	5,11	21	11,93	28	15,91			
Saraya	56	7	12,50	2	3,57	5	8,93	7	12,50	7	12,50			
Dindefelou	35	0	0,00	0	0,00	0	0,00	2	5,71	2	5,71			
Fongolimbi	22	0	0,00	2	9,09	1	4,55	3	13,64	1	4,55			
Salemata	89	2	2,25	4	4,49	4	4,49	9	10,11	13	14,61			
Khosssanto	65	10	15,38	3	4,62	1	1,54	4	6,15	1	1,54			
Bandafassi	13	1	7,69	0	0,00	1	7,69	0	0,00	1	7,69			
Total	456	26	5,70	24	5,26	21	4,61	46	10,09	53	11,62	NT*		

ANNÉE 1990														
Localité	Effectif	YF	%	DEN-2	%	WN	%	ZIKA	%	CHIK	%	KED	%	
Kédougou	16	0	0,00	1	6,25	1	6,25	0	0,00	0	0,00	0	0,00	
Saraya	46	4	8,70	2	4,55	0	0,00	1	2,17	11	23,91	1	2,17	
Silling	19	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	1	5,26	
Dindefellou	18	0	0,00	1	5,56	5	27,78	1	5,56	0	0,00	0	0,00	
Fongolimbi	11	2	18,18	2	18,18	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	
Tomborokoto	45	0	0,00	2	4,44	3	6,67	2	4,44	0	0,00	0	0,00	
Mako	56	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	3	5,36	
Salemata	73	0	0,00	0	0,00	1	1,37	2	2,74	3	4,11	3	4,11	
Khosanto	50	1	2,00	2	4,00	2	4,00	2	4,00	4	8,00	2	4,00	
Bandafassi	62	5	8,06	5	8,06	2	3,23	3	4,84	1	1,61	0	0,00	
Total	396	12	3,03	15	3,79	14	3,54	11	2,78	19	4,80	10	2,53	

* Non testé

Les chiffres en gras sont statistiquement significatifs au seuil de 0,5

Tableau 71. Répartition des individus porteurs d'IgM Flavivirus et Alphavirus par localité en 1989 et 1990.

Nombre	ANNÉE 1992											
	YF		CHIK				DEN-2		NRI		RVF	CCHF
	IgG	%	IgG	%	IgM	%	IgG	%	IgG	%	%	%
457	400	87,53	370	80,96	4	0,88	385	84,25	189	41,36	2,41	1,53

ANNÉE 1993									
Age ans	Nombre	YF		CHIK		RVF	CCHF	NRI	
		IgG	%	IgG	%			IgG	%
0-10	88	48	55,57	57	64,77	1	2	37	42,05
11-20	92	66	71,74	60	76,09	1	1	54	58,7
20-40	145	128	88,28	2	4	85	58,62		
>40	87	71	85,06	7	4	53	60,92		
Total	412	313	75,97	327	79,37	2,67	2,67	229	55,58

161

ANNÉE 1994					
Age		YF IgG	YF IgM	ZIKA IgM	DEN-2 IgM
<15	347	63,1	0	0	0

ANNÉE 1995				
	YF	DEN-2	ZiKA	WN
Positifs	%	%	%	%
Neutralisation	70,8	47,6	53,8	58,4
Elisa IgG	73,8	52,3	50,7	58,8

Tableau 72: Répartition des individus porteurs d'Igm et ou d'IgG Flavivirus et Alphavirus de 1992 à 1995.

Janvier				<i>Cercopithecus aethiops</i>			<i>Erytrocebus patas</i>			<i>Papio papio</i>		
Age	Nbre	YF IgG	%YF IgG	Nbre	YF IgG	%YF IgG	Nbre	YF IgG	%YF IgG	Nbre	%YF IgG	
<1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
1 - 2	1	1	100	0	0	0	2	2	100			
2 - 4	8	8	100	5	5	100	1	1	100			
>4	6	6	100	0	0	0	0	0	0			
Total	15	15	100	5	5	100	3	3	100			
Février				<i>Cercopithecus aethiops</i>			<i>Erytrocebus patas</i>			<i>Papio papio</i>		
Age	Nbre	YF IgG	%YF IgG	Nbre	YF IgG	%YF IgG	Nbre	YF IgG	%YF IgG	Nbre	%YF IgG	
<1	6	1	16,67	0	0	0	0	0	0	0	0	
1 - 2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
2 - 4	11	5	45,45	3	0	0	2	0	0	0	0	
>4	8	3	37,50	0	0	0	0	0	0	0	0	
Total	25	9	36,00	3	0	0	2	0	0			

Tableau 73: Résultats des sérologies simiennes à Kédougou.

7.2. Discussion sur la sérologie.

7.2.1. Sérologie humaine.

Dans la région de Kédougou la vaccination fièvre jaune est habituellement incluse dans le programme élargi de vaccination, cependant la couverture vaccinale est mal appréciée. Nos résultats sérologiques montrent une atteinte par les Flavivirus qui est plus importante dans les villages que dans l'agglomération de Kédougou. Ils mettent en évidence la présence significative d'IgM dirigés contre un arbovirus, prouvant ainsi la circulation de ce virus pendant la saison des pluies. Une enquête de séroprevalence dans cette région a été réalisée en saison sèche (Mars 1990), elle n'a pas permis de mettre en évidence des IgM spécifiques des principaux virus responsables des fièvres hémorragiques (DEN-2, YF, RVF, CCH). Ces résultats confirment les travaux de Comet

et al., 1979b, 1984, qui n'ont jamais isolé d'arbovirus en saison sèche. Un autre avantage tiré de la recherche d'IgM spécifiques d'un virus donné est qu'un résultat positif peut-être interprété quel que soit l'âge de l'individu prélevé. Notre discussion est basée sur le résultat d'enquêtes ponctuelles calculant une prévalence instantanée; il est donc difficile de faire des hypothèses sur la dynamique de la circulation des arbovirus au Sénégal Oriental.

La vaccination anti-amarile est habituellement incluse dans le programme élargi de vaccination de cette région, mais la couverture vaccinale est difficile à apprécier car la présence simultanée de plusieurs Flavivirus proches gêne l'interprétation des taux d'IgG anti-amariles obtenus par ELISA.

La double approche sérologique et entomologique dans la région de Kédougou permet de mieux appréhender la circulation des principales arboviroses dans la région. Le suivi entomologique tel qu'il a été entrepris depuis quelques années doit être poursuivi et les enquêtes humaines, quant à elles, apportent certaines données sur la circulation active des virus, mais l'impact réel, l'évaluation de la morbidité et les facteurs de risques liés à certains de ces arbovirus restent à déterminer

7.2.2. Sérologie simienne.

L'étude des 52 prélèvements sérologiques simiens de Janvier et Février 1994, suite à l'isolement de 187 souches de virus fièvre jaune, ont montré que 100% des 22 singes de Janvier sont positifs en IgG. Chez les 30 singes de Février 83,3% (25/30) sont positifs en IgG, mais un seul (1/30) est positif en IgM (4,5%). La présence des IgG est le signe d'un contact antérieur avec le virus de la fièvre jaune. La présence des IgM est le signe d'un contact récent avec le virus (dans les 2 à 5 mois précédents le prélèvement), la persistance des anticorps IgM fièvre jaune est de courte durée (environ 3 mois), avec un titre optimal entre 1 et 4 semaines. Il faut remarquer que le seul singe qui a présenté des IgM est un bébé singe, les autres avaient déjà été en contact avec le virus. Ce jeune singe était donc le seul capable de faire une viremie. Les prélèvements simiens doivent tenir compte de l'âge de la population cible comme pour les sérologies humaines qui sont faites au niveau de la tranche d'âge inférieure à 14 ans.

CHAPITRE VIII: CONCLUSIONS GÉNÉRALES.

L'objectif de notre travail était de mettre au point une méthodologie nouvelle en tenant compte des contraintes de personnel et de finance pour continuer de mener à bien la surveillance épidémiologique de la circulation des virus qui ont un impact en santé humaine dans la région de Kédougou. Nous devions de même faire l'inventaire et dresser la liste des moustiques vecteurs potentiels d'arbovirus de la région de Bakedji, d'essayer de connaître leur biologie et de mettre en évidence les cycles entre les vecteurs, les virus et leurs hôtes. Ces études ont permis de mieux appréhender les cycles des arbovirus du Sénégal.

Tous les arthropodes hémathophages capturés dans ces deux zones par des techniques diverses et variées, ont été mis en lots pour tentative d'isolement viral. Nous avons pu de même préciser la biologie et la systématique des Culicidae et des Phlébotomes de ces deux zones.

L'étude sérologique des prélèvements effectués pour les cas fébriles, ont permis de mettre en évidence la circulation de quelques arbovirus.

Les arbovirus, mêmes ceux qui sont réputés les plus dangereux, entraînent dans un nombre de cas important, des affections inapparentes, atypiques ou frustes. Dans ce cas ils ne peuvent être diagnostiqués que par les épreuves sérologiques. C'est par ces méthodes que les divers virus étudiés ici ont été isolés.

La mise en évidence par l'isolement des virus Chandipura, Saboya et Ar D 88909 pour la première fois en Afrique chez les phlébotomes, permet d'inclure ces arthropodes dans la liste de nouveaux vecteurs pour ces virus. Le rapport de l'American Committee On Arthropod-Borne Viruses, publié en 1992, précise que 44 arbovirus ont été isolés de phlébotomes à ce jour. Nous pouvons compléter cette liste en y incluant le virus Saboya et Ar D 88909 isolés au Sénégal, et les virus Carajas et Maraba isolés au Brésil, ce qui porte ce nombre à 48. Pour le moment nous ignorons le rôle que les virus Saboya et ArD 88909 pourraient jouer dans la pathologie humaine. Nous savons que le virus Chandipura provoque des affections fébriles. Il a été responsable d'un cas de décès suite à un syndrome encéphalitique chez un enfant. Il ne faut donc pas négliger les syndromes cliniques que pourraient avoir les deux autres virus, à savoir: affections fébriles généralisées, fièvres hémorragiques et encéphalites.

L'isolement de nombreuses souches de virus Bagaza et West Nile à partir de 1990, incite à la prudence quant aux risques de développement de syndromes que ces virus transmis à l'homme pourraient déclencher. Au niveau clinique les syndromes que présentent les malades affectés par le virus West Nile sont en général une affection inapparente, un syndrome fébrile sans séquelle la plupart du temps. Des cas d'hépatite fébrile avec des signes typiques de coma hépatique ont été observés chez 4 malades; l'évolution de ces cas fut le décès pour deux patients, alors que les deux autres guérissaient sans séquelles (Georges et al., 1984, Georges et al., 1987). Le virus Bagaza n'a jamais été isolé chez l'homme et l'on ignore les symptômes cliniques d'une infection

par ce virus. Le manque de recherches spécifiques de ces virus ont fait qu'ils ont été la plupart du temps ignorés. Des investigations sérologiques utilisant des méthodes de diagnostics spécifiques et plus fiables, permettraient de connaître l'impact réel des ces virus dans la santé humaine.

L'émergence du virus Ngari semble être liée aux conditions écologiques et environnementales favorables. Une meilleure connaissance de son épidémiologie, pourrait permettre de parer à d'éventuelles manifestations pathologiques

Les vecteurs du virus de la fièvre de la vallée du Rift ont été enfin identifiés en période inter-épizootique. Il s'agit de *Aedes vexans* et *Ae. ochraceus*. La circulation enzootique du virus dans le cheptel a été d'abord démontré par la mise en évidence des IgM spécifiques avant que le virus ne soit isolé chez un ovin à Barkedji. En Afrique de l'Est, sur le plan épidémiologique, un lien avait été établi entre l'intensité des pluies et l'apparition des épizooties. Le schéma épidémiologique reposait sur la théorie des "Dambos" (mare asséchée en dialecte kenyane), avec deux cycles: un cycle enzootique (en relation avec une pullulation vectorielle limitée, due à une pluviométrie faible) et un cycle épizootique (corrélé aux fortes pluies). Au Sénégal les vecteurs sont différents de ceux de l'Afrique de l'Est. Ce sont tous des *Aedes* qui vont intervenir comme vecteurs-réservoirs et les ovins, caprins, bovins et camélidés comme hôtes vertébrés. Provost en 1989 pense que la mise en eau du barrage d'Assouan, en Haute-Égypte et du barrage de Diama sur le fleuve Sénégal, pourrait ne pas être étrangère à l'extension récente de la fièvre de la Vallée du Rift, simplement en favorisant la pullulation, à certains moments, de la populations des vecteurs. La promiscuité entre l'homme et le bétail, les activités nomadiques (recherche de points d'eau et/ou de pâturages) et la dispersion des vecteurs seraient à l'origine de la mouvance épizootique et de l'extension du foyer.

Les poussées épizootiques de la dengue en Afrique commencent à être préoccupantes. La poussée épidémique due au virus D2 qui a été observée en 1982 à Ouagadougou, n'était guère plus agressive que celle décrite par Legendre en 1926. Les observations de Hervy et al., 1984, dans la région de Bobo Dioulasso au Burkina Faso et ceux de Cornet et al., 1984, au Sénégal Oriental, leurs ont permis de mettre en évidence l'existence d'un cycle selvaticus. Le virus s'est donc déplacé vers l'Ouest de l'Afrique comme vers l'Ouest du Sénégal où les conditions écologiques permettent le développement de cycles urbains.

Les changements du milieu favorisent la transmission des arbovirus. C'est ainsi que l'augmentation de la température semble avoir été le facteur principal dans l'émergence de la dengue épidémique dans le Sud-Est Asiatique. La dengue épidémique est une maladie en pleine expansion ou émergente, elle s'est rapidement installée dans de nouvelles contrées comme le montrent les observations de la carte de sa distribution de 1979 à 1989. L'Afrique noire déjà confrontée à d'autres fléaux (Sida...), n'aurait

sûrement pas besoin de subir à son tour les effets désastreux de cette forme hémorragique.

On assiste depuis quelques années à une réapparition en force en Afrique de la fièvre jaune, bien qu'un vaccin efficace et sûr existe depuis plus de 50 ans. La notification des cas de fièvre jaune à l'OMS montre une nette recrudescence des cas à partir de 1986. De cette date à 1991, 48.789 cas ont été recensés en Afrique dont 7.998 décès. Tous ces cas proviennent d'épidémies du Nigeria, d'Angola, du Mali, de la Guinée, de la Mauritanie, du Cameroun, du Ghana et du Kenya. En ce qui concerne le Kenya, il s'agit de la première épidémie découverte dans ce pays, donc d'une maladie émergente. Les chiffres notifiés à l'OMS ne constituent que la face émergée de l'iceberg. Cet organisme estime que 200.000 personnes dans le monde sont frappées par cette maladie et que 30.000 en meurent. La maladie reste inexpugnable et le seul moyen de s'en protéger est la vaccination. Si l'on s'écarte de cette règle, on est responsable des morts qui ne manqueront pas de survenir. Il faut donc rester vigilant car le péril demeure. C'est ce qui vient de se produire au Sénégal avec la réémergence de la fièvre jaune épidémique, par une épidémie rurale qui a fait 38 morts en moins de 15 jours. Il faut perpétuellement garder à l'esprit que le propre de nombreuses arboviroses est de sévir sous forme épidémique, parfois foudroyante (Épidémies de la fièvre de la vallée du Rift en 1987 en Mauritanie, de la fièvre jaune au Nigeria, au Kenya).

Les craintes des menaces futures des épidémies se fondent sur les modifications prévisibles de l'environnement (aménagement agricole, approvisionnement en eau etc...) qui sont des facteurs favorables à la transmission des arbovirus et au développement des vecteurs. Il en est de même pour les changements climatiques avec l'augmentation de la pluviométrie ou de la température. Actuellement, la destruction de la forêt Africaine, risque de provoquer l'extinction des singes forestiers. Ce ne serait sûrement pas un succès écologique: le singe et l'homme étant si étroitement liés dans l'aventure virologique, de la fièvre jaune et plus récemment de la dengue.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ABONNENC E., 1972. Les phlébotomes de la région éthiopienne (*Diptera: Psychodidae*). Mémoire ORSTOM, N°55, 289p.

ABONNENC E. et D. M. MINTER, 1965b. Keys for the identification of the sand-flies of the Ethiopian region. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 5: 3-24.

ABONNENC E. et D. M. MINTER, 1965a. Tables d'identification bilingues des Phlébotomes de la région Éthiopienne. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 5: 24-63.

ACKERMANN E., 1936. Dambos in Nordrhodesien. Wissenschaftl Veröffentlichungen Mus Landerkunde Leipzig, 4: 147-157.

ADAM F., 1990. Activités du service informatique et traitement des données. Rapport annuel de l'Institut Pasteur de Dakar, 170-174.

ADAM J. G., 1965. Généralités sur la flore et la végétation du Sénégal. Etud. Sénégal., 9: 155-214.

AITKEN T.H.G., TESH R.B., BEATY B.J. and L. ROSEN, 1979. Transovarial transmission of yellow fever virus by mosquitoes (*Aedes aegypti*). Am. J. Trop. Med. Hyg., 28 (1): 119-121.

AKOV Y. and R. GOLDWASSER, 1966. Prevalence of antibodies to arboviruses in various animals in Israel. Bull. W.H.O., 33: 105-111.

ANDERSON D., 1967. Ecological studies on Sindbis and West Nile viruses in South Africa. III. Host preferences of mosquitoes as determinated by the precipitin test. S. Afr. J. Med. Sci., 32: 34-39.

ANONYME, 1994. Weekly Epidemiological Record, 69 (13): 93-95.

ANONYME, 1996. Weekly Epidemiological Record, 72 (3): 28.

BAILLY-CHOUMARA H., ABONNENC E. et J. PASTRE, 1971. Contribution à l'étude des phlébotomes du Maroc (*Diptera, Psychodidae*). Données faunistiques et écologiques. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med et Parasitol., 9: 431-460.

BAQAR S., CURTIS H.G., MURPHY J.R. and D.M. WATTS, 1993. Vertical transmission of West Nile virus by mosquitoes (*Aedes aegypti*) Am. J. Trop. Med. Hyg., 48 (6): 757-762.

BARME M., BRÉS P., HERY G. et Y. ROBIN, 1970. Techniques des Laboratoires des Virus et Arbovirus. Rapp. Fonct. Inst. Past. Dakar, 1969-1970: 159-244.

BAUDON D., ROBERT V., ROUX J., LHUILLIER M., SALUZZO J.F., SARTHOU J.L., CORNET M., STANGHELINI A., GAZIN P., MOLEZ J.F., SOME J., DARRIET F., SOUDRET B.R., GUIGEMBE T.R. et HENNEQUIN M., 1986. L'épidémie de fièvre jaune au Burkina Faso en 1983. Bull. O.M.S., 64 (6): 873-882.

BAUDON D., ROUX J., GAZIN P., ROBERT V., STANGHELINI A., MOLEZ J.F., LHUILLIER M., SARTHOU J.L., SALUZZO J.F., CORNET M., BIBANE L., SOME L., GUIGEMBE T.R. and B.R. SOUDRET, 1984. Epidemic yellow fever in Upper Volta. Lancet, 8593 (2): 22.

BAUER J.H., 1928. The transmission of yellow fever by mosquitoes other than *Aedes aegypti*. Am. J. Trop. Med., 8: 261-282.

BEIER J.C., PERKINS P.V., WIRTZ A., KOROS J., DIGGS D., GARGAN II, T.P. and D.K. KOECH, 1988. Bloodmeal Identification by direct Enzyme-Linked Immunosorbent Assay (ELISA), Tested on *Anopheles* (Diptera: Culicidae) in Kenya. J. Med. Entomol. 25 (1): 9-16.

BELLEC C., 1977. Analyse des signaux intervenant dans la recherche de l'hôte chez *Simulium damnosum* s.l. Colloques Internationaux du CNRS., (265). Comportement des insectes et milieu trophique. 241-250.

BOCHE R., JAN C., LE NOC P. et P. RAVISSE, 1974. Enquête immunologique sur l'incidence des arbovirus dans la population pygmée de l'Est du Cameroun (Région de Djoum). Bul. Soc. Path. exot., 67 (2): 126-140.

BHATT P N. and F.M. RODRIGUES, 1967. Chandipura: a new arbovirus isolated in India from patient with febrile illness. Indian J. med. Res., 55: 1295-1305.

BOORMAN J.P. T. and J.S. PORTERFIELD, 1956. A simple technique for infection of mosquitoes with viruses. Transmission of Zika virus. Proc. Soc. exp. Biol. N. Y., 50: 238-242.

BRANDT W.E., BOESCHER E.L. and F. HETRICK, 1967. Production and characterization of arboviruses antibody in mouse ascitic fluid. Am. J. Trop. Med., 16: 339-347.

BRÈS P. 1966. Enquêtes sérologique sur les arbovirus du Sénégal et en Haute Volta. Études Médicales, 1-6.

BRÈS P. 1969. L'épidémie de fièvre jaune au Sénégal en 1965, considérations épidémiologiques. Med. Afr. Noire, 16 (2): 173-176.

BRÈS P., 1970. Données récentes apportées par les enquêtes sérologiques sur la prévalence des arbovirus en Afrique, avec référence spéciale à la fièvre jaune. Bull. O.M.S., 43: 223-267.

BRÈS P. et M. BOIRON, 1965. Enquête sérologique pour les arbovirus au Sénégal Oriental. Bull. Soc. med. Afr. Noire Langue franç., 10: 412-413.

BRÈS P., CAMICAS J.L., CORNET M., ROBIN Y. et R. TAUFFLIEB, 1969. Considérations sur l'épidémiologie des arbovirus au Sénégal. Bul. Soc. Path. Exot., 62 (2): 253-259.

BRÈS P., CARRIE J., DESBOIS A., LARTIGUE J.J., MACI L., HERY G. et B. CARRONNIER, 1965. Les arbovirus en Haute Volta. Enquête sérologique. Ann. Inst. Pasteur, 108 (3): 341-352.

BRÈS P., CAUSSE G., ROBIN Y., CORNET M. et J.L. OUDART, 1966. L'épidémie de fièvre jaune de 1965 au Sénégal. Med. Trop., 26: 21-38.

BRÈS P. et L. CHAMBON, 1963. Isolement à Dakar d'une souche d'arbovirus de glandes salivaires de chauve-souris. Ann. Inst. Pasteur, 104 (3): 705-711.

BRÈS P., CORNET M. et Y. ROBIN, 1967. Le virus de la forêt de Bandia (IPD/A611), nouveau prototype d'arbovirus isolé au Sénégal. Ann. Inst. Pasteur, 113: 739-747.

BRÈS P., LACAN A., DIOP I., MICHEL R., PERETTI P. et Cl. VIDAL, 1963. Les arbovirus au Sénégal. Enquête sérologique. Bul. Soc. Path. Exot., 56: 384-402.

BRÈS P., WILLIAMS M. C. et L. CHAMBON, 1966b. Isolement au Sénégal d'un nouveau prototype d'arbovirus, la souche Tataguine. Ann. Inst. Pasteur, 111: 585-591.

BROTTE H., RICKENBACH A., BRÈS P., SALAUN J.J. et L. FERRARA, 1966a. Les arbovirus au Cameroun: isolement à partir de moustiques. Bull. O. M. S., 35: 811-821.

BROTTE H., RICKENBACH A., BRÈS P., WILLIAM M.C., SALAUN J.J., FERRARA L. et J. MENO, 1969. Le virus Okola (YM 50/64) nouveau prototype d'arbovirus isolé au Cameroun à partir de moustiques. Ann. Inst. Pasteur, 116 (4): 543-551.

BROTTE H. et J.J. SALAUN, 1966. Isolement au Cameroun d'une souche d'arbovirus à partir d'une fièvre exanthématique (note préliminaire). Ach. Inst. Pasteur Tunis, 43 (1-2): 77-89.

CAMICAS J. L., CORNET M., FERRARA L., HERVY J.P., CORNET J.P. et F. LEGROS, 1986. Rapport d'activité du laboratoire ORSTOM de Zoologie Médicale, in Rapport sur le fonctionnement technique de l'Institut Pasteur de Dakar, 88-100.

CAMICAS J.L., HERVY J.P., FERRARA L., CORNET J.P., TRAORÉ-LAMIZANA M. et F. ADAM, avec le concours de WILSON M.L. et E. DYKSTRA, 1989. Rapport d'activité du laboratoire ORSTOM de Zoologie Médicale, in Rapport sur le fonctionnement technique de l'Institut Pasteur de Dakar, 139-159.

CAREY D.E., CAUSEY O.R., REDDY S. and A.R. COOKE, 1971. Dengue viruses from patients in Nigeria, 1964-1968. Lancet, 1:105.

CASEY H.L., 1965. Standardized diagnostic complement fixation method and adaptation to microtest. Public Health Monograph n°74, US Government Printing Office, Washington.

CAUSEY O. R., 1969. Ibadan Arbovirus Laboratory Annual Report, 1969

CENTANNI E., 1902. Die Vogelpest. Zentbl., Bakt., Parasitkde, Abt I Orig. 31: 145-152 et 182-201.

CHAMBON L. et P. BRÉS, 1965. Les arbovirus: 1. Enquête sérologique au Mali -2. A propos d'un cas de fièvre jaune en Guinée Bissao - 3. Développement du programme

d'étude des arbovirus à l'Institut Pasteur de Dakar. Rapport Vème Conf. Techn. O.C.C.G.E, Bobo-Dioulasso.

CHAMBON L., DIGOUTTE J.P., CORNET M. et J.L. CAMICAS, 1971a. Données récentes sur la situation épidémiologique de la fièvre jaune en Afrique Noire. Bul. Soc. Path. Exot., 64 (5): 673-683.

CHAMBON L., DIGOUTTE J.P., CORNET M. et Y. ROBIN, 1971b. Données récentes sur la situation épidémiologique de la fièvre jaune en Afrique Noire. Réunions internationales d'informations sur les données récentes relatives aux maladies quarantaines. Société de Pathologie Exotique, Paris, 12-13 Octobre 1971. Bul. Soc. Path. Exot., 64 (5), 673-683.

CHAMBON L., WONE J., BRÈS P., CORNET M., CIRÉ L., MICHEL A., LACAN A., ROBIN Y., HENDERSON B.E., WILLIAMS K.H., CAIMAN R., LAMBERT D., REY M., DIOP MAR I., OUDART J.L., CAUSSE G., BÂ H., MARTIN M. et J.C. ARTHUS, 1967. Une épidémie de fièvre jaune au Sénégal en 1965. L'épidémie humaine. Bull. O.M.S., 36: 113-150.

CHAN Y.C., SALHUDDIN N.I., KHAN J., TAN H.C., SEAH C.L.K., LI J. and V.T.K. CHOW, 1994. Dengue haemorrhagic fever outbreak in Karachi, Pakistan. Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg., 89: 619-620.

CHANDLER J.A., HIGHTON R.B. and P.F.L. BOREHAM, 1976. Studies on some ornithophilic mosquitoes (Diptera: Culicidae) of the Kano Plain, Kenya. Bull. Entomol. Res., 66: 133-143.

CHANDLER J. A., BOREHAM P. F. L. , HIGHTON R. B. and M. N. HILL, 1975. A study of the host selection patterns of the mosquitoes of the Kisumu area of Kenya. Bull. Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg., 69: 415-425.

CHANG G.P., CROPP B.C. TRENT D.W. and D.J. GUBLER, 1995. Nucleotide sequence variation of the envelope protein gene identifies two distinct genotypes of yellow fever virus. J. Virol., 69(9): 573-280.

CHASTEL C., BAILLY-CHOUMARA H., BACH-HAMBA D., LE LAY G., LEGRAND M.C., LE GOFF F. et C. VERMEIL, 1995. Arbovirus transmis par les tiques au Maghreb. Bull. Soc. Path. Ex., 88: 81-85.

CHUNIKHIN S.P., DZHIVANYAN T.I., BANNOVA G.G. and L.V. BABENKO, 1975. Experimental investigation of the role of ixodid ticks in variability of tick-borne encephalitis virus in the D.S-marker. Med. Parazit., 44 (3): 344-347.

CHIPPAUX A. et Cl. CHIPPAUX-HYPPOLITE, 1965. Immunologie des arbovirus chez les Pygmée-Babinga de Centrafrique. Bull. Soc. Path. Exot., 58: 820-833.

CHIPPAUX A., CHIPPAUX-HYPPOLITE Cl., CLERGEAUD B. et P. BRÉS, 1969. Isolement de deux souches de virus Ilesha en République Centrafricaine. Bull. Soc. Méd. d'Afr. Noire, 14 (1): 88-92.

CHIPPAUX A., CHIPPAUX-HYPPOLITE Cl., MONTENY-VANDERVORST N. et D. SOLOUMAC-DEPREZ, 1981. Diagnostic de plusieurs cas de fièvre jaune en zone d'émergence endémique en Côte d'Ivoire. Med. Trop. 41 (1): 53-61.

CHIPPAUX A., CORDELLIER R., COURTOIS B. et Y. ROBIN, 1975. Une souche de virus amaril isolée d'*Aedes africanus* en Côte d'Ivoire. C. R. Acad. Sc. Paris, Sér. D, 281 (1): 79-80.

CHIPPAUX A., CORDELLIER R., GERMAIN M., MOUCHET J. et Y. ROBIN, 1976. La fièvre jaune en Afrique. Études Médicales, 1: 1-65.

CHIPPAUX-HYPPOLITE Cl., CHIPPAUX A. et Cl. HANNOUN, 1965. Enquête immunologique sur l'incidence des arbovirus chez l'homme en République Centrafricaine. Bul. Soc. Path. Exot., 58: 812-820.

CHIPPAUX-HYPPOLITE Cl., CLERGEAUD P. et P. BRÉS, 1969. Isolement de deux souches humaines de virus Ilesha en République Centrafricaine. Bull. Soc. Med. d'Afr. Noire de langue Française, 14 (1): 88-92.

CHRISTOPHER S. and R. REUBEN, 1971. Studies of the mosquitoes of North Arcot District, Madras State, India. Part 4: Hosts preferences as shown by precipitin tests. J. Med. Entomol., 3: 314-318.

CLARK D.H. and J. CASALS, 1958. Technics for hemagglutination and hemagglutination-inhibition with arthropod borne viruses. Am. J. Trop. Med. Hyg., 7: 561-573.

CLEMENT A.N., 1963. The physiology of mosquitoes. Pergamon Press, London, 9: 393p.

COMPAORE P. K. et L. SENTILLHES, 1970. Considérations épidémiologiques sur l'épidémie de typhus amaril d'Octobre 1969 en Haute Volta. Rapp. final 10e Conf. techn. OCCGE, Bobo Dioulasso, 1: 219-231.

CORDELLIER R., 1978. Les vecteurs sauvages dans l'épidémiologie de la fièvre jaune en Afrique de l'Ouest. Thèse de Doctorat d'État. Travaux et Documents, ORSTOM Paris, 81, 258p.

CORDELLIER R. 1991. L'épidémiologie de la fièvre jaune en Afrique de l'Ouest. Bull. O.M.S., 69: 73-84.

CORDELLIER R. et P. AKOLIBA, 1981. Les moustiques de la forêt sempervirente du sud-ouest Ivoirien. 1- Étude du contact entre l'homme et les vecteurs potentiels de fièvre jaune au niveau du sol. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 19 (4): 297-301.

CORDELLIER R., BOUCHITÉ B. ROCHE J.C. et P. AKOLIBA, 1982a. Enquête entomologique et épidémiologique sur un cas mortel de fièvre jaune survenu dans la sous-préfecture d'Anyama, en République de Côte d'Ivoire. Med. Trop., 42 (3): 269-273.

CORDELLIER R., BOUCHITÉ B., ROCHE J.C., MONTENY N., DIACO B. et P. AKOLIBA, 1983. Circulation selvatique du virus dengue 2 en 1980, dans les savanes sub-soudanaises de Côte d'Ivoire. Données entomologiques et considérations épidémiologiques. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 21 (3): 165-179.

CORDELLIER R., CHIPPAUX A., MONTENY N., HEME G., COURTOIS B., GERMAIN M. et J.P. DIGOUTTE, 1982b. Isolement du virus Orungo à partir de femelles et de mâles d'*Aedes* selvatiques capturés en Côte d'Ivoire. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 20 (4): 265-267.

CORDELLIER R. et B. GEOFFROY, 1972. Contribution à l'étude des vecteurs potentiels de fièvre jaune en République Centrafricaine. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. Parasitol., 10 (2): 127-144.

CORDELLIER R., GERMAIN M. et MOUCHET J., 1974. Les vecteurs de fièvre jaune en Afrique. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 12 (1): 57-75.

CORDELLIER R., GERMAIN M., HERVY J.P. et J. MOUCHET, 1977. Guide pratique pour l'étude des vecteurs de la fièvre jaune et méthodes de lutte. ORSTOM, Initiations. Doc. techn. 33: 1-114.

CORNÉT M., 1967. Les vecteurs potentiels du virus amaril en République du Sénégal. Med. d'Afr. Noire, 14 (8/9): 423-425.

CORNÉT M., 1973. *Aedes (Stegomyia) cozi* n. sp., une nouvelle espèce de Culicidae au Sénégal. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 9(3): 175-180.

CORNÉT M., 1985. Dengue et fièvre jaune en Afrique de l'Ouest. Les vecteurs. Et. Med., 3: 141-144.

CORNÉT M. et R. CHATEAU, 1971. Intérêt du gaz carbonique dans les enquêtes sur les vecteurs sylvatiques du virus amaril. Note préliminaire. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., IX (3): 301-305.

CORNÉT M. et R. CHATEAU, 1974. Quelques données biologiques sur *Aedes (Stegomyia) luteocephalus* (Newstead) en zone soudanienne dans l'ouest du Sénégal. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., XII (2): 97-109.

CORNÉT M., CHATEAU R., VALADE M., DIENG P.L., RAYMOND H. et LORAND A., 1978a. Données bio-écologiques sur les vecteurs potentiels du virus amaril au Sénégal Oriental. Rôle des différentes espèces dans la transmission du virus. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 16 (4): 314-341.

CORNÉT M., DIENG P. L. et M. VALADE, 1978a. Note sur l'utilisation des pondoirs pièges dans les enquêtes sur les vecteurs selvatiques de fièvre jaune. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 16 (4): 309-314.

CORNÉT M., GERMAIN M., MOUCHET J. et J.P. HERVÉ, 1979a. Virus-mosquito relationships. In: New aspects in Ecology of Arboviruses. Proceedings of an International Symposium . Bratislava, Institut de Virologie de l'Académie slovaque des Sciences.

CORNÉT M. et J.P. HERVY, 1985. Dengue et fièvre jaune en Afrique de l'Ouest. Épidémiologie. Et. Med., 3: 151-159.

CORNET M., JAN C. et J. COZ, 1977. Place de l'homme dans le cycle de la fièvre jaune en Afrique de l'Ouest. Med. Trop., 37: 265-268.

CORNET M., RAYMOND H et P.L. DIENG, 1975. Essai de mise en évidence de la survie des femelles en saison sèche dans un foyer endémique au Sénégal Oriental. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 13: 215-222.

CORNET M., ROBIN Y., CHATEAU R., HEME G., ADAM C., VALADE M., LE GONIDEC G., JAN Ch., DIENG P.L., BANGOURA J.F. et A. LORAND, 1979b. 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. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 17 (3): 149-163.

CORNET M., ROBIN Y., HANNOUN C., CORNIOU B., BRÈS P. et G. CAUSSE, 1968a. Une épidémie de fièvre jaune au Sénégal en 1965. Recherches épidémiologiques. Bull. O.M.S., 39: 845-853.

CORNET M., ROBIN Y., HEME G., ADAM C., RENAUDET J., VALADE M. et M. EYRAUD, 1979c. Une poussée épizootique de fièvre jaune au Sénégal Oriental. Isolement du virus de lots de moustiques adultes mâles et femelles . Médecine et Maladies infectieuses, 9: 63-66.

CORNET M., ROBIN Y., HEME G. et M. VALADE, 1978c. Isolement au Sénégal d'une souche de virus amaril à partir d'un lot d'*Aedes* du sous-genre *Diceromyia*. C. R. Acad. Sci. Paris, Sér. D, 287: 1449-1452.

CORNET M., ROBIN Y., TAUFFLIEB R. et J.L. CAMICAS, 1968b. Donnée préliminaires sur l'enquête sérologique <<chikungunya>> au Sénégal. Rapport VIII^o Conf. Techn. O.C.C.G.E., Bamako, II, 569-574.

CORNET M., SALUZZO J.F., HERVY J.P., DIGOUTTE J.P., GERMAIN M., CHAUVANCY M.F., EYRAUD M., FERRARA L., HEME G. et F. LEGROS, 1984. Dengue 2 au Sénégal Oriental: une poussée épizootique en milieu selvatique; isolement du virus à partir de moustiques et d'un singe et considérations épidémiologiques. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 22 (4): 313-323.

CORNET M., TAUFFLIEB R. et R. CHATEAU, 1967. Une épidémie d'arbovirose au Sénégal (Chikungunya). Premières données épidémiologiques. Rapport VII^o Conf. Techn. O.C.C.G.E., Bobo Dioulasso, II, 895-898.

CORNET M., VALADE M. et P.L. DIENG, 1978d. *Aedes (Stegomyia) neoafricanus*, une nouvelle espèce de moustique capturée au Sénégal Oriental (Diptera: Culicidae). Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 16 (3): 227-230.

COZ J., VALADE M., CORNET M., LEMOINE M.O. et A. LORAND, 1977. Utilisation du moustique pour la multiplication des arbovirus. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 15 (3): 209-212.

DAJOZ R., 1982. Précis d'écologie. Quatrième édition, 503p.

DAUBNEY R., HUDSON J.R. and P.C. GARNHAM, 1931. Enzootic hepatitis or Rift valley fever: undescribed disease of sheep, cattle and man from East Africa. J. Path. Bacteriol., 34: 545-579.

DAVIDSON I.H., 1990. Sandflies of Africa South of the Sahara. Taxonomy and Systematics of the genus *Sergentomyia*. Johannesburg: The South African Institute for Medical Research, 75p.

DAVIES F.G., LINTHICUM K.J. and A.D. JAMES, 1985. Rainfall and epizootic Rift Valley Fever. Bull. W.H.O., 63: 941-963.

DAVIS E.E. and P.G. SOKOLOVE, 1976. Lactic acid-sensitive receptors on the antennae of the mosquito, *Aedes aegypti*. J. Comp. Physiol., 96: 223-236.

DEUBEL V., DIGOUTTE J.P., MONATH T.P. and M. GIRARD, 1986. Genetic heterogeneity of yellow fever virus strains from Africa and the Americas. J. Gen. Virol., 67: 209-213.

DEUBEL V., PAILLIEZ J.P., CORNET M., SCHLESINGER J.J., DIOP M., DIOP A., DIGOUTTE J.P. and M., GIRARD, 1985. Homogeneity among senegalese strains of yellow fever virus. Amer. J. Trop. Med. Hyg., 34: 976-983.

DEUBEL V., SCHLESINGER J.J., DIGOUTTE J.P. and M. GIRARD, 1987. Comparative immunochemical and biological analysis of African and South American Yellow fever viruses. Arch. Virol., 94, 331-338.

DHANDA V., RODRIGUES F.M. and S.N. GHOSH, 1970. Isolations of chandipura virus from sandflies in Aurangabad. Indian J. Med. Res., 58: 179-180.

DICK G. W.A., KITCHEN S.F. and A.J. HADDOW, 1952. Zika virus. I. Isolation and serological specificity. II. Pathogenicity and physical properties. Trans. Roy. Soc. trop. Med. Hyg., 46: 313-323.

DIGOUTTE J.P., 1968. Contribution à l'étude des arboviroses en Afrique Centrale. I. Enquête immunologique chez l'homme dans le centre et l'ouest de la République Centrafricaine. Bul. Soc. Path. Exot., 61: 803-833.

DIGOUTTE J.P., 1966. Rapport Annuel de l'Institut Pasteur de Bangui.

DIGOUTTE J.P., 1968. Rapport Annuel de l'Institut Pasteur de Bangui.

DIGOUTTE J.P., 1969. Rapport Annuel de l'Institut Pasteur de Bangui.

DIGOUTTE J.P., 1972. Rapport Annuel de l'Institut Pasteur de Bangui.

DIGOUTTE J.P., 1983. Rapport Annuel de l'Institut Pasteur de Dakar.

DIGOUTTE J.P., 1989. Rapport Annuel de l'Institut Pasteur de Dakar.

DIGOUTTE J.P., 1990. Rapport Annuel de l'Institut Pasteur de Dakar.

DIGOUTTE J.P., 1991. Rapport Annuel de l'Institut Pasteur de Dakar.

DIGOUTTE J.P., 1992. Rapport Annuel de l'Institut Pasteur de Dakar.

DIGOUTTE J.P., 1993. Rapport Annuel CRORA (Centre Collaborateur OMS de Référence et de Recherche pour les Arbovirus). Institut Pasteur de Dakar.

DIGOUTTE J.P., 1995. Rapport Annuel CRORA (Centre Collaborateur OMS de Référence et de Recherche pour les Arbovirus). Institut Pasteur de Dakar.

DIGOUTTE J.P., BRÉS P., NGUYEN TRUNG LUONG P. et B. DURAND, 1969. Isolement du virus Tataguine à partir de deux cas de fièvres exanthématiques. Bul. Soc. Path. Exot., 62 (1): 72-80.

DIGOUTTE J.P., CALVO-WILSON M.A., MONDO M., TRAORÉ-LAMIZANA M. et F. ADAM, 1992. Continuous cell lines and immune ascitic fluid pools in arbovirus detection. Res. Virol., 143: 417-422.

DIGOUTTE J.P., CORDELLIER R., ROBIN Y., PAJOT F.X, et B. GEOFFROY, 1974. Le virus Zinga (Ar B 1276), nouveau prototype d'arbovirus isolé en République Centrafricaine. Ann. Inst. Pasteur, 125B: 107-118.

DIGOUTTE J.P. et P. NGUYEN TRUONG LUONG, 1968. Contribution à l'étude des arbovirus en Afrique Centrale. Bul. Soc. Path. Exot., 61 (6): 803-833.

DIGOUTTE J.P. et F.X. PAJOT, 1966b. Rapport sur le fonctionnement technique de l'Institut Pasteur de Bangui, p. 40.

DIGOUTTE J.P., PAJOT F.X., BRÈS P., NGUYEN TRUONG LUONG P. et C. LEGUAY, 1971. Le virus Bouboui (BA 409) nouveau prototype d'arbovirus isolé en République Centrafricaine. Ann. Inst. Pasteur, 120: 98-106.

DIGOUTTE J.P., PAJOT F.X., BRIAN E., HENDERSON B.E., BRÉS P., NGUYEN-TRUNG-LUONG P. et P. DIEDERICH, 1970. Le virus Mpoko (BA 365) Nouveau prototype d'arbovirus isolé en République Centrafricaine. Ann. Inst. Pasteur, 119: 512-519.

DIGOUTTE J.P., PLASSART H., SALAUN J.J., HEME G., FERRARA L. et M. GERMAIN, 1981. A propos de trois cas de fièvre jaune contractée au Sénégal. Bull. O.M.S., (ç (5): 759-766.

DIGOUTTE J.P., ROBIN Y. et V.J.M. CAGNARD, 1973. Le virus Bangui (HB 70-754), un nouveau virus isolé d'un cas de fièvre exanthémique. Ann. Microb. (Inst. Pasteur). 124A: 147-153.

DIGOUTTE J.P., SALAUN J.J., ROBIN Y., BRÈS P. et V.J.M, CAGNARD, 1980. Les arboviroses mineures en Afrique centrale et occidentale. Med. Trop., 40 (5): 523-533.

EDWARDS F.K., 1941. Mosquitoes of the Ethiopian Region. III. Culicine adults and pupae. British Museum (Natural History), London: 353p.

EVANS A.M. and D.Sc. MANCH, 1938. Mosquitoes of the Ethiopian Region II. Anophelini adults and early stages. Oxford University Press. London. 409p.

FELDMANN H.A. and S.S. WANG, 1961. Sensitivity of various viruses to chloroform. Proc. Soc. exp. Biol. (N.Y.), 106: 736-738.

FERRARA L., GERMAIN M. et J.P. HERVY, 1984. *Aedes (Diceromyia) furcifer* (Edwards, 1913) et *Aedes (Diceromyia) taylori* (Edwards, 1936): le point sur la différentiation des adultes. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Méd. et Parasitol., 13: 41-46.

FITZGEORGE, R. and C. J. BRADISH, 1980. The *in vivo* differentiation of strains of yellow fever virus in mice. J. Gen. Virol., 1-13.

FINLAY C., 1899. Mosquitoes considered as transmitters of yellow fever and malaria. Med. Record., 55: 737-739.

FONTENILLE D., TRAORÉ-LAMIZANA M, ZELLER H.G., TROUILLET J., LECLERC A., MONDO M. BÂ Y. and J.P. DIGOUTTE, 1993. Phlebotomines sandflies and isolations of arboviruses from a sahelian region in Senegal. Comm. XLth annual meeting of the American Society of Tropical Medecine and Hygiene, Oct. 31-Nov. 4, 1993, Boston, USA. Abstract n° 264.

FONTENILLE D., TRAORÉ-LAMIZANA M, ZELLER H.G., TROUILLET J., LECLERC A., MONDO M. BÂ Y., and J.P. DIGOUTTE, 1994. Phlebotomines sandflies and isolations of arboviruses from a sahelian region in Senegal. Am. J. Trop. Med. Hyg., 50 (5): 570-574.

FONTENILLE D., TRAORÉ-LAMIZANA M., ZELLER G., MONDO M., DIALLO M. and J.P. DIGOUTTE, 1995. Rift Valley Fever in Western Africa: Isolations from *Aedes* mosquitoes during an interepizootic period. Am. J. Trop. Med. Hyg., 52(5): 403-404.

GAYRAL Ph. et R. CAVIER, 1971. Données entomologiques et écologiques actuelles sur les vecteurs de la fièvre jaune en Afrique de l'Ouest. Bul. Soc. Path. Exot., 64: 701-708.

GEAR J.S.S., CASSEL G.A., GEAR A.J., TRAPPLER B., CLAUSEN L., MEYERS A.M., KEW M.C., BOTHWELL T.H., SHER R. and G.B. MILLER 1955. Outbreak of Marburg virus disease in Johannesburg. Brit. Med. J., 4: 489-493.

GEOFFROY B., 1982. Culicides et arbovirus de Centrafrique. Thèse Doc. ès Sciences, Univ. Paris-Orsay.

GEORGES S., GOURIDEVIE M., RAO J.A., PRASAD S.R. et K.M. PAVRI, 1984. Isolation of West-Nile virus from the brains of children who had died of encephalitis. Bull. O.M.S., 62 (6): 879-882.

GEORGES A.J., LESBORDES J.L., GEORGES-COURBOT M., MEUNIER D.M. and J.P. GONZALEZ, 1987. Fatal hepatitis from West Nile virus. Ann. Inst. Pasteur, Virol., 138: 237-244.

GERMAIN M., 1986. La fièvre jaune en Afrique de l'Ouest: une dynamique spatiale. ORSTOM ACTUALITES, Juillet-Août.

GERMAIN M. et R. CORDELLIER, 1973. Séminaire sur la surveillance épidémiologique et la lutte contre la fièvre jaune. Rapport d'Observation, 11p.

GERMAIN M., CORDELLIER R., HERVÉ J.P., GEOFFROY B., BOUCHITÉ B., RAVAONJANA HARY C. et A. RICKENBACH, 1975. Présence en Afrique Centrale et Occidentale d'*Aedes (Stegomyia) opok* Corbet et Van Someren. Diagnose différentielle de l'espèce. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 13: 41-46.

GERMAIN M., CORNET M., MOUCHET J., HERVÉ J.P., ROBERT V., ADAM C., CORDELLIER R., HERVY J.P., DIGOUTTE J.P., MONATH T.P., SALAUN J.J., DEUBEL V., ROBIN Y., COZ J., TAUFFLIEB R., SALUZZO J.F. et J.P. GONZALEZ, 1981. La fièvre jaune selvatiche en Afrique: Données récentes et conceptions actuelles. Med. Trop., 41 (1): 31-43.

GERMAIN M., CORNET M., MOUCHET J., MONATH T.P., HERVÉ J.P., SALAUN J.J., CORDELLIER R., SALUZZO J.F., CAMICAS J.L., HERVY J.P., ROBERT V., DEUBEL V., GONZALEZ J.P., DIGOUTTE J.P. and D.O. DARWISH, 1982. Recent advances in research regarding sylvatic yellow fever in West Africa and Central Africa. Bull. Inst. Pasteur, Paris, 80: 315-330.

GERMAIN M., EOUZAN J.P. et L. FERRARA, 1972a. Données sur les facultés de dispersion de deux diptères d'intérêt médical: *Aedes africanus* (Theo.) et *Simulium damnosum* (Theo.), dans le domaine montagnard du nord du Cameroun occidental. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 10: 291-300.

GERMAIN M., EOUZAN J.P., FERRARA L. et J.P. BUTTON, 1972b. Observation sur l'écologie et le comportement particulier d'*Aedes africanus* (Theo.) dans le nord du Cameroun occidental. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Méd. et Parasitol., 10: 119-126.

GERMAIN M., EOUZAN J.P., FERRARA L. et J.P. BUTTON, 1973. Données complémentaires sur le comportement et l'écologie d'*Aedes africanus* (Theo.) dans le nord du Cameroun occidental. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 11: 127-146.

GERMAIN M., FRANCY D.B., MONATH T.P., FERRARA L., BRYAN J., SALAUN J.J., HEME G., RENAUDET J., ADAM F. and J.P. DIGOUTTE, 1980a. Yellow fever in the Gambia, 1978-1979: entomological aspects and epidemiological correlations. Am. J. Trop. Med. Hyg., 29 (5): 929-940.

GERMAIN M., FRANCY D.B., FERRARA L., SANYANG Y., MONATH T.P., BRYAN J., ADAM C. and J.J. SALAUN, 1980b. Yellow fever in the Gambia, 1978-1979: A complementary entomological survey done in October 1979. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 13 (1): 3-12.

GERMAIN M., HERVÉ J.P. et B. GEOFFROY, 1974. Évaluation de la durée du cycle trophogonique d'*Aedes africanus* (Theo), vecteur potentiel de fièvre jaune, dans une galerie forestière du sud de la République Centrafricaine. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 12: 127-134.

GERMAIN M., HERVÉ J.P. et B. GEOFFROY, 1977. Variation du taux de survie des femelles d'*Aedes africanus* (Theo.) dans une galerie forestière du sud de l'Empire Centrafricain. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 15: 291-299.

GERMAIN M., HERVÉ J.P., SUREAU P., FABRE J., ROBIN Y et B. GEOFFROY, 1976a. Une souche de virus amaril isolée d'*Aedes (St) opok* (Corbet et Van Someren), en RCA. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 14: 101-104.

GERMAIN M., MOUCHET J., CORDELLIER R., CHIPPAUX A., CORNET M., HERVÉ J.P., SUREAU P., FABRE J. et ROBIN Y., 1978. Épidémiologie de la fièvre jaune. Médecine Maladies infectieuses, 2: 69-77.

GERMAIN M., SALUZZO J.F., CORNET J.P., HERVÉ J.P., SUREAU P., CAMICAS J.L., ROBIN Y., SALAUN J.J. et G. HEME, 1979. Isolement du virus de

la fièvre jaune, de la ponte et des larves d'une tique *Amblyoma variegatum*. C.R. Acad. Sc. Paris, 289, série D: 635-637.

GERMAIN M., SUREAU P., HERVÉ J.P., FABRE J., MOUCHET J., ROBIN Y. et B. GEOFFROY, 1976b. Isolement du virus de la fièvre jaune à partir d'*Aedes* du groupe *A. africanus* (Theobald) en République Centrafricaine. Importance des savanes humides et semi-humides en tant que zone d'émergence du virus amaril. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 14: 125-139.

GILLIES M.T., 1980. The role of carbon dioxide in host finding by mosquitoes (Diptera: Culicidae). A review. Bull. Ent. Res., 70 (4): 525-532.

GILLIES M.T. and M. CŒTZE 1987. A supplement to the Anophelinae of Africa South of the Sahara (Afrotropical Region). Publication of the South African Institute of Medical Research. N° 55: 1-143.

GILLIES M.T. and B. DE MEILLON, 1968. The anophelinae of Africa South of the Sahara (Ethiopian zoogeographical region) Second Edition. The South African Institute for Medical Research P.O., Johannesburg (54): 343p.

GILLIES M.T. and WILKES T.S., 1969. A comparison of the range of attraction of animal baits and carbon dioxide for some west African mosquitoes. Bull. Ent. Res., 59 (3): 441-456.

GONZALEZ J.P. In: DIGOUTTE J.P. (ed.), 1988. Rapport annuel sur le fonctionnement technique de l'Institut Pasteur de Dakar, 100-118. Laboratoire d'Ecologie Virale.

GONZALEZ J.P., DU SAUSSAY C. GAUTUN J.C., McCORMICK J.B. et J. MOUCHET 1985. La dengue en Haute Volta: épidémies saisonnières en milieu urbain à Ouagadougou. Bul. Soc. Path. Exot., 78: 7-14.

GONZALEZ J.P., DU SAUSSAY C., GAUTUN J.C., MOUCHET J. and J.B. McCORMICK, 1984. Dengue in Burkina Faso (Upper Volta): an epidemic in Ouagadougou city, Upper Volta. Dengue Newsletter W.H.O, 10: 70-71.

GONZALEZ J.P., McCORMICK J.B., SALUZZO J.F., HERVÉ J.P., GEORGES A. J and K.M. JONHSON, 1983. An Arenavirus isolated from wild caught rodents (*Praomys* species) in the Central African Republic. Intervirology, 19: 105-112.

GONZALEZ J.P., SALUZZO J.F., HERVÉ J.P. et B. GEOFFROY, 1979. Enquête sérologique sur la prévalence des arbovirus chez l'homme en milieu forestier et périforestier de la région de la Lobaye (République Centrafricaine). Bul. Soc. Path. Exot., 72 (5-6): 416-423.

GORDON S.W., TAMMARIELLO R.F., LINTHICUM K.J., DOHM D.J., DIGOUTTE J.P. and M.A. CALVO-WILSON, 1991. Arbovirus isolations from mosquitoes collected during 1988 in the Senegal river basin. Am. J. Trop. Med., 47: 742-748.

GUBLER D.J. and L. ROSEN, 1976. Variation among geographic strains of *Aedes albopictus* in susceptibility to infection with Dengue viruses. Am. J. Trop. Med. Hyg., 25: 318-325.

GUILLAUD M., LE GUENNO B., WILSON M.L., DESOUTTER D., GONZALEZ J.P. et J.P. DIGOUTTE, 1988. Prévalence en anticorps contre le virus de la fièvre de la vallée du Rift chez les petits ruminants du Sénégal. Ann. Inst. Pasteur Virol., 139: 455-459.

HADDOW A.J., 1942. The mosquito fauna and climate of native hust at Kisumu, Kenya. Bull. Ent. Res., 33: 91-142/

HADDOW A.J., 1967-1968. The natural history of Yellow Fever in Africa. Proc. R. Soc. Edimburg, LXX: 191-227.

HADDOW A.J., WILLIAMS M.C., WOODALL J.P., SIMPSON D.I.H. and L.K.H. GOMA, 1964. Twelse isolations of Zika virus from *Aedes (Stegomyia) africanus* (Theobald), taken in and above a Uganda forest. Bull. O.M.S., 31: 57-69.

HALSTEAD S.B., YAMARAT C. and J.E. SCANLON, 1963. The thaï hemorrhagic fever epidemic of 1962; a preliminary report. J. Med. Assoc. Thailand, 46: 449-465.

HAMMON W.McD., RUDNICK A. and G.E. SATHER, 1960. Viruses associated with epidemic hemorrhagic fevers of the Philippines and Thailand. Science, 131: 1102-1103.

HAMON J., SALES S., COZ J., OUEDRAOGO G.S., DYEMKOUMA A. et B. DIALLO, 1964. Observations sur les préférences alimentaires des moustiques de la République de Haute Volta. Bul. Soc. Path. Exot., 57: 1133-1150.

HAMON J., PICHON G. et M. CORNET, 1971. La transmission du virus amaril en Afrique occidentale. Écologie, répartition, fréquence et contrôle des vecteurs, et observations concernant l'épidémiologie de la fièvre jaune. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 9 (1): 235-244.

HARDY J. L., HOUK E. J., KRAMER L. D. and W. C. REEVES, 1983. Intrinsic factors affecting vector competence of mosquitoes for arboviruses. Ann. Rev. Entom., 28: 229-262.

HERVÉ J.P., GERMAIN M. et B. GEOFFROY, 1976. Bioécologie comparée d'*Aedes (Stegomyia) opok* Corbet et Van Someren et *A. (St.) africanus* (Theo.) dans une galerie forestière du sud de l'Empire Centrafricain. I. Cycles d'agressivité. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 14: 235-244.

HERVÉ J.P., GERMAIN M. et B. GEOFFROY, 1977. Bioécologie comparée d'*Aedes (Stegomyia) opok* Corbet et Van Someren et *A. (St.) africanus* dans une galerie forestière du sud de l'Empire Centrafricain. II. Cycles saisonniers d'abondance. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 15: 271-282.

HERVY J.P., COURTOIS B., COURET D., HEME G., MONTENY-VANDERVORST N., SOULOUMIAC-DEPREZ D., SALAUN J.J. et A. CHIPPAUX, 1980. Isolements récents d'arbovirus à partir de moustiques sauvages, en Haute Volta. Deuxième Conférence internationale sur l'impact des maladies à virus sur le développement des pays Africains et du Moyen Orient, Nairobi, 1-6 Décembre 1980.

HERVY J.P et E. SIMONKOVICH, 1977. Étude des facteurs conditionnant la transmission inter-humaine d'arboviroses (dont la fièvre jaune), par des Culicidae du genre *Aedes*, dans une grande ville de savane soudanienne ouest-africaine. Rapport XVII^e Conf. Techn. O.C.C.G.E, Bobo- Dioulasso.

HERVY J.P., COURTOIS B., COURET D., MONTENY-VANDERVORST N., SOULOUMIAC-PEREZ D., SALAUN J.J. et A. CHIPPAUX. 1979. Isolement de virus amaril et d'autres arbovirus à partir d'*Aedes (Stegomyia)* capturés en savanne soudanienne près de Bobo Dioulasso (Haute Volta). Rapport XIX^e Conf. Techn. O.C.C.G.E, Bobo- Dioulasso.

HERVY J.P., FERRARA L. et F. LEGROS, 1985. *Aedes (Diceromyia) furcifer* (Edwards, 1913) et *Aedes (Diceromyia) taylori* (Edwards, 1936): diagnose des larves du quatrième stade. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 23 (1): 17-24.

HERVY J.P., LEGROS F., ROCHE J.C., MONTENY N. et B. DIACO, 1984. Circulation du virus dengue 2 dans plusieurs milieux boisés des savanes soudaniennes de la région de Bobo Dioulasso (Burkina Faso). Considérations entomologiques et épidémiologiques. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 22 (2): 135-143.

HUANG Y.M., 1985. A new african species of *Aedes* (Diptera: Culicidae). Mosq. Syst., 17 (2): 108-120.

IGARASHI A., 1978. Isolation of Singh's *Aedes albopictus* cell clone sensitive to dengue and chikungunya viruses. J. Gen. Virol., 50: 531-544.

IGARASHI A., 1979. A mutant Chikungunya virus isolated from a line of Singh's *Aedes albopictus* cells by plaque formation on virus-sensitive cloned cells obtained from an other Singh's *Aedes albopictus* cell line, 1979. Virology, 98: 385-392

IVANOVSKI D. I., 1894. Über die Mosaikkrankheit der Tabakspflanze (lu le 12 février 1892). Bull. Acad. Imp. Sci. Saint Petersbourg, 35: 67-70.

JOUAN A., COULIBALY I., ADAM F., PHILIPPE B., RIOU O., LE GUENNO B., CHRISTIE R., OULD MERZOUG N., KSIAZEK T. and J. P. DIGOUTTE, 1989. Analytical study of a Rift Valley fever epidemic. Res. Virol., 140: 175-186.

JOUAN A., LE GUENNO B., DIGOUTTE J. P., PHILIPPE B., RIOU O. and F. ADAM, 1988. An Rift valley fever epidemic in southern Mauritania. Ann. Inst. Pasteur Virol., 139: 455-459.

JOUSSET F.X., 1981. Geographic *Aedes aegypti* strains and dengue-2 virus: susceptibility, ability to transmit to vertebrate and transovarial transmission. Ann. Virol. (Inst. Pasteur), 1320E :357-370.

KARABATSOS N.K., 1985. International Catalogue of Arbovirus. Am. Soc. Trop. Med. Hyg., 3rd edit., San Antonio, Texas.

KELLOGG F.E., 1970. Water vapour and carbon dioxid receptors in *Aedes aegypti*. The Thomas Say Foundation, 6: 611p.

KEMP G.E., 1975. Viruses other than arenaviruses from West African wild mammals. Bull. W.H.O., 52: 615-620.

KIRK R., 1941. An epidemic of yellow fever in the Nuba Mountains, Anglo-Egyptian Sudan. Ann. trop. Med. Parasit., 35: 67-108.

KOKERNOT R.H., MEILLON B. de, PETERSON H.E., HEYMANN C.S. and K.C. SMITHBURN, 1957. Neutralizing antibodies to arthropod borne viruses in human beings and animals in the Union of South Africa. S. Afr. Med. J. Sci., 22: 71-80.

LE GONIDEC G. et F. DHIVER, 1973. Le virus de la fièvre jaune et autres arbovirus dans le Sénégal Oriental. Étude des sérum humains. Bul. Soc. Path. Exot., 66: 603-615.

LE GONIDEC G., RICKENBACH A., ROBIN Y. et G. HEME, 1978. Isolation d'une souche de virus Mokola au Cameroun. Ann. Microbiol. (Inst. Pasteur), 129A: 245-249.

LE GUENNO B., 1996. Recent West Nile outbreaks: 93. In symposium on Factors in the emergence of arbovirus diseases, 8-10 December, Annecy, France.

LEPINNEC L., DALGARNO L., HUONG V.T., MONATH T. P., DIGOUTTE J. P. and V. DEUBEL, 1994. Geographic distribution and evolution of yellow fever viruses based on direct sequencing of genomic cDNA fragments. J. G. Virol., 75 (Pt2): 417-423.

LEWIS D.J., 1943. Mosquitoes in relation to yellow fever in the Nuba Mountains, Anglo-Egyptian Sudan. Ann. Trop. Med. Parasit., 37: 65-76.

LHUILLIER M., SARTHOU J.L., CORDELLIER R., GERSHY-DAMET G.M., MONTENY N., BOUCHITÉ B., et P. CALEN, 1985. Épidémie rurale de fièvre jaune avec transmission interhumaine en Côte d'Ivoire en 1982. Bull. O.M.S., 69 (3): 527-536.

LINTHICUM K.J., KABURIA F.A., DAVIES F.G. and K.J. LINDQIST, 1985. A blood meal analysis of engorged mosquitoes found in Rift Valley Fever epizootic areas in Kenya. J. Am. Mosq. Control Assoc., 1: 93-95.

LINTHICUM K.J., DAVIES F.G., BAILEY C.L. and A. KAIRO, 1983. Mosquitoes species succession in a dambo in an East African forest. *Mosq. News*, 43: 464-470.

LISITZA M.A., DE FOLLIART G.R., YULL T.M. and M.G. KARANDINOS, 1977. Prevalence rate of La Crosse virus (California encephalitis group) in larvae from overwintered eggs of *Aedes triseriatus*. *Mosq. News*, 37: 745-750.

LWOFF, A., ANDERSON F.E. and F. JACOB, 1959. «Remarques sur les caractéristiques de la particule virale infectieuse». *Annales de l'Institut Pasteur*, XCVII, Paris, 1959.

MacNAMARA F. N., 1954. Zika virus: a report on three cases of human infection during an epidemic of jaundice in Nigeria. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 48: 139-145.

McINTOSH B.M., JUPP P.G. and J. DE SOUSA, 1972. Further isolations of arboviruses from mosquitoes collected in Tongaland, South Africa 1960-1968. *J. Med. Entomol.*, 9: 155-159.

McINTOSH B.M., JUPP P.G. and I. DOS SANTOS, 1978. Infection by Sindbis and West Nile viruses in Wild populations of *Culex (Culex) univittatus* Theobald (Diptera: Culicidae) in South Africa. *J. Entomol. Soc. South. Afr.*, 41: 57-67.

McINTOSH B.M., JUPP P.G., DOS SANTOS I. and B.J.H. BERNARD, 1981. Vector studies on Rift Valley Fever virus in South America. *Afr. Med. J.*, 58: 127-132.

MATHIOT C., FONTENILLE D., DIGOUTTE J.P. et P. COULANGES, 1986. A propos de l'isolement de deux arbovirus africains à partir de moustiques endémiques à Madagascar. *Bull. Soc. Path. Ex.*, 79: 334-341.

MATTINGLY P.F., 1952. The sub-genus *Stegomyia* (Diptera: Culicidae) in Ethiopian Region. I. A preliminary study of the distribution of species occurring in the west-african sub-region, with notes on taxonomy and bionomics. *Bull. Brit. Mus. (Nat. Hist.), Ent.*, 2 (5): 233-304.

MEEGAN J.M., SHOPE R.E., PETERS C.J. and J.P. DIGOUTTE, 1983. Zinga virus a strain of Rift Valley Fever Virus. Morbidity and Mortality. *Weekly Epidemiological Records*, 32 (7): 90-92.

M'FADYEAN J. 1900. African horse-sickness. J. Comp. Path. Ther. 13: 1-20.

MITCHELL C. J., 1983. Mosquito vector competence and arboviruses. Current topics in Vector Research, 1: 63-92.

MONATH T.P., 1972. Yellow fever in Nigeria: Summary of past, present, and possible future status. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. Parasitol., 10: 169-175.

MONDET B. et L. MONTAGNE, 1993. Présence en Côte d'Ivoire, variations saisonnières et statut épidémique d'*Aedes (Stegomyia) usumbara* Mattingly, 1953 (Dipetra: Culicidae). Ann. Soc. Entomol. Fr., 29: 261-267.

MONLUN E., ZELLER H.G., ADAM F., TRAORÉ-LAMIZANA M., et J.P. DIGOUTTE, 1992. Épidémiologie et pathologie atténuée du virus Dengue 2 en Afrique de l'Ouest. Comm. Société Française de Médecine interne, Juin 1992.

MONLUN E., ZELLER H.G., TRAORÉ-LAMIZANA M., HERVY J.P., ADAM F., MONDO M. et J.P. DIGOUTTE, 1992. Caractères cliniques et épidémiologiques de la Dengue 2 au Sénégal. Medecine Maladies Infectieuses, 22: 718-721.

MONLUN E., ZELLER H.G., LE GUENNO B., TRAORÉ-LAMIZANA M., HERVY J.P., ADAM F., FERRARA L., FONTENILLE D., SYLLA R., MONDO M. et J.P. DIGOUTTE, 1993. Surveillance de la circulation des arboviroses d'intérêt médical dans la région du Sénégal Oriental. Bul. Soc. Path. Exot. 86 21-28.

MOORE D.L., CAUSEY O.R., CAREY D.E., REDDY S., COOKE A.R., AKINKUGBE F.M., DAVID-WEST T.S. and G.E. KEMP, 1975. Arthropod-borne viral infections of man in Nigeria, 1967-1970. Ann. Trop. Med. Parasit., 69: 49-64.

NASCI R.S. and C.J. MITCHELL, 1996. Arbovirus titer variation in field-collected mosquitoes. J. Am. Mosq. Control. Assoc., 12 (2): 167-171.

NICOLLE C. et ADIL-BEY, 1902. Étiologie de la peste bovine; note contenue dans un pli cacheté déposé le 24 juillet 1899. C. R. Acad. Scéan. Acad. Sciences, 134: 321-324.

NOCARD E., ROUX A., BORREL A., SALIMBENI A.T. et E. DESJARDIN-BEAUMETZ, 1898. Le microbe de la péripneumonie. Annales Inst. Pasteur, 12: 240-262.

OMER S.M. and M.T. GILLIES, 1971. Loss of response to carbon dioxide in palpectomized females mosquitoes. *Entomologia Exp. Appl.*, 14: 251-252.

PAJOT F-X., 1972. Les vecteurs potentiels majeurs du virus amaril en République Centrafricaine. *Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol.*, 10: (2): 111-117.

PAJOT F-X., 1973. Contribution à l'étude écologique d'*Aedes (Stegomyia) simpsoni* (Theo.), 1905 (Diptera, Culicidae). Thèse, Fac. Sc. Orsay, 322p.

PAJOT F-X., 1975a. Contribution à l'étude écologique d'*Aedes (Stegomyia) simpsoni* (Theo.). Étude des gîtes larvaires en République Centrafricaine. *Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol.*, 13: 125-165.

PAJOT F-X., 1975b. Contribution à l'étude écologique d'*Aedes (Stegomyia) simpsoni* (Theo.). Observations concernant les stades pré-imaginaux. *Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol.*, 14: 31-48.

PAJOT F-X., 1976. Aspects physiologiques impliqués dans l'étude écologique des femelles d'*Aedes (Stegomyia) simpsoni* (Theo.): âge physiologique, cycle trophogonique, fécondité, longévité. *Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol.*, 14: 271-291.

PAJOT F-X., 1977. Préférences trophiques, cycles d'agressivité et lieu de repos d'*Aedes (Stegomyia) africanus* (Theo.), en République Centrafricaine. *Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol.*, 15: 73-92.

PHILIP C.B., 1930. The experimental transmission of yellow fever by mosquitoes. *Science*, 71: 614-615.

PROVOST A., 1989. La fièvre de la vallée du Rift. *La Recherche*, 20: 254-256.

QINTOS F.N. and L. LIM, 1956. Philippine hemorrhagic fever. *Santo Tomas J. Med.*, 11: 319-328.

QINTOS F.N., LIM L., JULIANO L., REYES A. and P. LACSON, 1954. Hemorhagic fever observed among children in the Philippines. *Philippines J. Pediat.*, 3: 1-9.

RACE M.W. and C.F.M. AGOSTINI, 1979. Dengue in the Caribbean: virus isolation in a mosquito (*Aedes pseudoscutellaris*) cell line. Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg., 73 (1): 18-22.

RAO T.R., SINGH K.R.P., DHANDA V. and P.N. BHATT, 1967. Experimental transmission of Chandipura virus by mosquitoes. Indian J. Med. Res., 55: 1306-1310.

REED W. and CARROL J., 1902. The etiology of yellow fever. Am. Med., 3: 301-305.

REED L.D. and K. H. MUENCH, 1938. A simple method of estimating fifty percent and point. Am. J. Hyg., 27: 493-497.

REEVES W.C. and W.M. HAMMON, 1942. Mosquitoes and encephalitis in Yakima Valley, Washington. IV. A trap for collecting live mosquitoes. J. Infect. Dis., 70: 275-277.

REISEN W.K. and P.F.L. BOREHAM, 1976. Feeding patterns of Punjab mosquitoes (Diptera; Culicidae): a short term survey. Biologia, 22: 299-304.

RENAUDET J., JAN C., RIDET J., ADAM C. et Y. ROBIN, 1978. Enquête sérologique pour les arbovirus dans la population humaine du Sénégal. Bul. Soc. Path. Exot., 71 (2): 131-140.

RICKENBACH A., FERRARA L., EOUZAN J.P., GERMAIN M. et J.P. BUTTON, 1972. Cycles d'agressivité et répartition verticale de quelques espèces de moustiques forestiers de la région de Yaoundé (Cameroun). Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. Parasitol., 10: 309-325.

RICKENBACH A., FERRARA L., GERMAIN M., EOUZAN J.P. et J.P. BUTTON, 1971. Quelques données sur la biologie de trois vecteurs potentiels de fièvre jaune: *Aedes (S.) africanus*, *Ae. (St.) simpsoni* et *Ae. (St.) aegypti* dans la région de Yaoundé (Cameroun). Cah. ORSTOM Sér. Ent. Med. Parasitol., 9: 285-300.

RICKENBACH A., GERMAIN M., EOUZAN J.P. et J.P. BUTTON, 1969. Recherches sur l'épidémiologie des arboviroses dans une région forestière du Sud-Cameroun. Bul. Soc. Path. Exot., 62 (2): 266-276.

RICKENBACH A., LE GONIDEC G. et P. RAVISSE, 1976. L'incidence des arbovirus isolés des moustiques dans une région forestière du sud Cameroun, la région de Yaoundé. Bul. Soc. Path. Exot., 69 (4): 372-381.

RICKENBACH A. et J. MOUCHET, 1981. Les diptères hémathophages vecteurs d'arbovirus en Afrique. Med. Trop., 41 (1): 13-22.

ROBERT V., LHUILLIER M., MEUNIER D., SARTHOU J.L., MONTENY N., DIGOUTTE J.P., CORNET M., GERMAIN M. et R. CORDELLIER, 1993. Virus amaril, dengue 2 et autres arbovirus isolés de moustiques au Burkina Faso, de 1983 à 1986. Considérations entomologiques et épidémiologiques. Bull. Soc. Path. Ex., 86: 90-100.

ROBIN Y. 1967. Manifestation du virus chikungunya au Sénégal, octobre-novembre 1966. Rapport VII^o Conf. techn. O.C.C.G.E., Bobo Dioulasso, II, 891-894.

ROBIN Y., BOURDIN P., LE GONIDEC G. et G. HEME, 1974. Virus de la forêt de Semliki et encephalomyélites équines au Sénégal. Ann. Inst. Pasteur, 125 A: 235-241.

ROBIN Y., BRÈS P., HENDERSON B.E. et WILLIAMS K.H., 1967. Une épidémie de fièvre jaune au Sénégal en 1965. Bull. O.M.S., 36: 118-128.

ROBIN Y., BRÈS P., LARTIGUE J.J., GIDEL R., LEFEVRE M., ATHAWAT B. et G. HERY, 1968. Les arbovirus en Côte d'Ivoire: enquête sérologique dans la population humaine. Bul. Soc. Path. Exot., 61 (6): 833-845.

ROBIN Y., BRÈS P., TAUFFLIEB R., CORNET M. et J.L. CAMICAS, 1970. Résultats des recherches effectuées sur l'écologie des arbovirus au Sénégal. Arbovirus Information Exchange, 21.

ROBIN Y., CORNET M., BRÈS P., HERY G. et R. CHATEAU, 1969. Isolement d'une souche de virus Middleburg à partir d'un lot d'*Aedes cumminsii* récolté à Bandia. Bul. Soc. Path. Exot., 62 (1): 112-118.

ROBIN Y., CORNET M., COULANGES P., LE GONIDEC P., DHIVER F., MARTY M., HERY G., VLASSAK C. et A GUEYE, 1971a. Les arbovirus au Sénégal. Étude dans la population humaine du village de Bandia. Afr. Méd., 10: 739-746.

ROBIN Y., CORNET M., HEME G. et G. LE GONIDEC, 1980. Isolement du virus de la Dengue au Sénégal. Ann. Virol. (Inst. Pasteur) 131E: 149-154.

ROBIN Y., CORNET M., LE GONIDEC G., CHATEAU R. et G. HEME, 1978. Un nouveau prototype d'arbovirus (Flavivirus) isolé au Sénégal: le virus Kédougou (Ar D 14701). Ann. Microbiol. (Inst. Pasteur), 129A: 239-244.

ROBIN Y., GIDEL R., LE GONIDEC G., MESNARD M., LEGAIT J.P., ATHAWET B., SOULOUMIAC D. et C. VLASSAK, 1971b. Les arbovirus en Côte d'Ivoire. Enquête sérologique dans la population humaine de la région d'Abengourou. Bul. Soc. Path. Exot., 64:(4): 434-446.

ROBIN Y., TAUFFLIEB R. et CORNET M., 1972. Passé, présent et devenir possibles de l'épidémiologie de la fièvre jaune et de la surveillance en Afrique de l'Ouest francophone. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Méd. et Parasitol., 10 (2): 95-97.

ROCHE J.C., CORDELLIER R., HERVY J.P., DIGOUTTE J.P. et N. MONTENY, 1983. Isolement de 96 souches de virus dengue 2 à partir de moustiques capturés en Côte d'Ivoire et en Haute Volta. Ann. Virol. (Inst. Pasteur), 134E: 233-244.

ROCHE S. et Y. ROBIN, 1967. Infections humaines par le virus Chikungunya à Rufisque (Sénégal), octobre-novembre 1966. Bull. Soc. Méd. Afr. Noire, 12: 490-496.

RODHAIN F., 1985. Transmission vectorielle: aspects actuels des recherches et perspectives. Bull. Inst. Pasteur, 83: 221-243.

RODHAIN F. et C. HANNOUN, 1979. Écologie dynamique des systèmes virus-vecteurs. Rev. Epidem. et Santé Publ., 27: 399-408.

RODIER G.R., GUBLER D.J., COPE S.E., CROPP C.B., SOLIMAN A.K., POLYCARPE D., ABDOURHAMAN M.A., PARRA J.P., MASLI J. and R.A. RAY, 1996. Epidemic dengue 2 in the city of Djibouti 1991-1992. Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg. 90: 237-240.

ROSEN L., 1981. Transmission transovarienne des arbovirus par les moustiques. Med. Trop., 30, (1): 177-183.

ROSEN L. and D. GUBLER, 1974. The use of mosquitoes to detect and propagate dengue viruses. Am. J. Trop. Med. Hyg. 23: 1153-1160.

ROSEN L., SHROYER D. A., TESH R. B. FREIER J. E. and J. C. LIEN, 1983. Transovarial transmission of dengue viruses by mosquitoes: *Aedes albopictus* and *Ae. aegypti*. Am. J. Trop. Med. Hyg., 32: 1108-1119.

ROUX J., ROBERT V., STANGHELLINI A., GAZIN P., LHUILLIER M., SALUZZO J.F., CORNET M., SARTHOU J.L., MOLEZ J.F., DARRIET F. et T.R. GUIGEMBE, 1984. L'épidémie de fièvre jaune du Sud-Est de la Haute Volta (Octobre-Décembre 1983): étude épidémiologique-résultats préliminaires. Med. Trop. (Mars) 44: 303-309.

SABIN A.B., 1948. Recent advances in phlebotomus and dengue fevers. Proc. 4th Intern. Cong. Trop. Med. and Malaria, 1: 520-525.

SABIN A. B., 1952. Research on dengue during World War II. Am. J. Trop. Med. Hyg., 1: 30-50.

SABIN A. B., 1955. Recent advances in our knowledge of dengue and sand-fly fever. Am. J. Trop. Med. Hyg., 6: 198-207.

SALAUN J.J. et H. BROTTE, 1967. Les arbovirus au Cameroun. Enquête sérologique. Bull. OMS, 37: 343-361.

SALAUN J.J., BROTTE H. et P. BRÉS, 1968. Arbovirus isolés au Cameroun à partir de fièvre exanthématiques. Bul. Soc. Path. Exot., 61 (3): 301-309.

SALAUN J.J., GERMAIN M., ROBERT V., ROBIN Y., MONATH T.P., CAMICAS J.L. et J.P. DIGOUTTE, 1981. La fièvre jaune au Sénégal de 1967 à 1980. Med. Trop., 41 (1): 45-51.

SALAUN J.J., RICKENBACH A., BRÈS P., BROTTE H., GERMAIN M., EOUZAN J.P. et L. FERRARA, 1969. Le virus Nkolbisson, (YM 31/65) nouveau prototype d'arbovirus isolé au Cameroun. Ann. Inst. Pasteur, 116 (2): 254-260.

SALAUN J.J., RICKENBACH A., BRÈS P., BROTTE H., GERMAIN M., EOUZAN J.P., FERRARA L., MENO J. et M. MANANG, 1969. Les arbovirus isolés à partir de moustiques au Cameroun. Bull. O.M.S., 41 (2): 233-241.

SALAUN J.J., RICKENBACH A., BRÈS P., GERMAIN M., EOZAN J.P. et L. FERRARA, 1968. Isolement au Cameroun de trois souches de virus Tataguine. Bul. Soc. Path. Exot., 61 (3): 557-564.

SALUZZO J.F., ADAM F., HEME G. et DIGOUTTE J.P. 1986. Isolement du virus à partir de rongeurs au Sénégal (1983-1985). Description d'un poxovirus. Bul. Soc. Path. Exot., 79: 323-333.

SALUZZO J.F., CORNET M., ADAM C., EYRAUD M. et J.P. DIGOUTTE, 1986. Dengue 2 au Sénégal Oriental, enquête sérologique dans les populations simiennes et humaines (1974-1985). Bul. Soc. Path. Exot., 79: 313-322.

SALUZZO J.F., CORNET M., CASTAGNET P., REY C. and J.P. DIGOUTTE, 1986. Isolation of Dengue 2 and Dengue 4 viruses from patients in Senegal. Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg., 80: 5.

SALUZZO J.F., DIGOUTTE J.P., CAMICAS J.L. and G. CHAUVANCY, 1985. Crimean-Congo haemorrhagic fever and Rift Valley fever in South-Eastern Mauritania. Lancet, i:116.

SALUZZO J.F., DIGOUTTE J.P., CHARTIER C., MARTINEZ D., and R. BADA, 1987. Focus of Rift Valley fever in southern Mauritania. Lancet i: 504.

SALUZZO J.F., DIGOUTTE J.P., CORNET M., BAUDON D., ROUX J. and V. ROBERT, 1984. Isolation of Crimean-congo haemorrhagic fever and Rift valley fever viruses in Upper Volta. The Lancet, 1: 1179.

SALUZZO J.F., GERMAIN M., HUARD M., ROBIN Y., GONZALEZ J.P., HERVÉ J.P., GEORGES A.J., HEME G. et J.P. DIGOUTTE, 1983. Le virus bozo (Arb 7343): un nouvel arbovirus du groupe Bunyamwera isolé en République Centrafricaine; sa transmission expérimentale par *Aedes aegypti*. Ann. Virol. (Inst. Pasteur), 134E: 221-232.

SALUZZO J.F., GONZALEZ J.P. et A.J. GEORGES, 1982. Mise en évidence d'anticorps anti-virus Marburg dans les populations humaines du Sud-Est de la République Centrafricaine. Ann. Virol. (Inst. Pasteur) 133 E: 129-131.

SALUZZO J.F., HERVÉ J.P., GERMAIN M., GEOFFROY B., HUARD M., FABRE J., SALAUN J.J., HEME G. et Y. ROBIN, 1979. Seconde série d'isolements du virus

de la fièvre jaune à partir d'*Aedes africanus* (Theobald) dans une galerie forestière des savanes semi-humides du sud de l'Empire Centrafricain. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Méd. et Parasitol., 17 (1): 19-24.

SALUZZO J.F., ROLLIN P.E., DAUGUET C., DIGOUTTE J.P., GEORGES A.J. et SUREAU P. 1984. Premier isolement du virus Mokola à partir d'un rongeur (*Lophuromys sikapusi*) Ann. Virol. (Inst. Pasteur) 135 E: 57-66.

SANARELLI G. 1898. Das myxomotogene virus; Beitrag zum Studium der Krankheitserreger ausserhalb des Schtbaren. Zentbl. Bakt., Parasitkde, Abt. I, 23: 867-873.

SEDILLOT C. 1878. De l'influence des découvertes de M. Pasteur sur les progrès de la chirurgie. C. R. Hebd. Sc. Acad. Sci., Paris, 86: 634-640.

SERVICE M.W., 1964. The attraction of mosquitoes by animal baits in the Northern Guinea Savannah of Nigeria. J. Ent. Soc. South Africa, 27: 29-36.

SERVICE M.W., 1965. The identifications of blood-meals from Culicine mosquitoes from Northern Nigeria. Bull. Ent. Res., 55: 637-643.

SERVICE M.W., 1990. Handbook to the Afrotropical toxorhynchitine and culicine mosquitoes, excepting *Aedes* and *Culex*. British Museum (Natural Histoy) London: 207p.

SERVICE M.W., 1993. Mosquito, ecology field sampling methods, second edition. Vector Biology and Control, Liverpool of Tropical Medecine, Liverpool, UK. Elsevier Applied Science, 988p.

SHOPE R.E., PETER C.J. and J.S. WALKER, 1980. Serological relation between Rift Valley Fever virus and the viruses of Phlebotomus fever serogroup. Lancet, 1: 886-887.

SMITHBURN K.C., HADDOW A.J. and J.D. GILLET, 1948. Rift Valley Fever, isolation of the virus from wild mosquitoes. Brit. J. Exp. Pathol., 29: 107-121.

SMITHBURN K.C., HADDOW A.J. and W.H.R. LUMSDEN, 1946. An outbreak of sylvan yellow fever in Uganda with *Aedes (Stegomyia) africanus* Theobald as principal vector and insect host of the virus. Ann. Trop. Med. Parasit. 59: 449-458.

SINGH K.R.P., 1967. Cell cultures derived from larvae of *Aedes albopictus* (Skuse) and *Aedes aegypti* (Linné). Current Science, 36: 506-508.

SNOW W. F. and P.F.L. BOREHAM, 1973. The feeding habits of some West African *Culex* (Dipt., Culicidae) mosquitoes. Bull. Entomol. Res., 62: 517-526.

SUDIA W.D. and R.W. CHAMBERLAIN, 1967. Collection and processing of Medical Important Arthropods for Arbovirus isolation. Atlanta: U.S. Department of Health, Education and Welfare, Public Health Service, Center for Disease Control.

SUREAU P., GERMAIN M., HERVÉ J.P., GEOFFROY B., CORNET J.P., HEME G. et Y. ROBIN, 1978. Isolation du virus Lagos Bat en Empire Centrafricain. Bul. Soc. Path. Exot., 70: 467-470.

TAKKEN W., 1991. The role of olfaction in host-seeking of mosquitoes: a review. Insect Sci. Applic., 12 (1): 287-295.

TAUFFLIEB R., CORNET M., LE GONIDEC G. et Y. ROBIN, 1973. Un foyer selvatique de fièvre jaune au Sénégal Oriental. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 21: 211-220.

TAUFFLIEB R., ROBIN Y. et M. CORNET, 1971. Le virus amaril et la faune sauvage en Afrique. Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Med. et Parasitol., 9 (4): 351-371.

TAYLOR R.M., HURLBUT H.S., DRESSLER H.R., SPANGLER E.W. and D. THRASHER, 1953. Isolation of West Nile virus from *Culex* mosquitoes. J. R. Egypt. Med. Assoc., 36: 199-208.

TAYLOR R.M., WORK T.H., HURLBUT H.S. and F. RIZK, 1956. A study of the ecology of West-Nile virus in Egypt. Am. J. Trop. Med. and Hyg., 5: 579-620.

TESH R.B. and B.N. CHANIOTIS, 1975. Transovarial transmission of viruses by phlebotominae sandflies. Ann. N.Y. Acad. Sci., 266: 125-134.

TESH R.B., GUBLER D.J. and L. ROSEN, 1976. Variation among geographic strains of *Aedes albopictus* in susceptibility to infections with Chikungunya virus. Amer. J. Trop. Med. Hyg., 25(2): 326-335.

THIONGANE Y., THONON J., ZELLER H.G., LAMIZANA M.T. et D. FONTENILLE, 1995. Épidémiosurveillance de la fièvre de la Vallée du Rift au Sénégal. Colloque International "Étiologie et Pathogénèse des Maladies infectieuses". 10-13 Avril 1995, Dakar, Senegal.

THIONGANE Y., ZELLER H.G., LO M.M., FATI N., AKAKPO J.A. et J.P. GONZALEZ, 1994. Baisse de l'immunité naturelle vis à vis de la fièvre de la vallée du Rift chez les ruminants domestiques du bassin versant du fleuve Sénégal après l'épidémie de 1987. Bull. Soc. Path. Ex., 87: 5-6.

TOMORI O., 1980. Rift Valley fever virus infection in man in Nigeria. J. Med. Virol., 5: 343-350.

TRAORÉ-LAMIZANA M., ZELLER H.G., MOLUN E., MONDO M., HERVY J.P., ADAM F. and J.P. DIGOUTTE, 1994. Dengue 2 outbreak in southeastern Senegal during 1990. Virus isolation from mosquitoes (Diptera: Culicidae). J Med. Entomol., 31 (4): 623-627.

TRAORÉ-LAMIZANA M., ZELLER H.G., MONDO M., HERVY J.P., ADAM F. and J. P. DIGOUTTE, 1994. Isolations of West Nile and Bagaza viruses from mosquitoes (Diptera: Culicidae) in Central Senegal (Ferlo). J. Med. Entomol. 31(6): 934-938.

TRAORÉ-LAMIZANA M., FONTENILLE D., ZELLER H.G., MONDO M., ADAM F., MAIGA A. et J.P. DIGOUTTE, 1994. Isolement du virus de la fièvre jaune de moustiques au cours d'une épidémie au Sénégal oriental. Implications épidémiologiques. IVème Congrès de la Société Ouest Africaine de Parasitologie Ouagadougou 05-09 Décembre 1994.

TRAORÉ-LAMIZANA M., FONTENILLE D., ZELLER H.G., MONDO M., DIALLO M., ADAM F., MAIGA A. et J.P. DIGOUTTE , 1995. La fièvre jaune à Kédougou en 1993. Résultats des enquêtes entomologiques, sérologiques et virologiques. Colloque International "Étiologie et Pathogénèse des Maladies infectieuses", 10-13 Avril 1995, Dakar, Senegal..

TRAORÉ-LAMIZANA M., FONTENILLE D., ZELLER H. G., MONDO M., DIALLO M., ADAM F., MAIGA A. et J.P. DIGOUTTE, 1996. Surveillance for yellow fever virus in eastern Senegal during 1993. J. Med. Entomol., 33 (5): 760-765.

TROUILLET J., BA Y., TRAORÉ-LAMIZANA M., ZELLER H.G., DIGOUTTE J.P. et D. FONTENILLE, 1995. Phlébotomes et arbovirus au Sénégal. Colloque International "Étiologie et Pathogénèse des Maladies infectieuses". 10-13 Avril 1995, Dakar, Senegal.

TROUILLET J., BA Y., TRAORÉ-LAMIZANA M., ZELLER H.G., DIGOUTTE J.P. et D. FONTENILLE, 1995. Phlébotomes (*Diptera, Psychodidae*) du Sénégal. Peuplement du Ferlo. Isolement d'arbovirus. Parasite, 2: 289-296

TROUILLET J. et G. VATTIER-BERNARD, 1993. Les Phlébotomes du Congo (*Diptera-Psychodidae*). Rev. Zool. Afr. Zool., 104: 477-540.

TURELL M.J. and C.L. BAILEY, 1987. Transmission studies in mosquitoes (Diptera: Culicidae) with disseminated Rift valley fever virus infections. J. Med. Entomol., 24 (1): 11-18.

TURELL M.J. and A.R. CYNTHIA, 1991. Potential for mosquito transmission of attenuated strain of Rift valley fever virus. Am. J. Trop. Med. Hyg., 44 (3): 278-382.

TURELL M.J. and P.V. PERKINS, 1990. Transmission of the Rift valley fever virus by Sand Fly, *Phlebotomus dubosqi* (Diptera: Psychodidae). Am. J. Trop. Med. Hyg., 42: 185-188.

TURELL M.J., LINTHICUM K.J. and J.R. BEAMAN, 1990. Transmission of the Rift valley fever virus by adult mosquitoes after ingestion of virus as larvae. Am. J. Trop. Med. Hyg., 43 (6): 677-680.

TURELL M.J., ROSSIGNOL P.A., SPIELMAN A., ROSSI, C.A. and C.L. BAILEY, 1984. Enhanced arboviral transmission by mosquitoes that concurrently ingested microfilariae. Sciences, 225 (4666): 1039-1041.

VARMA M.G.R., PUDNE M. and C.J. LEAKE, 1974. Cell lines from larvae of *Aedes (Stegomyia) malayensis* (Colless) and *Aedes (Stegomyia) pseudoscutellaris* (Theobald) and their infection with some arboviruses. Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg., 68: 374-382.

WEINBREN M.P., HADDOW A.J., and M.C. WILLIAMS, 1958. The occurrence of Chikungunya virus in Uganda. Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg., 52: 253-262.

WHITE G.B., 1971. Blood feeding habits of mosquitoes in the South Pare district of Tanzania ten years after cessation of a dieldrin residual spraying campaign. E. Afr. Med. J., 48:122-134.

WILSON M.L., CHAPMANN L.E., HALL D.B., DYKSTRA E.A., BÂ K., ZELLER H.G., TRAORÉ-LAMIZANA M., HERVY J.P., LINTHICUM K.J. and C.J. PETERS, 1991. Rift Valley fever virus transmission in rural Senegal: human risk factors and potential vectors. Comm. XLth annual meeting of the American Society of Tropical Medecine and Hygiene, 1-5 Dec. 1991, Boston, USA. Abstract n°405.

WILSON M.L., CHAPMANN L.E., HALL D.B., DYKSTRA E.A., BÂ K., ZELLER H.G., TRAORÉ-LAMIZANA M., HERVY J.P., LINTHICUM K.J. and C.J. PETERS, 1994. Rift Valley fever virus transmission in rural Senegal: human risk factors and potential vectors. Am. J. Trop. Med. Hyg., 50 (6): 663-675.

WORK T.H., 1971. On the Japanese B--West Nile virus complex or an arbovirus problem of six continents. Am. J. Trop. Med. Hyg., 20 (2): 169-186.

ZELLER H.G., DIALLO M., ANGEL G., TRAORÉ-LAMIZANA M., THONON J., DIGOUTTE J.P. et D. FONTENILLE, 1996. Le virus Ngari (Bunyaviridae: Bunyavirus). Premiers isolements chez l'homme au Sénégal, nouveaux vecteurs culicidiens, le point sur son épidémiologie. Bull. Soc. Path. Ex., 89: 12-16.

ZELLER H. G., DIGOUTTE J.P., CAMICAS J.L., CORNET J.P., FONTENILLE D. and M. TRAORÉ-LAMIZANA , 1992. Rift valley fever and Crimean-Congo hemorrhagic fever activity in Senegal in 1991-1992. Arthropod-borne Virus Information Exchange. June 1992. p.36.

ZELLER H.G., D. FONTENILLE, TRAORÉ-LAMIZANA M., THIONGANE Y. and J.P. DIGOUTTE, 1997. Enzootic activity of Rift Valley Fever virus in Sénégal. Am. J. Trop. Med. Hyg., 56 (3): 265-272.

ARTICLES

DIAGNE N., FONTENILLE D., KONATE L., FAYE O., TRAORÉ-LAMIZANA M., LEGROS F., MOLEZ J.F. et J.F. TRAPPE, 1994. Les anophèles du Sénégal. Liste commentée et illustrée. Bull. Soc. Path. Ex., 87: 267-277.

DIGOUTTE J.P., CALVO-WILSON M.A., MONDO M., TRAORÉ-LAMIZANA M. and F. ADAM, 1992. Continuous cell lines and immune ascitic fluid pools in arbovirus detection. Rev. Virol., 143: 417-422.

FONTENILLE D., TRAORÉ-LAMIZANA M., ZELLER H.G., TROUILLET J., LECLERC A., MONDO M., BA Y., DIGOUTTE J.P. and H.G. ZELLER , 1994. Phlebotomines sandflies and isolations of arboviruses from a sahelian region in Senegal, 1994. Am. J. Trop. Med. Hyg., 50 (5): 570-574.

FONTENILLE D., TRAORÉ-LAMIZANA M., ZELLER H.G., MONDO M., DIALLO M. and J.P. DIGOUTTE, 1995. Rift Valley Fever in Western Africa: Isolations from *Aedes* mosquitoes during an interepizootic period. Am. J. Trop. Med. Hyg., 52(5): 403-404.

MONLUN E., ZELLER H.G., TRAORÉ-LAMIZANA M., HERVY J.P., ADAM F., MONDO M. et J.P. DIGOUTTE, 1992. Caractères cliniques et épidémiologiques de la Dengue 2 au Sénégal. Medecine Maladies Infectieuses, 22: 718-721.

MONLUN E., ZELLER H.G., LE GUENNO B., TRAORÉ-LAMIZANA M., HERVY J. P., ADAM F., FERRARA L., FONTENILLE D., SYLLA R., MONDO M. et J.P. DIGOUTTE, 1993. Surveillance de la circulation des arboviroses d'intérêt médical dans la région du Sénégal Oriental. Bul. Soc. Path. Exot., 86 21-28

TRAORÉ-LAMIZANA M., ZELLER H.G., MONLUN E., MONDO M., HERVY J.P., ADAM F. and J.P. DIGOUTTE, 1994. Dengue 2 outbreak in Southeastern Senegal during 1990: virus isolations from mosquitoes (Diptera: Culicidae). J. Med. Entomol., 31 (4): 623-627.

TRAORÉ-LAMIZANA M., ZELLER H.G., MONDO M., HERVY J.P., ADAM F. and J.P. DIGOUTTE, 1994. Isolations of West Nile and Bagaza viruses from mosquitoes (Diptera: Culicidae) in Central Senegal (Ferlo). J. Med. Entomol., 31(6): 934-938.

TRAORÉ-LAMIZANA M., FONTENILLE D., ZELLER H.G., MONDO M., DIALLO M., ADAM F., MAIGA A. and J.P. DIGOUTTE, 1996. Surveillance for yellow fever virus in eastern Senegal during 1993. J. Med. Entomol., 33 (5): 760-765.

TROUILLET J., BA Y., TRAORÉ-LAMIZANA M., ZELLER H.G., DIGOUTTE J.P. et D. FONTENILLE, 1995. Phlébotomes (*Diptera, Psychodidae*) du Sénégal. Peuplement du Ferlo. Isolement d'arbovirus. Parasite, 2: 289-296

WILSON M.L., CHAPMAN L.E., HALL D.B., DYKSTRA E.A., BA K., ZELLER H.G., TRAORÉ-LAMIZANA M., HERVY J.P., LINTHICUM K.J. and C.J. PETERS, 1994. Rift Valley fever in rural Senegal: Human risk factors and potential vectors. American. J. Trop. Med. Hyg., 50 (6): 663-675.

ZELLER H.G., DIALLO M., ANGEL G., TRAORÉ-LAMIZANA M., THONON J., DIGOUTTE J.P. et D. FONTENILLE, 1996. Le virus Ngari (Bunyaviridae: Bunyavirus). Premiers isolements chez l'homme au Sénégal, nouveaux vecteurs culicidiens, le point sur son épidémiologie. Bull. Soc. Path. Ex., 89: 12-16.

ZELLER H.G., DIGOUTTE J.P., CAMICAS J.L., CORNET J.P., FONTENILLE D. and M. TRAORÉ-LAMIZANA, 1992. Rift valley fever and Crimean-Congo hemorrhagic fever activity in Senegal in 1991-1992. Arthropod-borne Virus Information Exchange. June 1992. p.36.

ZELLER H.G., FONTENILLE D., TRAORÉ-LAMIZANA M., THIONGANE Y. and J.P. DIGOUTTE, 1997. Enzootic activity of Rift Valley Fever virus in Sénégal. Am. J. Trop. Med. Hyg., 56 (3): 265-272.

ZELLER H.G., TRAORÉ-LAMIZANA M., MONLUN E., HERVY J.P., MONDO M. and J.P. DIGOUTTE , 1992. Dengue 2 virus isolation from humans during an epizootic in southeastern Senegal in November 1990. Res. Virol., 143: 101-102.

VALORISATION: - I - Communications ou présentation de posters à des conférences.

FONTENILLE D., TRAORÉ-LAMIZANA M, ZELLER H.G., TROUILLET J., LECLERC A., MONDO M., BA Y. and J.P. DIGOUTTE, 1993. Phlebotomines sandflies and isolations of arboviruses from a sahelian region in Senegal. Comm. XLth annual meeting of the American Society of Tropical Medicine and Hygiene, Oct. 31-Nov. 4 1993, Boston, USA. Abstract n° 264.

MONLUN E., ZELLER H.G., ADAM F., TRAORÉ-LAMIZANA M. et J.P. DIGOUTTE, 1992. Épidémiologie et pathologie atténuee du virus Dengue 2 en Afrique de l'Ouest. Comm. Société française de Médecine interne, juin 1992.

THIONGANE Y., THONON J., ZELLER H.G., LAMIZANA M.T. et D. FONTENILLE, 1995. Epidemiosurveillance de la fièvre de la Vallée du Rift au Sénégal. Colloque International "Étiologie et Pathogenèse des Maladies infectieuses". 10-13 Avril 1995, Dakar, Senegal.

TRAORÉ-LAMIZANA M., FONTENILLE D., ZELLER H.G., MONDO M., ADAM F., MAIGA A. et J.P. DIGOUTTE , 1994. Isolement du virus de la fièvre jaune de moustiques au cours d'une épidémie au Sénégal oriental. Implications épidémiologiques. IVème Congrès de la Société Ouest Africaine de Parasitologie Ouagadougou 05-09 Décembre 1994.

TRAORÉ-LAMIZANA M., FONTENILLE D., ZELLER H.G., MONDO M., DIALLO M., ADAM F., MAIGA A. et J.P. DIGOUTTE, 1995. La fièvre jaune à Kédougou en 1993. Résultats des enquêtes entomologiques, sérologiques et virologiques. Colloque International "Étiologie et Pathogenèse des Maladies infectieuses", 10-13 Avril 1995, Dakar, Senegal..

TROUILLET J., BA Y., TRAORÉ-LAMIZANA M., ZELLER H. G., DIGOUTTE J.P. et D. FONTENILLE, 1995. Phlébotomes et arbovirus au Sénégal. Colloque International "Étiologie et Pathogenèse des Maladies infectieuses". 10-13 Avril 1995, Dakar, Senegal.

WILSON M.L., CHAPMAN E.L, HALL D.B., DYKSTRA E.A., BA K., ZELLER H.G., TRAORÉ-LAMIZANA M., HERVY J.P. and K.J. LINTHICUM, 1991. Rift Valley fever virus transmission, in rural northern Senegal: human risk factors and potential vectors. Comm. XLth annual meeting of the American Society of Tropical Medicine and Hygiene, 1-5 Dec. 1991, Boston, USA. Abstract n° 405.

VALORISATION: - II - Littérature Grise.

CAMICAS J.L., HERVY J.P., FERRARA L., CORNET J.P., TRAORÉ-LAMIZANA M. et F. ADAM, avec la participation de WILSON M.L. et E. DYKSTRA, 1989.

Rapport d'activité du laboratoire ORSTOM de zoologie Médicale: Rapp. ann. sur le fonctionnement de l'Institut Pasteur de Dakar.

CAMICAS J.L., HERVY J.P., TRAORÉ-LAMIZANA M., FERRARA L., CORNET J.P. et F. ADAM, avec le concours de WILSON M.L. et E. DYKSTRA, 1989. Activités du laboratoire ORSTOM de zoologie médicale in Rapp. ann. du Centre Collaborateur OMS de Référence et de Recherche pour les Arbovirus (Institut Pasteur de Dakar).

CAMICAS J.L., TRAORÉ-LAMIZANA M., HERVY J.P., FERRARA L., CORNET J.P. et F. ADAM, avec la participation de WILSON M.L., DYKSTRA E. et E. SCHMIDT, 1990. Rapport d'activité du laboratoire ORSTOM de zoologie médicale. in: Rapp. ann. sur le fonctionnement de l'Institut Pasteur de Dakar.

CAMICAS J.L., TRAORÉ-LAMIZANA M., HERVY J.P., FERRARA L., CORNET J.P. et F. ADAM, avec la participation de WILSON M.L., DYKSTRA E. et E. SCHMIDT, 1990. Activités du laboratoire ORSTOM de zoologie médicale in Rapp. ann. du Centre Collaborateur OMS de Référence et de Recherche pour les Arbovirus (Institut Pasteur de Dakar).

CAMICAS J.L., FONTENILLE D., TRAORÉ-LAMIZANA M., CORNET J.P. et F. ADAM, 1991. Rapport d'activité du laboratoire ORSTOM de zoologie médicale. in: Rapp. ann. sur le fonctionnement de l'Institut Pasteur de Dakar. 165:180.

CAMICAS J.L., FONTENILLE D., TRAORÉ-LAMIZANA M., CORNET J.P. et F. ADAM, Centre Collaborateur OMS de Référence et de Recherche pour les Arbovirus (Institut Pasteur de Dakar).

FONTENILLE D., CAMICAS J.L., TRAORÉ-LAMIZANA M., CORNET J.P. et F. ADAM, 1992. Rapport d'activité du laboratoire ORSTOM de zoologie médicale. in: Rapp. ann. sur le fonctionnement de l'Institut Pasteur de Dakar. 179-192.

FONTENILLE D., CAMICAS J.L., TRAORÉ-LAMIZANA M., CORNET J.P. et F. ADAM, 1992. Activités du laboratoire ORSTOM de zoologie médicale in Rapp. ann. du Centre Collaborateur OMS de Référence et de Recherche pour les Arbovirus (Institut Pasteur de Dakar).

FONTENILLE D., TRAORÉ-LAMIZANA M., CORNET J.P., ADAM F. et L. LOCHOUARN, 1993. Activités du laboratoire ORSTOM de zoologie médicale in Rapp. ann. sur le fonctionnement de l'Institut Pasteur de Dakar. 192-209.

FONTENILLE D., TRAORÉ-LAMIZANA M., CORNET J.P., ADAM F. et L. LOCHOUARN, 1993. Activités du laboratoire ORSTOM de zoologie médicale in Rapp. ann. du Centre Collaborateur OMS de Référence et de Recherche pour les Arbovirus (Institut Pasteur de Dakar).

FONTENILLE D., TRAORÉ-LAMIZANA M., CORNET J.P., ADAM F. et L. LOCHOUARN, 1994. Activités du laboratoire ORSTOM de zoologie médicale in Rapp. ann. sur le fonctionnement de l'Institut Pasteur de Dakar, 136-157.

FONTENILLE D., TRAORÉ-LAMIZANA M., CORNET J.P., ADAM F. et L. LOCHOUARN, 1994. Activités du laboratoire ORSTOM de zoologie médicale in Rapp. ann. du Centre Collaborateur OMS de Référence et de Recherche pour les Arbovirus (Institut Pasteur de Dakar).

FONTENILLE D., TRAORÉ-LAMIZANA M., CORNET J.P., LOCHOUARN L., LEMASSON J.J., SIMARD F. et A. MAIGA, 1995. Activités du laboratoire ORSTOM de zoologie médicale in Rapp. ann. sur le fonctionnement de l'Institut Pasteur de Dakar, 192-209.

FONTENILLE D., TRAORÉ-LAMIZANA M., CORNET J.P., LOCHOUARN L., LEMASSON J.J., SIMARD F. et A. MAIGA,, 1995. Activités du laboratoire ORSTOM de zoologie médicale in Rapp. ann. du Centre Collaborateur OMS de Référence et de Recherche pour les Arbovirus (Institut Pasteur de Dakar).

Articles en préparation.

TRAORÉ-LAMIZANA M., FONTENILLE D., DIALLO M., MONDO M., ZELLER H.G., BA Y., THONON J., TROUILLET J., MAIGA A. et J.P. DIGOUTTE . Arbovirus surveillance in Barkedji area (Ferlo) Sénégal. (à soumettre à: Journal of Medical Entomology)

TRAORÉ-LAMIZANA M., FONTENILLE D., DIALLO M., MAIGA A. et DIGOUTTE J.P., 1996. Étude de la dynamique des populations culicidiennes de la région de Barkedji (Ferlo) Sénégal. (en préparation).

TRAORÉ-LAMIZANA M., DIALLO M. et D. FONTENILLE, 1996. Études isoenzymatiques des populations d'*Aedes vexans* vecteur de la Rift Valley Fever, de la

région de Barkedji (Ferlo). Comparaison avec des populations d'autres origines. (en préparation).

**UNIVERSITE DE PARIS-SUD
CENTRE D'ORSAY**

THESE

présentée pour obtenir le grade de

**DOCTEUR EN SCIENCES
DE L'UNIVERSITE DE PARIS XI**

par

Moumouni TRAORÉ-LAMIZANA

CONTRIBUTION A L'ÉTUDE DES VECTEURS DE VIRUS RESPONSABLES DE MALADIES ÉMERGENTES OU RÉÉMERGENTES AU SÉNÉGAL.

VOLUME II: Annexe

soutenue le 5 Novembre 1997
devant la Commission d'Examen:

Melle Ginette LAUGÉ Professeur à l'Université d'Orsay Laboratoire
De Reproduction, Développement de l'Insecte Présidente du Jury
M. Jean GÉNERMONT Professeur Université d'Orsay Laboratoire
de Biologie Évolutive et Dynamique des Populations Examinateur
Max GERMAIN Inspecteur Général de Recherche Honoraire de
l'ORSTOM Examinateur
Yves GILLON Directeur de Recherche ORSTOM, Directeur à l'INRA de
l'Unité de Recherches de Lutte Biologique URLB Rapporteur
Jean-Paul GONZALEZ Professeur de Microbiologie à l'Université
de Mahidol à Salaya en Thaïlande Directeur de Thèse
François RODHAIN Directeur de l'Unité d'Écologie des Systèmes
Vectoriels de l'Institut Pasteur de Paris Rapporteur

**UNIVERSITE DE PARIS-SUD
CENTRE D'ORSAY**

THESE

présentée pour obtenir le grade de

**DOCTEUR EN SCIENCES
DE L'UNIVERSITE DE PARIS XI**

par

Moumouni TRAORÉ-LAMIZANA

CONTRIBUTION A L'ÉTUDE DES VECTEURS DE VIRUS RESPONSABLES DE MALADIES ÉMERGENTES OU RÉÉMERGENTES AU SÉNÉGAL.

VOLUME II: Annexe

soutenue le 5 Novembre 1997
devant la Commission d'Examen:

Melle Ginette LAUGÉ Professeur à l'Université d'Orsay Laboratoire
De Reproduction, Développement de l'Insecte Présidente du Jury
M. Jean GÉNERMONT Professeur Université d'Orsay Laboratoire
de Biologie Évolutive et Dynamique des Populations Examinateur
Max GERMAIN Inspecteur Général de Recherche Honoraire de
l'ORSTOM Examinateur
Yves GILLON Directeur de Recherche ORSTOM, Directeur à l'INRA de
l'Unité de Recherches de Lutte Biologique URLB Rapporteur
Jean-Paul GONZALEZ Professeur de Microbiologie à l'Université
de Mahidol à Salaya en Thaïlande Directeur de Thèse
François RODHAIN Directeur de l'Unité d'Écologie des Systèmes
Vectoriels de l'Institut Pasteur de Paris Rapporteur

Fonds Documentaire ORSTOM

Cote: A *12606 Ex: 2

**CONTRIBUTION A L'ÉTUDE DES
VECTEURS DE VIRUS
RESPONSABLES DE MALADIES
ÉMERGENTES OU
RÉÉMERGENTES
AU SÉNÉGAL.**

VOLUME II: ANNEXE

Moumouni TRAORÉ-LAMIZANA

SOMMAIRE

	Page
Tableau A4	1
Tableau A5	2
Tableau A6	3
Tableau A7	4
Tableau A8	5
Tableau A9	6
Tableau A10	7
Graphique A2	8
Graphique A3	9
Graphique A4	10
Graphique A5	11
Graphique A6	12
Graphique A7	13
Tableau A11	14
Tableau A12	15
Tableau A13	16
Tableau A14	17
Tableau A15	18
Tableau A16	19
Graphique A8	20
Graphique A9	21
Graphique A10	22
Graphique A11	23
Graphique A12	24
Graphique A13	25
Tableau A18	26
Tableau A19	27
Tableau A20	28
Tableau A21	29
Tableau A22	30
Figure A11	31
Figure A12	34
Figure A13	36
Figure A14	38
Figure A15	41
Tableau A23	43

Tableau A24	44
Tableau A25	45
Tableau A26	46
Tableau A27	47
Tableau A28	48
Tableau A29	49
Tableau A31	50
Tableau A32	51
Tableau A33	52
Tableau A34	53
Tableau A35	54
Figure A17	55
Figure A18	58
Figure A19	60
Figure A20	62
Figure A21	65
Tableau A37	67
Tableau A38	69
Tableau A39	71
Tableau A40	73
Tableau A41	75
Figure A22	77
Figure A23	78
Tableau A46 et A47	81
Tableau A48	82
Tableau A49	83
Tableau A50	84
Tableau A51	85
Tableau A52	86
Tableau A53	87
Tableau A54 et A55	89
Tableau A56	90
Tableau A59	91
Tableau A59 et A60	92
Tableau A61	93
Tableau A62	94
Tableau A63	95
Tableau A64	96
Tableau A65	97

Tableau A66	98
Tableau A67 et A68	100
Tableau A69	101
Tableau A70	102
Diagramme A2	103
Diagramme A3	104
Diagramme A4	105
Diagramme A5	106
Diagramme A6	107
Figure A24	109
Figure A25	110
Figure A26	113
Figure A27	114
Figure A28	117
Figure A29	118
Figure A30	119
Figure A31	120
Figure A32	124
Figure A33	126
Figure A34	129
Figure A35	130
Figure A36	131
Figure A37	132
Figure A38	135
Figure A39	138
Figure A40	141
Figure A41	142
Figure A42	145
Figure A43	146
Figure A44	147
Figure A45	150

Genre	Sous Genre	Espèces	1990		1991		1992		1993		1994		1995		Total		Abondance %			
			Nombre capturé	Nombre de lots	Nombre capturé	Nombre de lots	Nombre capturé	Nombre de lots	Nombre capturé	Nombre de lots	Nombre capturé	Nombre de lots	Nombre capturé	Nombre de lots	Nombre capturé	Nombre de lots	Nombre capturé	Nombre de lots		
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles coustani</i>	117	7	543	25	456	35	901	61	833	42	300	30	3150	200	1,31	2,46		
		<i>Anopheles maculipennis</i>	1521	22	1375	35	247	17	1941	53	920	24	151	9	6155	160	2,56	1,97		
	Cellia	<i>Anopheles stephensi</i>	134	3	3613	56	0	0	561	12	399	11	9	1	4716	83	1,96	1,02		
		<i>Anopheles bradleyi</i>	0	0	133	4	10	5	151	22	68	11	65	8	427	50	0,18	0,62		
		<i>Anopheles brunnipes</i>	0	0	188	12	8	5	1044	35	182	12	42	4	1464	68	0,61	0,84		
		<i>Anopheles dinkeli</i>	0	0	301	15	67	10	482	36	255	22	77	12	1182	95	0,49	1,17		
		<i>Anopheles fuscovittis</i>	0	0	235	12	30	9	684	35	163	14	113	10	1225	80	0,51	0,99		
		<i>Anopheles funestus</i>	38	4	1230	41	107	50	3633	116	1126	46	687	26	7801	283	3,24	3,48		
		<i>Anopheles gambiae</i>	145	4	104	9	212	25	749	56	630	43	154	17	1994	154	0,43	1,90		
		<i>Anopheles karensis</i>	0	0	437	19	34	6	559	36	560	18	15	5	1605	84	0,67	1,03		
	Aedes	<i>Anopheles maculipalpis</i>	0	0	432	16	2	2	58	12	61	16	3	1	576	47	0,34	0,58		
		<i>Anopheles nubii</i>	85	7	29	7	65	12	72	15	308	85	12	644	78	0,27	0,96			
		<i>Anopheles pharoensis</i>	210	8	10	1	42	10	8	44	10	1	1	1	315	35	0,13	0,43		
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	19	3	259	7	116	14	255	28	162	19	78	9	889	80	0,37	0,99		
		<i>Anopheles rufipes</i>	120	5	6463	132	1937	57	13422	305	7215	123	934	30	30491	652	12,68	8,03		
		<i>Anopheles squamosus</i>	111	6	2038	47	503	21	2197	66	1388	31	89	11	6326	182	2,63	2,24		
		<i>Anopheles wiedemanni</i>	0	0	0	8	3	15	3	0	0	1	1	24	7	0,01	0,09			
Total Anophèles			2540	69	17340	438	4837	282	27135	898	14356	471	2809	189	69817	2347	28,71	28,98		
Aedomyia	Lepiochaeta	<i>Aedesmyia africana</i>	15	5	0	0	0	0	5	3	32	3	2	2	54	13	0,02	0,16		
		<i>Aedesmyia furvata</i>	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0,00	0,01		
Total Aedomyia			15	5	0	0	1	1	5	3	32	3	2	2	55	14	0,62	0,17		
Aedes	Aedes	<i>Aedes albopictus</i>	0	0	1	1	0	0	1	1	0	0	0	0	2	2	0,00	0,02		
		<i>Aedes argenteopunctatus</i>	316	8	737	23	2565	64	1387	63	1906	75	711	29	7622	262	3,17	3,23		
		<i>Aedes centropunctatus</i>	0	0	2	1	1	1	8	3	0	0	0	0	11	5	0,00	0,06		
		<i>Aedes communis</i>	2	1	0	0	0	0	2	2	1	1	0	0	5	4	0,00	0,05		
		<i>Aedes datanensis</i>	13700	144	10122	192	5064	130	10650	275	1568	68	1442	62	42586	869	17,71	10,70		
		<i>Aedes fowleri</i>	702	18	3126	68	471	32	1152	58	358	26	1663	75	7472	277	3,11	3,41		
		<i>Aedes hirtipes</i>	0	0	5	1	3	2	31	13	9	6	16	6	64	28	0,03	0,34		
		<i>Aedes minimus</i>	648	9	3191	53	4566	102	2721	72	843	40	1604	54	13573	330	5,65	4,06		
		<i>Aedes mixtus</i>	0	0	0	0	0	0	0	2	1	0	0	0	2	1	0,00	0,01		
		<i>Aedes ochraceus</i>	21	4	59	8	41	12	520	44	149	23	101	10	891	101	0,37	1,24		
		<i>Aedes vexans</i>	0	0	367	13	17	5	754	50	7	3	1	1	1146	72	0,48	0,39		
		<i>Aedes vexans</i>	925	19	3191	83	813	35	1020	59	846	63	448	37	7243	296	3,01	3,64		
		<i>Aedes sp.</i>	0	0	44	7	0	0	1	1	79	2	0	0	124	10	0,05	0,12		
Total Aedes			21504	361	28579	730	26793	792	34828	1105	22341	941	12450	589	142495	4418	59,27	54,48		
Tous espèces			<i>Eristomopodites quinquevittatus</i>	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	1	0	0,00	0,01		
Culex	Culex	<i>Culex annulirostris</i>	0	0	3	1	3	3	7	5	2	2	5	2	20	13	0,01	0,16		
		<i>Culex antennalis</i>	30	4	1	1	48	9	75	15	75	8	15	11	244	44	0,10	0,59		
		<i>Culex aurifer</i>	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1	0,00	0,01		
		<i>Culex bimaculatus</i>	50	5	0	0	21	7	56	16	51	16	2	1	180	45	0,07	0,55		
		<i>Culex debilis</i>	0	0	15	2	7	1	25	9	14	5	30	6	91	23	0,04	0,28		
		<i>Culex distinctus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	2	2	0,00	0,02		
		<i>Culex elongatus</i>	12	3	102	7	33	8	87	14	98	18	26	6	358	56	0,15	0,69		
		<i>Culex fuscipes</i>	28	6	16	2	92	4	1	1	0	0	0	0	137	13	0,06	0,16		
		<i>Culex fumiferanus</i>	1	1	0	0	4	4	1	1	4	2	1	1	11	9	0,00	0,11		
		<i>Culex jacchiae</i>	135	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	142	8	0,06	0,59		
		<i>Culex nebulosus</i>	55	6	0	0	90	14	268	25	204	21	307	23	924	89	0,38	1,10		
		<i>Culex perflavus</i>	564	9	1020	15	112	18	534	38	590	35	277	26	3097	141	1,29	1,74		
		<i>Culex punctifer</i>	633	14	161	8	754	35	1377	46	184	21	172	21	3285	145	1,37	1,79		
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	0	0	0	16	1	0	0	0	16	1	0,01	0,01		
		<i>Culex tarsalis</i>	0	0	8	1	2	1	8	3	33	7	0	0	51	12	0,02	0,15		
		<i>Culex thriambus</i>	1	1	0	0	2	1	5	3	3	2	0	0	11	7	0,00	0,09		
		<i>Culex tenuicornis</i>	45	4	38	4	0	0	0	0	0	0	0	0	43	8	0,03	0,10		
		<i>Culex sp.</i>	7	1	0	0	41	2	61	15	50	12	22	7	141	37	0,06	0,46		
		<i>Culex sinensis</i>	0	0	41	2	0	0	0	0	0	0	0	0	41	2	0,02	0,02		
Lutzia			<i>Culex sp.</i>	0	0	13	1	0	0	9	6	14	6	0	0	36	13	0,01	0,16	
Total Culex			1397	47	1464	43	1113	99	2529	197	1323	154	858	185	1824	645	3,59	7,94		
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia fitchii</i>	0	0	0	0	0	0	16	160	0	0	0	0	0	16	160	0,01	1,97	
		<i>Uranotaenia pseudofitchii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	0,00	0,01		
Toxorhynchites	Toxorhynchites	<i>Toxorhynchites brevipalpus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0,00	0,01	
		<i>Toxorhynchites viridescens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0,00	0,01	
		Total Toxorhynchites	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	3	3	0,00	0,02	
		Total femelles sauvages:	30675	497	48377	1264	35824	1315	67990	2427	40424	1649	17112	969	240402	8121	100	100		
		Moussonales sauvages:	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles fuscipes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	8	1	0	0	8	1	0,11	0,52		
		<i>Aedes datanensis</i>	0	0	0	0	0	0	4	1	0	0	0	0	4	1	0,05	0,52		
		<i>Aedes fowleri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	13	1	0,18	0,52	
		<i>Aedes vexans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	5	297	20	10,47	
		<i>Aedes fitchii</i>	0	0	0															

Genre	Sous Genre	Espèces	Juillet		Octobre		Novembre		Total		Abondance %	
			Nombre capturés	Nombre de lots								
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles coustani</i>	0	0	101	5	16	2	117	7	0,38	1,41
		<i>Anopheles ziemanni</i>	0	0	727	10	794	12	1521	22	4,96	4,43
	Celia	<i>Anopheles sp</i>	0	0	38	1	96	2	134	3	0,44	0,60
		<i>Anopheles funestus</i>	11	1	0	0	27	3	38	4	0,12	0,80
		<i>Anopheles gamblei</i>	13	1	132	3	0	0	145	4	0,47	0,80
		<i>Anopheles nili</i>	0	0	77	5	8	2	85	7	0,28	1,41
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	0	210	8	0	0	210	8	0,68	1,61
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	0	0	2	1	17	2	19	3	0,06	0,60
		<i>Anopheles rufipes</i>	20	1	51	2	49	2	120	5	0,39	1,01
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	7	1	104	4	111	6	0,36	1,21
Total Anopheles			44	3	1345	36	1111	29	2500	69	8,15	13,88
Aedeomyia	Lepiothaima	<i>Aedeomyia africana</i>	0	0	2	1	13	3	15	5	0,05	1,01
Total Aedeomyia			0	0	2	1	13	3	15	5	0,05	1,01
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	0	311	7	5	1	318	8	1,03	1,61
		<i>Aedes cumminsii</i>	2	1	0	0	0	0	2	1	0,01	0,20
		<i>Aedes dalziell</i>	12675	128	294	6	731	10	13700	144	44,66	28,97
		<i>Aedes fowleri</i>	577	10	99	6	26	2	702	18	2,29	3,62
		<i>Aedes minutus</i>	648	9	0	0	0	0	648	9	2,11	1,81
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	20	3	1	1	21	4	0,07	0,80
		<i>Aedes vittatus</i>	524	6	332	6	65	7	925	19	3,02	3,82
		<i>Aedes furcifer</i>	245	3	1089	12	1030	11	2364	26	7,71	5,23
	Diceromyia	<i>Aedes taylori</i>	57	3	582	8	617	8	1256	19	4,09	3,82
	Micidus	<i>Aedes sudanensis</i>	0	0	1	1	0	0	1	1	0,00	0,20
	Stegomyia	<i>Aedes aegypti</i>	87	4	39	5	45	7	171	16	0,56	3,22
		<i>Aedes africanus</i>	9	1	0	0	19	5	28	6	0,09	1,21
		<i>Aedes cozzi</i>	0	0	0	0	0	0	1	1	0,00	0,20
		<i>Aedes luteocephalus</i>	93	4	988	12	272	7	1353	23	4,41	4,63
		<i>Aedes metallicus</i>	3	1	0	0	0	0	3	1	0,01	0,20
		<i>Aedes neoafricanus</i>	0	0	0	0	6	1	6	1	0,02	0,20
		<i>Aedes opok</i>	0	0	0	0	1	1	1	1	0,00	0,20
		<i>Aedes unilineatus</i>	4	2	0	0	2	1	6	3	0,02	0,60
Total Aedes			14924	172	3755	66	2820	62	21504	301	70,10	60,56
Culex	Culex	<i>Culex antennatus</i>	0	0	0	0	30	4	30	4	0,10	0,80
		<i>Culex bitaeniorynchus</i>	0	0	7	1	43	4	50	5	0,16	1,01
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	0	2	1	10	2	12	3	0,04	0,60
		<i>Culex neavei</i>	0	0	9	1	46	5	55	6	0,18	1,21
		<i>Culex perifuscus</i>	492	6	72	3	0	0	564	9	1,84	1,81
		<i>Culex poicilipes</i>	0	0	91	5	542	9	633	14	2,06	2,82
		<i>Culex tritaeniorynchus</i>	0	0	0	0	0	0	1	1	0,00	0,20
		<i>Culex univittatus</i>	0	0	45	4	0	0	45	4	0,15	0,80
		<i>Culex sp</i>	0	0	0	0	7	1	7	1	0,02	0,20
		Total Culex	492	6	226	15	678	25	1397	47	4,55	9,46
Mansonia	Mansonioides	<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	741	10	3320	42	4601	52	15,00	10,46
Total Mansonia			0	0	741	10	3320	42	4601	52	15,00	10,46
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia mediolineata</i>	0	0	1	1	0	0	1	1	0,00	0,20
		<i>Mimomyia hispida</i>	0	0	0	0	135	3	135	3	0,44	0,60
		<i>Mimomyia lacustris</i>	0	0	0	0	103	3	102	3	0,33	0,60
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	147	2	0	0	0	0	147	2	0,48	0,40
		<i>Mimomyia splendens</i>	0	0	0	0	4	1	4	1	0,01	0,20
		<i>Mimomyia sp.</i>	0	0	0	0	3	1	3	1	0,01	0,20
		Total Mimomyia	147	2	1	1	245	8	392	11	1,28	2,21
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia sp.</i>	53	1	3	1	61	1	70	3	0,23	0,60
		<i>Uranotaenia ballouri</i>	0	0	136	3	9	1	145	4	0,47	0,80
		<i>Uranotaenia bilineata</i>	0	0	0	0	13	1	13	1	0,04	0,20
		<i>Uranotaenia fusca</i>	0	0	0	0	14	1	14	1	0,05	0,20
		<i>Uranotaenia nigromaculata</i>	6	1	13	1	5	1	24	3	0,08	0,60
		Total Uranotaenia	59	2	152	5	102	5	266	12	0,87	2,41
Total Général			15666	185	6222	134	8289	174	30675	497	100	100

Tableau A5: Résultats des captures de moustiques à Kédougou en 1990.

Capture annuelle de diptères à Kédougou en 1991.													
Mois			Juillet		Octobre		Novembre		Total		Abondance %		
Genre	Sous Genre	Spécies	Nombre capturés	Nombre de lots									
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles coustani</i>	20	1	445	17	78	7	543	25	1,12	1,98	
		<i>Anopheles ziemanni</i>	18	1	1283	27	74	7	1375	35	2,84	2,77	
	Cellia	<i>Anopheles sp</i>	146	4	3200	44	267	8	3613	56	7,47	4,44	
		<i>Anopheles brohieri</i>	0	0	0	0	133	4	133	4	0,27	0,32	
		<i>Anopheles brunnipes</i>	0	0	129	8	59	4	188	12	0,39	0,95	
		<i>Anopheles domesticus</i>	0	0	266	12	35	3	301	15	0,62	1,19	
		<i>Anopheles flavicosta</i>	0	0	119	7	116	5	235	12	0,49	0,95	
		<i>Anopheles funestus</i>	126	3	495	19	599	19	1220	41	2,52	3,25	
		<i>Anopheles gambiae</i>	23	2	81	7	0	0	104	9	0,22	0,71	
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	0	294	12	143	7	437	19	0,90	1,51	
		<i>Anopheles maculipalpis</i>	0	0	428	15	4	1	432	16	0,89	1,27	
		<i>Anopheles nigli</i>	2	1	14	3	13	3	29	7	0,06	0,55	
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	0	10	1	0	0	10	1	0,02	0,08	
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	0	0	0	0	259	7	259	7	0,54	0,55	
		<i>Anopheles rufipes</i>	233	5	4766	94	1464	33	6463	132	13,36	10,46	
		<i>Anopheles squamosus</i>	17	1	1964	42	57	4	2038	47	4,21	3,72	
	Total Anopheles		585	18	13494	308	3301	112	17380	438	35,93	34,71	
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes albovenralis</i>	0	0	0	0	1	1	1	1	0,00	0,08	
		<i>Aedes argenteopunctatus</i>	84	5	653	18	0	0	737	23	1,52	1,82	
		<i>Aedes centropunctatus</i>	0	0	0	0	2	1	2	1	0,00	0,08	
		<i>Aedes dalzielii</i>	7928	131	1435	36	759	25	10122	192	20,93	15,21	
		<i>Aedes fowleri</i>	3061	61	26	2	39	5	3126	68	6,46	5,39	
		<i>Aedes hirsutus</i>	0	0	5	1	0	0	5	1	0,01	0,08	
		<i>Aedes minutus</i>	3191	53	0	0	0	0	3191	53	6,60	4,20	
		<i>Aedes ochraceus</i>	2	1	49	4	8	3	59	8	0,12	0,63	
		<i>Aedes vexans</i>	178	2	189	11	0	0	367	13	0,76	1,03	
		<i>Aedes vittatus</i>	3067	69	61	7	63	7	3191	83	6,60	6,58	
		<i>Aedes sp</i>	2	1	33	3	9	3	44	7	0,09	0,55	
	Total Aedes		19887	406	4935	165	3757	159	28579	730	59,09	57,84	
	Culex	<i>Culex annulioris</i>	0	0	0	0	3	1	3	1	0,01	0,08	
		<i>Culex antennatus</i>	0	0	0	0	1	1	1	1	0,00	0,08	
		<i>Culex aurentiapex</i>	0	0	0	0	2	1	2	1	0,00	0,08	
		<i>Culex decens</i>	6	1	9	1	0	0	15	2	0,03	0,16	
		<i>Culex ethiopicus</i>	11	1	76	3	15	3	102	7	0,21	0,55	
		<i>Culex perfuscus</i>	987	11	26	2	7	2	1020	15	2,11	1,19	
		<i>Culex poicilipes</i>	0	0	61	3	100	5	161	8	0,33	0,63	
		<i>Culex univittatus</i>	0	0	30	2	8	2	38	4	0,08	0,32	
		<i>Culex sp</i>	24	4	145	6	61	5	230	15	0,48	1,19	
		<i>Culex cinereus</i>	0	0	0	0	41	2	41	2	0,08	0,16	
	Lutzia	<i>Culex tigripes</i>	13	1	0	0	0	0	13	1	0,03	0,08	
	Total Culex		1041	18	347	17	235	21	1623	56	3,36	4,44	
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Mansonia africana</i>	0	0	0	0	46	6	46	6	0,10	0,48	
		<i>Mansonia uniformis</i>	23	1	34	3	385	15	442	19	0,91	1,51	
		<i>Mansonia sp</i>	0	0	0	0	3	1	3	1	0,01	0,08	
Total Mansonia			23	1	34	3	434	22	491	26	1,02	2,06	
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia plumosa</i>	0	0	3	1	0	0	3	1	0,01	0,08	
		<i>Mimomyia sp.</i>	0	0	14	1	0	0	14	1	0,03	0,08	
Total Mimomyia			0	0	17	2	0	0	17	2	0,04	0,16	
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia sp.</i>	194	3	7	1	0	0	201	4	0,42	0,32	
		<i>Uranotaenia fusca</i>	2	1	0	0	0	0	2	1	0,00	0,08	
		<i>Uranotaenia mashonaensis</i>	5	1	0	0	0	0	5	1	0,01	0,08	
		<i>Uranotaenia mayeri</i>	0	0	47	2	0	0	47	2	0,10	0,16	
		<i>Uranotaenia nigromaculata</i>	0	0	21	2	0	0	21	2	0,04	0,16	
		Total Uranotaenia	201	5	75	5	0	0	276	10	0,57	0,79	
Total femelles sauvages:			21737	448	18902	500	7727	314	48366	1262	100	100	
Diptères divers sauvages													
<i>Phlebotome sp</i>			0	0	173	1	0	0	173	1	86,50	50,00	
<i>Ceratopogonide sp</i>			0	0	27	1	0	0	27	1	13,50	50,00	
Total diptères divers sauvages:			0	0	200	2	0	0	200	2	100	100	
Total Général			21737	448	19102	502	7727	314	48566	1264	-	-	

Tableau A6: Résultats des captures de diptères à Kédougou en 1991.

Mois			Juillet		Octobre		Novembre		Total		Abondance %		
Genre	Sous Genre	Spécies	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles coustani</i>	167	9	217	15	72	11	456	35	1,27	2,66	
		<i>Anopheles ziemanni</i>	0	-	169	9	78	8	247	17	0,69	1,29	
	Cellia	<i>Anopheles brochieri</i>	0	-	9	4	1	1	10	5	0,03	0,38	
		<i>Anopheles brunnipes</i>	0	-	5	2	3	3	8	5	0,02	0,38	
		<i>Anopheles domesticus</i>	8	2	56	6	3	2	67	10	0,19	0,76	
		<i>Anopheles flavicosta</i>	0	-	21	5	9	4	30	9	0,08	0,68	
		<i>Anopheles freebornensis</i>	0	-	3	1	0	-	3	1	0,01	0,08	
		<i>Anopheles funestus</i>	357	13	405	19	335	18	1097	50	3,06	3,80	
		<i>Anopheles gambiae</i>	163	10	32	9	17	6	212	25	0,59	1,90	
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	-	34	6	0	-	34	6	0,09	0,46	
		<i>Anopheles maculipalpis</i>	0	-	1	1	1	1	2	2	0,01	0,15	
		<i>Anopheles nili</i>	7	1	56	9	2	2	65	12	0,18	0,91	
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	-	4	3	38	7	42	10	0,12	0,76	
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	54	3	53	7	9	4	116	14	0,32	1,06	
		<i>Anopheles rufipes</i>	409	14	783	20	745	23	1937	57	5,41	4,33	
		<i>Anopheles squamosus</i>	9	2	326	11	168	8	503	21	1,40	1,60	
		<i>Anopheles wellcomei</i>	0	-	0	-	8	3	8	3	0,02	0,23	
Total Anopheles			1174	54	2174	127	1489	101	4837	282	13,50	21,44	
Aedeomyia	Lepiothauma	<i>Aedeomyia fufurea</i>	0	-	1	1	0	-	1	1	0,00	0,08	
Total Aedeomyia			0	-	1	1	0	-	1	1	0,00	0,08	
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	2508	55	57	9	0	-	2565	64	7,16	4,87	
		<i>Aedes centropunctatus</i>	0	-	1	1	0	-	1	1	0,00	0,08	
		<i>Aedes dalzielii</i>	721	22	4292	100	51	8	5064	130	14,14	9,89	
		<i>Aedes fowleri</i>	361	14	69	11	41	7	471	32	1,31	2,43	
		<i>Aedes hirsutus</i>	0	-	3	2	0	-	3	2	0,01	0,15	
		<i>Aedes minimus</i>	4562	98	4	4	0	-	4566	102	12,75	7,76	
		<i>Aedes ochraceus</i>	22	6	19	6	0	-	41	12	0,11	0,91	
		<i>Aedes vexans</i>	13	3	4	2	0	-	17	5	0,05	0,38	
		<i>Aedes vittatus</i>	519	19	120	7	174	9	813	35	2,27	2,66	
	Stegomyia	<i>Aedes furcifer</i>	5137	114	2662	69	349	13	8148	196	22,74	14,90	
		<i>Aedes taylori</i>	1733	49	630	23	315	12	2678	84	7,48	6,39	
		<i>Mucidus</i>	<i>Aedes sudanensis</i>	0	-	1	1	0	-	1	1	0,00	0,08
		<i>Neomelaniconion</i>	<i>Aedes mcintoshi</i>	50	10	8	4	4	4	62	18	0,17	1,37
		<i>Aedes aegypti</i>	33	9	57	7	7	3	92	19	0,26	1,44	
		<i>Aedes africanus</i>	92	4	0	-	0	-	92	4	0,26	0,30	
		<i>Aedes cozi</i>	1	1	3	3	0	-	4	4	0,01	0,30	
		<i>Aedes luteocephalus</i>	1758	52	317	11	71	6	2146	69	5,99	5,25	
		<i>Aedes metallicus</i>	3	2	8	3	0	-	11	5	0,03	0,38	
		<i>Aedes neoaficanus</i>	0	-	12	5	2	2	14	7	0,04	0,53	
		<i>Aedes unilineatus</i>	2	1	2	1	0	-	4	2	0,01	0,15	
Total Aedes			17515	459	8269	269	1014	64	26793	792	74,79	60,23	
Culex	Culex	<i>Culex annulioris</i>	0	-	2	2	1	1	3	3	0,01	0,23	
		<i>Culex antennatus</i>	0	-	13	4	35	5	48	9	0,13	0,68	
		<i>Culex bitaeniorhynchus</i>	4	1	7	4	10	2	21	7	0,06	0,53	
		<i>Culex decens</i>	7	1	0	-	0	-	7	1	0,02	0,08	
		<i>Culex ethiopicus</i>	9	2	11	3	13	3	33	8	0,09	0,61	
		<i>Culex neavei</i>	3	1	42	7	45	6	90	14	0,25	1,06	
		<i>Culex perfuscus</i>	44	4	36	7	32	7	112	18	0,31	1,37	
		<i>Culex poicilipes</i>	0	-	303	17	451	18	754	35	2,10	2,66	
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	0	-	2	1	0	-	2	1	0,01	0,08	
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	-	2	1	0	-	2	1	0,01	0,08	
		<i>Culex sp.</i>	41	2	0	-	0	-	41	2	0,11	0,15	
Total Culex			108	11	418	46	587	42	1113	99	3,11	7,53	
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Mansonia africana</i>	3	1	130	12	349	17	482	30	1,35	2,28	
		<i>Mansonia uniformis</i>	13	2	882	32	1526	40	2421	74	6,76	5,63	
		Total Mansonia	16	3	1012	44	1875	57	2903	104	8,10	7,91	
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia mediolineata</i>	3	1	2	2	1	1	6	4	0,02	0,30	
		<i>Mimomyia hispida</i>	0	-	1	1	2	1	6	4	0,02	0,30	
		<i>Mimomyia lacustris</i>	0	-	0	-	5	2	5	2	0,01	0,15	
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	0	-	51	6	6	4	57	10	0,16	0,76	
		<i>Mimomyia plumosa</i>	45	3	2	2	6	2	53	7	0,15	0,53	
Total Mimomyia			48	4	56	11	20	10	127	27	0,35	2,05	
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia sp.</i>	0	-	0	-	0	-	6	1	0,02	0,08	
		<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	-	11	1	18	4	29	5	0,08	0,38	
		<i>Uranotaenia bilineata</i>	0	-	1	1	0	-	1	1	0,00	0,08	
		<i>Uranotaenia fusca</i>	0	-	0	-	3	1	3	1	0,01	0,08	
		<i>Uranotaenia mashonaensis</i>	0	-	14	4	0	-	14	4	0,04	0,30	
Total Uranotaenia			0	-	26	6	21	5	53	12	0,15	0,91	
Total femelles sauvages:			18867	532	11951	504	5006	279	35824	1315	100	100	
Moustiques mâles sauvages:													
Aedes	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	11	2	10	1	17	3	38	6	2,43	12,24	
		<i>Aedes taylori</i>	53	5	0	-	5	1	58	6	3,72	12,24	
		<i>Mansonia africana</i>	0	-	0	-	3	1	3	1	0,19	2,04	
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Mansonia sp.</i>	0	-	732	15	653	19	1385	34	88,73	69,39	
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	-	-	-	77	2	77	2	4,93	4,08	
		Total mâles sauvages	64	7	742	16	1055	26	1561	49	100	100	
Diptères divers sauvages													
<i>Phlebotome sp.</i>			0	-	0	-	432	5	1032	9	98,10	90,00	
<i>Ceratopogonide sp.</i>			0	-	0	-	20	1	20	1	1,90	10,00	
Total diptères divers sauvages:			0	-	0	-	452	6	1052	10	100	100	
Total Général			18931	539	12693	520	6513	311	38437	1374	100	100	

Tableau A7: Résultats des captures de diptères et abondance en pourcentage à Kédougou en 1992.

			Juillet		Octobre		Novembre		Total		Abondance %		
Genre	Sous Genre	Espèces	Nombre Capturés	Nombre de lots									
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles coustani</i>	71	14	698	38	132	9	901	61	1,25	2,45	
		<i>Anopheles ziemanni</i>	1	1	1089	31	851	21	1941	53	2,70	2,13	
	Cellia	<i>Anophele sp</i>	0	0	561	12	0	0	561	12	0,78	0,48	
		<i>Anopheles brohieri</i>	1	1	100	14	54	7	151	22	0,21	0,88	
		<i>Anopheles brunnipes</i>	1	1	771	26	272	8	1044	35	1,45	1,40	
		<i>Anopheles domesticus</i>	9	4	391	26	82	6	482	36	0,67	1,44	
		<i>Anopheles flavicosta</i>	0	0	563	27	121	8	684	35	0,95	1,40	
		<i>Anopheles freetownensis</i>	0	0	0	0	3	2	3	2	0,00	0,08	
		<i>Anopheles funestus</i>	734	32	1840	54	1059	30	3633	116	5,05	4,65	
		<i>Anopheles gambiae</i>	564	29	143	20	42	7	749	56	1,04	2,25	
		<i>Anopheles hancocki</i>	3	3	484	26	72	7	559	36	0,78	1,44	
		<i>Anopheles maculipalpis</i>	3	2	29	6	26	4	58	12	0,08	0,48	
		<i>Anopheles nili</i>	2	2	53	9	17	4	72	15	0,10	0,60	
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	0	2	2	6	3	8	5	0,01	0,20	
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	64	11	185	15	6	2	255	28	0,35	1,12	
		<i>Anopheles rufipes</i>	1823	49	10376	216	1623	38	13822	305	19,20	12,23	
		<i>Anopheles squamosus</i>	9	3	1723	48	465	15	2197	66	3,05	2,65	
		<i>Anopheles wellcomei</i>	0	0	14	2	1	1	15	3	0,02	0,12	
Total Anopheles			3285	152	19022	572	4832	172	27135	898	37,69	36,02	
Aedeomyia	Lepiothuma	<i>Aedeomyia africana</i>	0	0	1	1	4	2	5	3	0,01	0,12	
Total Aedeomyia			0	0	1	1	4	2	5	3	0,01	0,12	
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes albovenralis</i>	1	1	0	0	0	0	1	1	0,00	0,04	
		<i>Aedes argenteopunctatus</i>	311	19	1073	42	3	2	1387	63	1,93	2,53	
		<i>Aedes centropunctatus</i>	0	0	8	3	0	0	8	3	0,01	0,12	
		<i>Aedes cumminsii</i>	0	0	0	0	2	2	2	2	0,00	0,08	
		<i>Aedes dalzielii</i>	502	25	8411	200	1737	48	10650	273	14,79	10,95	
		<i>Aedes fowleri</i>	905	34	183	17	64	7	1152	58	1,60	2,33	
		<i>Aedes hirsutus</i>	9	4	17	8	5	1	31	13	0,04	0,52	
		<i>Aedes minutus</i>	2717	69	3	2	1	1	2721	72	3,78	2,89	
		<i>Aedes ochraceus</i>	256	14	255	25	9	5	520	44	0,72	1,76	
		<i>Aedes vexans</i>	5	2	742	44	7	4	754	50	1,05	2,01	
		<i>Aedes vittatus</i>	902	40	69	11	49	8	1020	59	1,42	2,37	
		<i>Aedes sp</i>	0	0	1	1	0	0	1	1	0,00	0,04	
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	1908	61	4251	108	2531	63	8690	233	12,07	9,35	
		<i>Aedes taylori</i>	248	12	611	32	1054	36	1913	79	2,66	3,17	
Mucidus		<i>Aedes sudanensis</i>	2	1			1	1	3	2	0,00	0,08	
Neomelanconion	<i>Aedes mcintoshi</i>	76	14	27	9	33	5	136	28	0,19	1,12		
Stegomyia	<i>Aedes aegyptii</i>	37	12	22	9	5	10	69	26	0,10	1,04		
	<i>Aedes africanus</i>	1	1	0	0	0	0	1	1	0,00	0,04		
	<i>Aedes corzi</i>	0	0	0	0	1	1	1	1	0,00	0,04		
	<i>Aedes luteocephalus</i>	563	18	879	43	270	11	1712	72	2,38	2,89		
	<i>Aedes metallicus</i>	1	1	27	9	6	4	34	14	0,05	0,56		
	<i>Aedes neoaficanus</i>	0	0	0	0	6	1	6	1	0,01	0,04		
	<i>Aedes unilineatus</i>	12	6	4	3			16	9	0,02	0,36		
Total Aedes			8456	334	16583	566	5784	210	30828	1105	42,82	44,32	
Culex	Culex	<i>Culex annulioris</i>	1	1	1	1	5	3	7	5	0,01	0,20	
		<i>Culex antennatus</i>	3	3	32	8	40	4	75	15	0,10	0,60	
		<i>Culex aurentapex</i>	5	4	0	0	0	0	5	5	0,01	0,20	
		<i>Culex bitaeniorthynchus</i>	5	4	22	7	29	5	56	16	0,08	0,64	
		<i>Culex decens</i>	2	1	8	4	15	4	25	9	0,03	0,36	
		<i>Culex ethiopicus</i>	2	2	40	6	45	6	87	14	0,12	0,56	
		<i>Culex neavei</i>	45	6	100	11	123	8	268	25	0,37	1,00	
		<i>Culex perfuscus</i>	458	22	51	10	25	6	534	38	0,74	1,52	
		<i>Culex poicilipes</i>	6	5	392	15	975	26	1377	46	1,91	1,85	
		<i>Culex pruina</i>	16	1	0	0	0	0	16	1	0,02	0,04	
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	8	3	0	0	0	0	8	3	0,01	0,12	
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	0	5	3	0	0	5	3	0,01	0,12	
		<i>Culex wattii</i>	1	1			0	0	1	1	0,00	0,04	
		<i>Culex sp</i>	17	5	33	8	11	2	61	15	0,08	0,60	
	Lutzia	<i>Culex tigripes</i>	7	4	1	1	1	1	9	6	0,01	0,24	
Total Culex			576	62	685	74	1269	65	2534	202	3,52	8,10	
Ficalbia	Ficalbia	<i>Ficalbia uniformis</i>	15	3	0	0	1	1	16	160	0,02	6,42	
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Mansonia africana</i>	0	0	116	14	141	10	257	24	0,36	0,96	
		<i>Mansonia uniformis</i>	7	3	2652	68	3782	65	6441	136	8,95	5,46	
Total Mansonia			7	3	2768	82	3923	75	6698	160	9,30	6,42	
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia mediolineata</i>	5	2	1	1	3	2	9	5	0,01	0,20	
		<i>Mimomyia hispida</i>	0	0	1	1	0	0	1	1	0,00	0,04	
		<i>Mimomyia lacustris</i>	0	0	0	0	8	1	8	1	0,01	0,04	
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	159	7	347	12	42	4	548	23	0,76	0,92	
		Total Mimomyia	164	9	349	14	53	7	566	30	0,79	1,20	
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	0	0	23	3	114	14	0,16	0,56	
		<i>Uranotaenia bilineata</i>	1	1	0	0	0	0	0	1	0,00	0,04	
		<i>Uranotaenia fusca</i>	0	0	0	0	1	1	1	1	0,00	0,04	
		<i>Uranotaenia maskonensis</i>	24	3	56	7	5	2	85	12	0,12	0,48	
		<i>Uranotaenia mayeri</i>	0	0	8	2	0	0	8	2	0,01	0,08	
Total Uranotaenia			25	4	64	9	29	6	208	30	0,29	1,20	
Total Général			12523	563	39563	1331	15904	533	71992	2493	100	100	

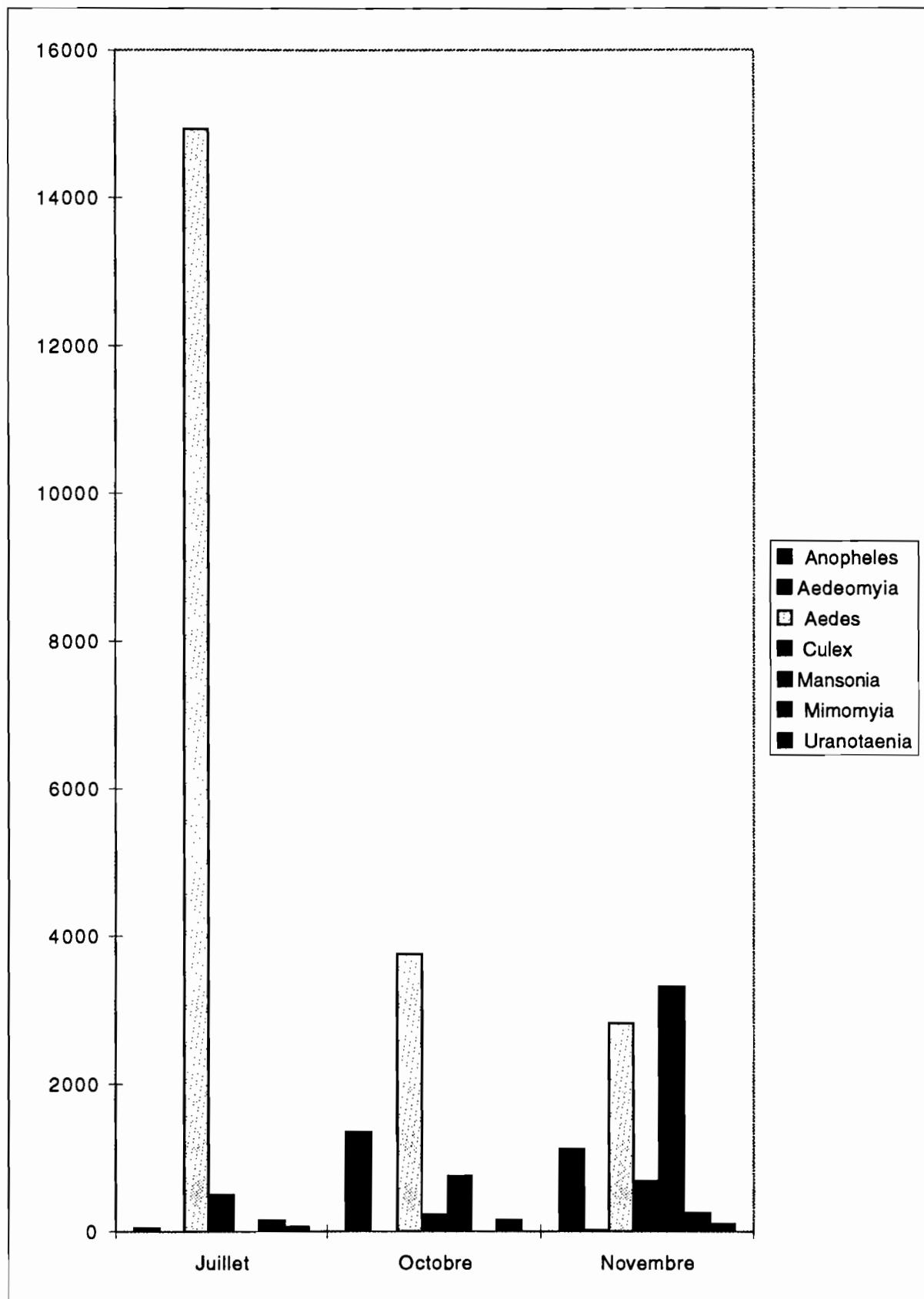
Tableau A8: Résultats des captures d'émoustiques et abondance en pourcentage à Kédougou en 1993.

Genre	Sous Genre	Espèces	Juillet		Octobre		Novembre		Total		Abondance		
			Nombre capturés	Nombre de lots									
Anopheles	Cellia	<i>Anopheles coustani</i>	98	14	817	28	82	7	997	49	2,08	2,65	
		<i>Anopheles ziemanni</i>	0	0	550	14	382	13	932	27	1,95	1,46	
		<i>Anophele sp</i>	317	10	82	1	300	3	699	14	1,46	0,76	
		<i>Anopheles brohieri</i>	1	1	44	6	45	6	90	13	0,19	0,70	
		<i>Anopheles brunnipes</i>	0	0	37	6	261	9	298	15	0,62	0,81	
		<i>Anopheles domesticus</i>	35	8	166	12	74	5	275	25	0,57	1,35	
		<i>Anopheles flavicosta</i>	1	1	96	8	194	10	291	19	0,61	1,03	
		<i>Anopheles freebornensis</i>	1	1	21	3	0	0	22	4	0,05	0,22	
		<i>Anopheles funestus</i>	532	24	339	13	584	19	1455	56	3,04	3,03	
		<i>Anopheles gambiae</i>	272	19	307	19	78	8	657	46	1,37	2,49	
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	0	633	16	274	11	907	27	1,90	1,46	
		<i>Anopheles maculipalpis</i>	12	4	42	9	67	7	121	20	0,25	1,08	
		<i>Anopheles nili</i>	13	6	252	13	43	6	308	25	0,64	1,35	
		<i>Anopheles pharoensis</i>	4	2	36	6	5	3	45	11	0,09	0,60	
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	131	10	19	7	12	2	162	19	0,34	1,03	
		<i>Anopheles rufipes</i>	1584	45	7502	113	2803	60	11889	218	24,84	11,81	
		<i>Anopheles squamosus</i>	8	4	1470	26	452	13	1930	43	4,03	2,33	
Total Anopheles			3009	149	12413	300	5656	182	21078	631	44,05	34,18	
Aedeomyia	Lepiothauma	<i>Aedeomyia africana</i>	1	1	0	0	31	2	32	3	0,07	0,16	
Total Aedeomyia			1	1	0	0	31	2	32	3	0,07	0,16	
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	1485	48	444	23	116	10	2045	81	4,27	4,39	
		<i>Aedes cumminsi</i>	1	1	0	0	0	0	1	1	0,00	0,05	
		<i>Aedes dalzielii</i>	705	33	163	15	1149	34	2017	82	4,21	4,44	
		<i>Aedes fowleri</i>	346	21	10	3	2	2	358	26	0,75	1,41	
		<i>Aedes hirsutus</i>	2	1	3	2	6	4	11	7	0,02	0,38	
		<i>Aedes minutus</i>	835	35	7	4	1	1	843	40	1,76	2,17	
		<i>Aedes mixtus</i>	0	0	2	1	0	0	2	1	0,00	0,05	
		<i>Aedes ochraceus</i>	102	11	37	7	18	6	157	24	0,33	1,30	
		<i>Aedes vexans</i>	5	2	3	1	3	2	11	5	0,02	0,27	
		<i>Aedes vittatus</i>	656	45	155	11	35	7	846	63	1,77	3,41	
		<i>Aedes sp</i>	79	2	0	0	0	0	79	2	0,17	0,11	
		<i>Aedes furcifer</i>	5685	156	2514	72	2366	72	10565	300	22,08	16,25	
		<i>Aedes taylori</i>	1283	50	186	8	522	18	1991	76	4,16	4,12	
		<i>Aedes sudanensis</i>	0	0	3	2	0	0	3	2	0,01	0,11	
		<i>Neomelaniconion</i>	125	20	18	6	2	1	145	27	0,30	1,46	
	Stegomyia	<i>Aedes aegyptii</i>	37	12	11	4	17	6	65	22	0,14	1,19	
		<i>Aedes cozi</i>	4	2	0	0	0	0	4	2	0,01	0,11	
		<i>Aedes luteocephalus</i>	1945	66	846	28	926	33	3717	127	7,77	6,88	
		<i>Aedes metallicus</i>	11	10	9	6	13	5	33	21	0,07	1,14	
		<i>Aedes neoafricanus</i>	2	2	32	6	12	5	46	13	0,10	0,70	
		<i>Aedes opok</i>	1	1	0	0	0	0	1	1	0,00	0,05	
		<i>Aedes unilineatus</i>	3	2	0	0	0	0	3	2	0,01	0,11	
Total Aedes			13312	520	4443	199	5188	206	22943	925	47,94	50,11	
Eretmapodites	Eretmapodites	<i>Eretmapodites quinquevittatus</i>	0	0	1	1	0	0	1	1	0,00	0,05	
Culex	Culex	<i>Culex annulioris</i>	0	0	1	1	1	1	2	2	0,00	0,11	
		<i>Culex antennatus</i>	1	1	30	2	52	6	83	9	0,17	0,49	
		<i>Culex bitaeniorynchus</i>	7	4	17	9	29	4	53	17	0,11	0,92	
		<i>Culex decens</i>	0	0	7	4	7	1	14	5	0,03	0,27	
		<i>Culex duntoni</i>	0	0	0	0	1	1	1	1	0,00	0,05	
		<i>Culex ethiopicus</i>	22	8	45	5	30	5	97	18	0,20	0,98	
		<i>Culex neavei</i>	4	3	90	12	126	8	220	23	0,46	1,25	
		<i>Culex perfuscus</i>	88	9	495	22	43	7	626	38	1,31	2,06	
		<i>Culex poicilipes</i>	52	7	27	7	109	7	188	21	0,39	1,14	
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	29	5	3	1	1	1	33	7	0,07	0,38	
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	2	1	1	1	0	0	3	2	0,01	0,11	
		<i>Culex sp</i>	21	5	14	2	15	5	50	12	0,10	0,65	
		<i>Lutzia</i>	2	2	4	3	9	2	15	7	0,03	0,38	
		Total Culex	228	45	734	69	423	48	1385	162	2,89	8,78	
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Mansonia africana</i>	1	1	40	5	202	10	243	16	0,51	0,87	
		<i>Mansonia uniformis</i>	16	4	380	13	842	22	1238	39	2,59	2,11	
		<i>Mansonia sp</i>	2	1	0	0	0	0	2	1	0,00	0,05	
Total Mansonia			19	6	420	18	1044	32	1483	56	3,10	3,03	
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia mediolineata</i>	1	1	6	3	3	1	10	5	0,02	0,27	
		<i>Mimomyia lacustris</i>	0	0	0	0	1	1	1	1	0,00	0,05	
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	50	6	33	7	118	6	201	19	0,42	1,03	
		<i>Mimomyia plumosa</i>	0	0	1	1	4	3	5	4	0,01	0,22	
		<i>Mimomyia sp.</i>	4	1	0	0	0	0	4	1	0,01	0,05	
Total Mimomyia			55	8	40	11	126	11	221	30	0,46	1,63	
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	12	1	0	0	12	1	0,03	0,05	
		<i>Uranotaenia mashonaensis</i>	5	1	286	13	205	7	496	21	1,04	1,14	
		<i>Uranotaenia mayeri</i>	0	0	195	11	28	5	223	16	0,47	0,87	
		Total Uranotaenia	5	1	493	25	233	12	731	38	1,53	2,06	
Total femelles sauvages:			16629	730	18525	623	12701	493	47855	1846	100	100	
Moustiques mâles sauvages:													
Aedes	Anophèles	<i>Anopheles rufipes</i>	8	1	0	0	0	0	8	1	0,89	3,23	
	Aedimorphus	<i>Aedes vittatus</i>	23	3	0	0	0	0	23	3	2,57	9,68	
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	0	0	5	2	18	4	23	6	2,57	19,35	
		<i>Aedes taylori</i>	10	3	2	1	4	2	16	6	1,79	19,35	
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Mansonia africana</i>	0	0	0	0	34	1	34	1	3,79	3,23	
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	231	4	561	10	792	14	88,39	45,16	
Total mâles sauvages			41	7	238	7	617	17	896	31	100	100	
Total Général			16670	737	18782	630	13318	510	48770	1877	-	-	

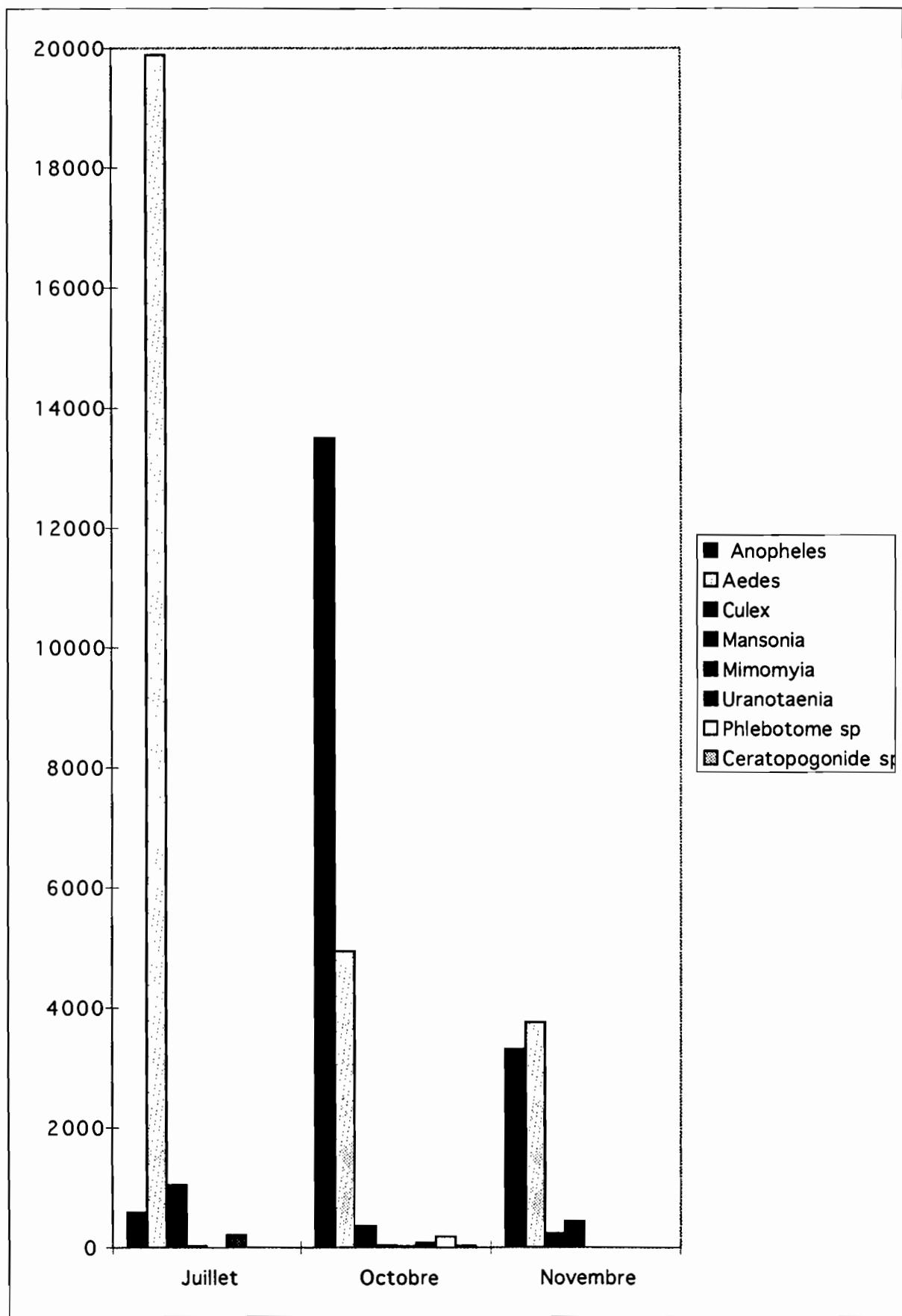
Tableau: A9. Résultats des captures de diptères et abondance en pourcentage à Kédougou en 1994.

Capture annuelle de diptères à Kédougou en 1995.																		
		Mois	Avril		Mai		Juin		Juillet		Octobre		Novembre		Total		Abondance	
Genre	Sous Genre	Espèces	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre de lots													
Anopheles	Cellia	<i>Anopheles coustani</i>	0	0	2	1	0	0	125	13	39	4	143	12	300	30	1,75	
		<i>Anopheles ziemanni</i>	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	150	8	151	9	0,88	
		<i>Anopheles sp</i>	0	0	0	0	0	0	9	1	0	0	0	0	63	8	0,38	
		<i>Anopheles brochieri</i>	0	0	0	0	0	0	2	1	4	2	59	5	63	8	0,83	
		<i>Anopheles brunnipes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	8	1	34	3	42	4	0,25	
		<i>Anopheles domesticus</i>	0	0	0	0	0	0	11	5	47	2	19	5	77	12	0,45	
		<i>Anopheles flavicostus</i>	0	0	0	0	0	0	2	2	21	3	90	5	113	10	0,66	
		<i>Anopheles freebornensis</i>	0	0	0	0	0	0	2	1	3	1	0	0	5	2	0,03	
		<i>Anopheles funestus</i>	0	0	0	0	0	0	211	9	94	4	382	13	687	26	4,01	
		<i>Anopheles gambiensis</i>	0	0	2	1	0	0	140	13	5	1	7	2	154	17	0,90	
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	6	2	9	3	15	5	0,09	
		<i>Anopheles maculipalpis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	1	3	1	0,02	
		<i>Anopheles nigli</i>	0	0	0	0	0	0	8	4	67	5	10	3	85	12	0,50	
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	1	0,01	
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	0	0	0	0	0	0	10	3	35	2	33	4	78	9	0,46	
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	0	4	1	0	0	457	15	156	3	317	11	934	30	5,46	
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	0	0	0	0	22	5	1	1	66	5	89	11	0,52	
		<i>Anopheles welcomei</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0,01	
Total Anopheles			0	0	8	3	0	0	1000	73	487	32	1323	81	2809	189	16,42	
Aedomyia	Lepiothrauma	<i>Aedomyia africana</i>	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	1	2	2	0,01	
Total Aedomyia			0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	1	2	2	0,01	
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	0	0	0	0	0	702	25	9	4	0	0	711	29	4,15	
		<i>Aedes dalmani</i>	0	0	31	2	25	2	393	23	483	13	549	22	1482	62	8,66	
		<i>Aedes fowleri</i>	0	0	246	11	197	9	1175	44	26	3	19	8	1663	75	9,72	
		<i>Aedes hirsutus</i>	0	0	0	0	1	1	2	1	12	3	1	1	16	6	0,09	
		<i>Aedes minimus</i>	0	0	0	23	3	25	1	1547	47	8	3	0	0	1604	54	9,37
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	0	0	0	0	100	9	0	0	1	1	101	10	0,59	
		<i>Aedes vexans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	1	0,01	
		<i>Aedes vitulus</i>	0	0	122	7	0	0	266	19	26	4	34	7	448	37	2,62	
		<i>Aedes furcifer</i>	0	0	0	0	0	0	1908	68	1291	40	326	21	3525	129	20,60	
		<i>Aedes taylori</i>	0	0	0	0	0	0	393	27	201	8	536	28	1130	63	6,60	
		<i>Mycidius</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	1	0,01	
		<i>Neomelanconion</i>	0	0	0	0	0	0	55	11	1	1	5	4	61	16	0,36	
Culex	Culex	<i>Aedes aegypti</i>	0	0	124	8	10	2	25	8	15	3	8	3	182	24	1,06	
		<i>Aedes corsi</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0,01	
		<i>Aedes hetercephalus</i>	0	0	70	5	0	0	952	42	280	11	199	14	1501	72	8,77	
		<i>Aedes metallicus</i>	0	0	2	1	0	0	0	1	11	3	0	0	14	5	0,08	
		<i>Aedes neosilphicus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0,01	
		<i>Aedes unilineatus</i>	0	0	1	1	0	1	1	1	0	0	0	0	8	3	0,05	
		Total Culex	0	0	619	38	266	16	7521	327	2364	97	1680	111	12450	589	72,76	
		<i>Coquillettidia</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0,01	
		<i>Coquillettidia microannulata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	15	11	0,09	
		<i>Mansonia africana</i>	0	0	0	0	0	0	0	17	4	9	2	87	10	113	16	0,66
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	0	4	1	0	0	137	10	56	3	529	21	726	35	4,24
		Total Mansonia	0	0	4	1	0	0	154	14	65	5	616	31	839	51	4,90	
Uranotaenia	Toxorhynchites	<i>Mimomyia mediolineata</i>	0	0	0	0	0	0	4	2	0	0	1	1	5	3	0,03	
		<i>Mimomyia mimomyiiformis</i>	0	0	0	0	0	0	53	7	14	2	2	2	69	11	0,40	
		<i>Mimomyia plumosa</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0,01	
		Total Mimomyia	0	0	0	0	0	0	57	9	14	2	4	4	75	15	0,44	
		<i>Uranotaenia bafori</i>	0	0	0	0	0	0	6	1	3	2	0	0	9	3	0,05	
		<i>Uranotaenia marshanovaensis</i>	0	0	0	0	0	0	22	3	4	2	15	3	41	8	0,24	
		<i>Uranotaenia mayeri</i>	0	0	0	0	0	0	5	1	0	0	12	3	17	4	0,10	
		Total Uranotaenia	0	0	0	0	0	0	33	5	7	4	27	6	67	15	0,39	
		<i>Toxorhynchites brevipalpis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0,01	
		<i>Toxorhynchites viridisbaris</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0,01	
		Total Toxorhynchites	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2	2	2	0,01	
Total femelles sauvages:			0	0	754	50	440	25	9064	473	2995	153	3849	268	17112	969	100	
Moustiques mâles sauvages:																		
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes fowleri</i>	0	0	0	0	0	0	13	1	0	0	0	0	13	1	2,02	
		<i>Aedes vitulus</i>	0	0	0	0	0	0	35	5	0	0	0	0	35	5	5,43	
		<i>Aedes furcifer</i>	0	0	0	0	0	0	7	2	5	2	6	3	18	7	2,80	
		<i>Diceromyia</i>	0	0	0	0	1	1	23	4	5	2	44	6	73	13	11,34	
		<i>Steゴmyia</i>	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0,16	
		<i>Culex</i>	0	0	21	1	0	0	0	0	0	0	0	0	21	1	3,26	
		<i>Mansonia africana</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	29	3	29	3	4,50	
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	452	12	452	12	70,19	
		<i>Uranotaenia bafori</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0,16	
		<i>Uranotaenia marshanovaensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0,16	
		Total mâles sauvages	0	0	22	2	1	1	78	12	10	4	533	26	644	45	100	
Diptères divers sauvages:			0	0	776	52	441	26	9142	485	3005	157	4382	294	17756	1014	-	
<i>Phlebotomus</i> sp			12202	116	2984	36	5176	52	761	12	91	2	1908	20	23122	238	95,93	
<i>Ceratopogonidae</i> sp			0	0	0	0	0	0	981	10	0	0	0	0	981	10	4,07	
Total diptères divers sauvages:			12202	116	2984	36	5176	52	1742	22	91	2	1908	20	24103	248	100	
Total Général			12202	116	3760	88	5617	78	10884	507	3096	159	6287	314	41846	1262	-	

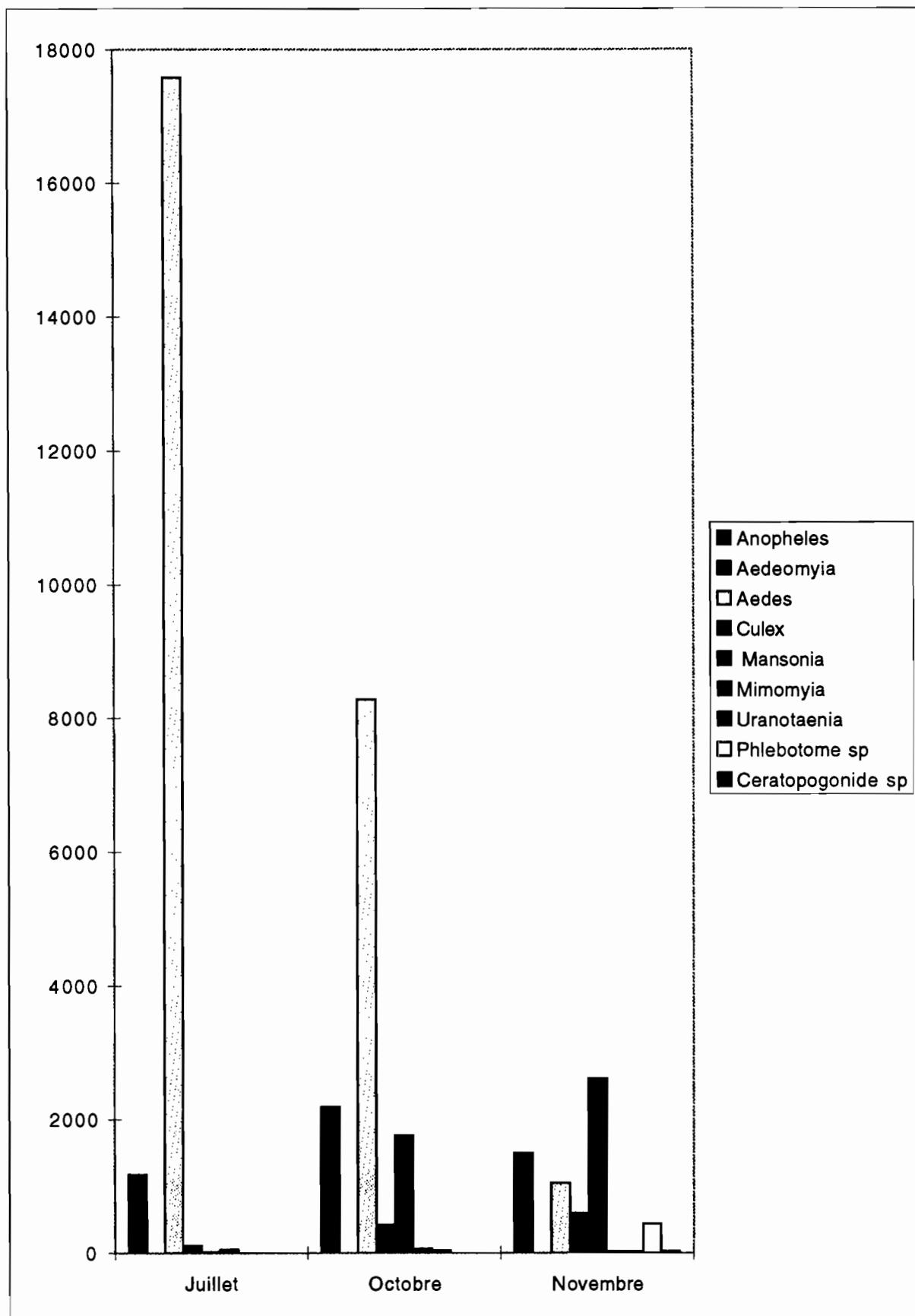
Tableau A10: Résultats des captures de diptères et abondance en pourcentage à Kédougou en 1995.



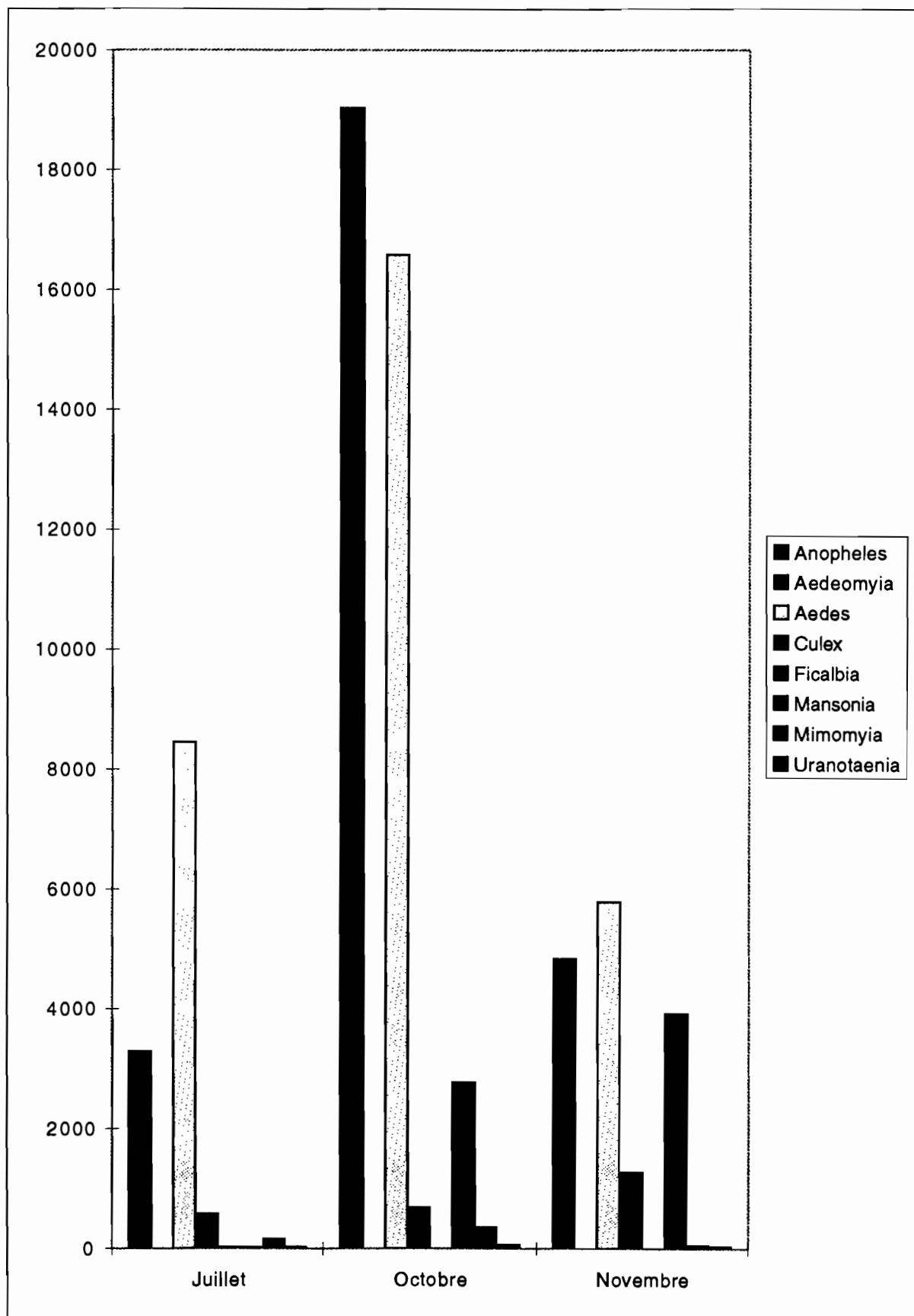
Graphique A2: Résultats des captures de moustiques par genre à Kédougou en 1990.



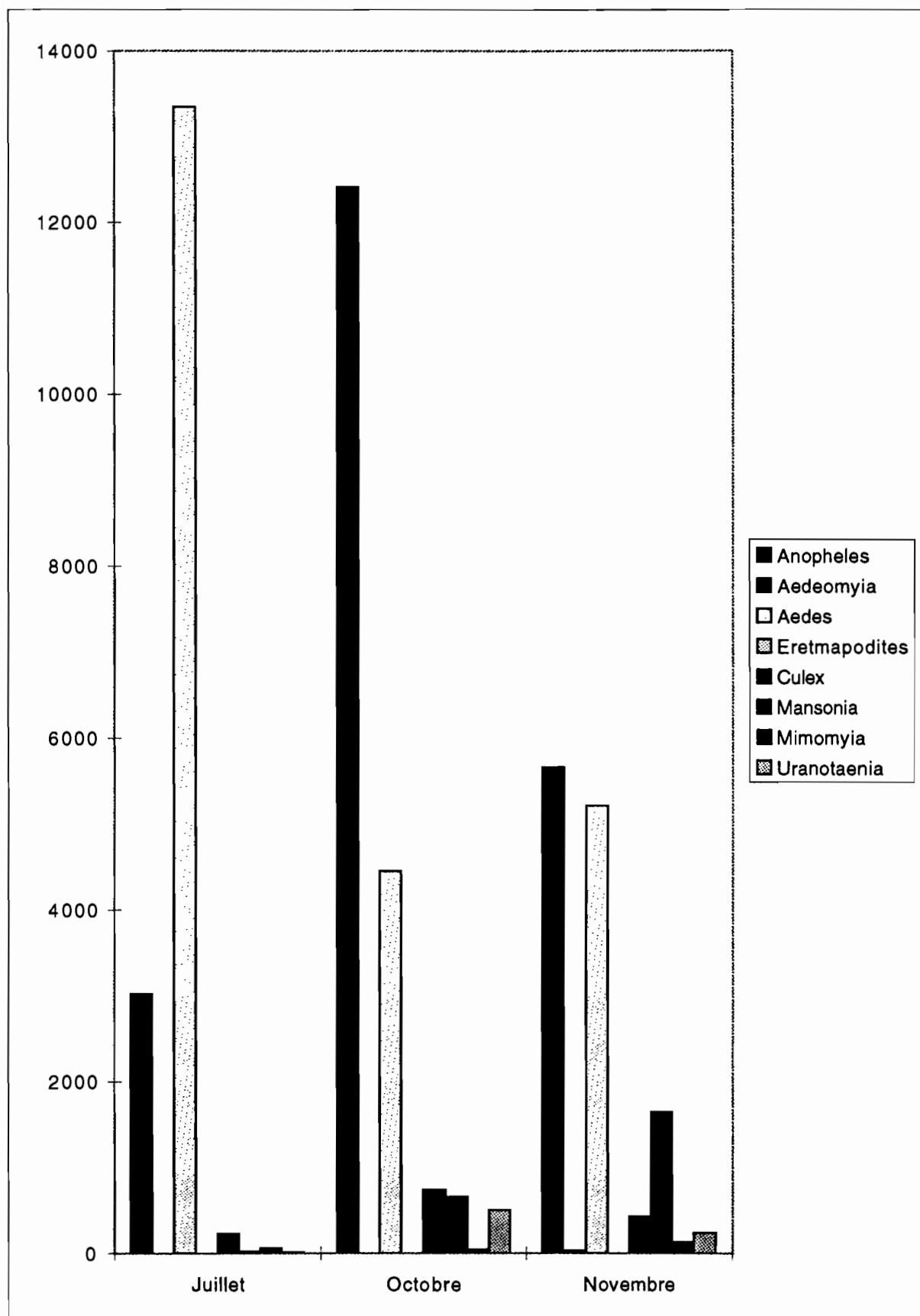
Graphique A3: Résultats des captures de moustiques par genre et de diptères divers à Kédougou en 1991.



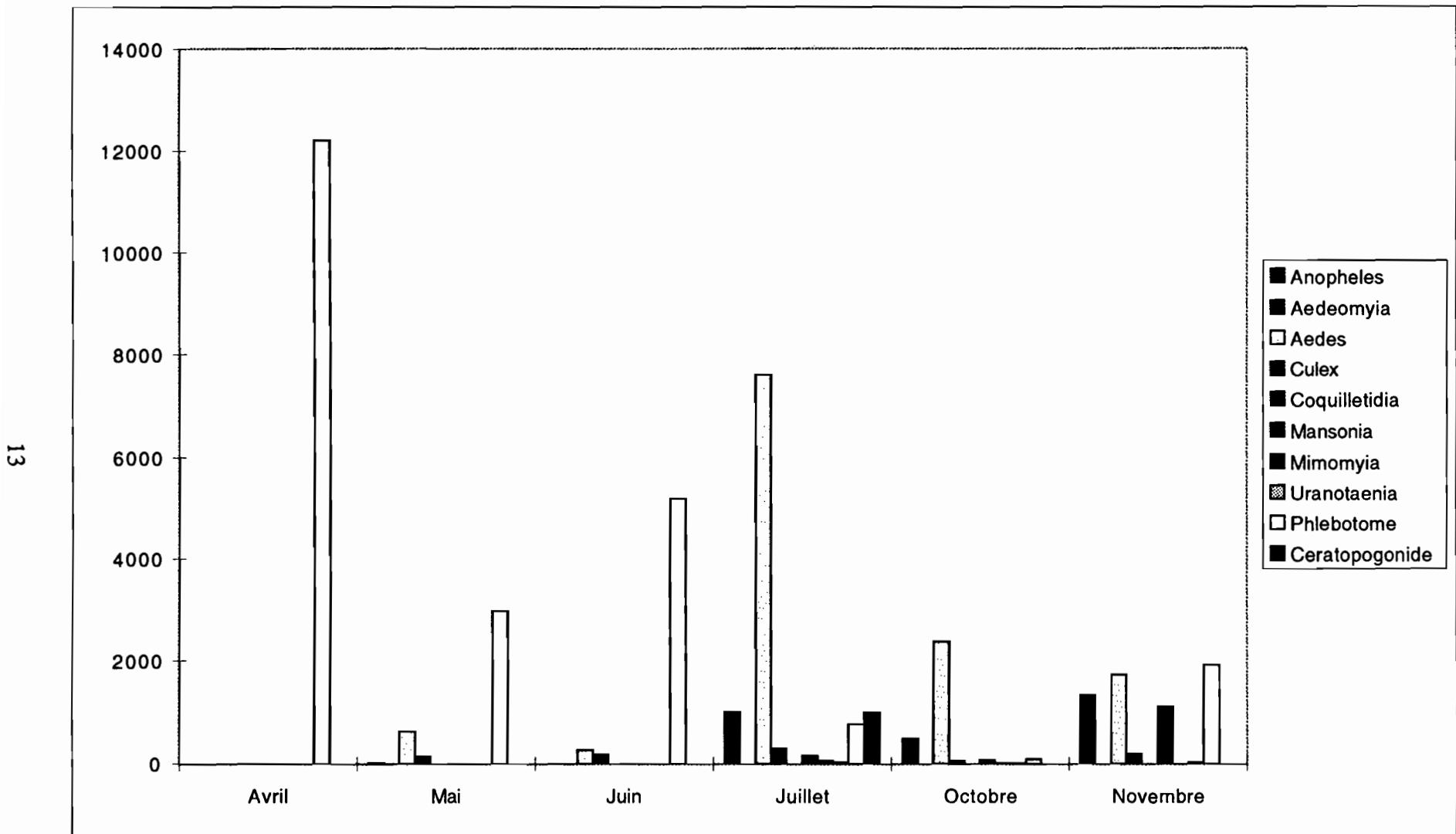
Graphique A4: Résultats des captures de moustiques par genre et de diptères divers à Kédougou en 1992.



Graphique A5: Résultats des captures de moustiques par genre à Kédougou en 1993.



Graphique A6: Résultats des captures de moustiques par genre à Kédougou en 1994.



Graphique A7: Résultats des captures de moustiques par genre et de diptères divers à Kédougou en 1995.

Fréquence mensuelle des captures de diptères à Kedougou en 1990.										
Genre	Sous Genre	Espèces	Juillet		Octobre		Novembre		Nombre total capturés	Fréquence totale
			Nombre capturés	Fréquence	Nombre capturés	Fréquence	Nombre capturés	Fréquence		
Anopheles	Cellia	<i>Anopheles coustani</i>	0	0	101	14,86	16	12,05	117	11,04
		<i>Anopheles ziemanni</i>	0	0	727	32,43	794	10,84	1521	17,39
		<i>Anophele sp</i>	0	0	38	4,05	96	9,64	134	5,98
		<i>Anopheles funestus</i>	11	18,6	0	0	27	10,84	38	7,61
		<i>Anopheles gambiae</i>	13	13,95	132	16,21	0	0	145	8,69
		<i>Anopheles nili</i>	0	0	77	45,94	8	4,82	85	20,65
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	0	210	36,48	0	0	210	14,67
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	0	0	2	1,35	17	7,52	19	3,8
		<i>Anopheles rufipes</i>	20	23,25	51	17,56	49	19,28	120	19,02
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	7	2,7	104	10,84	111	5,98
Aedeomyia	Lepiothuma	<i>Aedeomyia africana</i>	0	0	2	2,7	13	3,61	15	2,72
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	0	311	35,13	5	18,07	316	22,28
		<i>Aedes cumminsi</i>	2	6,98	0	0	0	0	2	1,09
		<i>Aedes dolzeli</i>	12675	70,46	294	25,67	731	50,6	13700	45,11
		<i>Aedes fowleri</i>	577	46,51	99	25,67	26	13,25	702	23,37
		<i>Aedes minimus</i>	648	51,16	0	0	0	0	648	7,61
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	20	14,86	1	1,2	21	6,52
		<i>Aedes vitatus</i>	524	69,76	332	50	69	22,89	925	40,76
		<i>Aedes furcifer</i>	245	86,67	1089	54,05	1030	50,6	2364	57,06
		<i>Aedes taylori</i>	57	73,33	582	52,7	617	50,6	1256	54,89
		<i>Aedes sudanensis</i>	0	0	1	1,35	0	0	1	0,54
Culex	Culex	<i>Aedes aegypti</i>	87	62,5	39	20,27	45	25,3	171	27,72
		<i>Aedes africanus</i>	9	2,32	0	0	19	9,64	28	4,89
		<i>Aedes cozi</i>	0	0	0	0	1	3,26	1	1,63
		<i>Aedes luteocephalus</i>	93	37,2	988	54,05	272	36,14	1353	43,48
		<i>Aedes metallicus</i>	3	18,75	0	0	0	0	3	2,72
		<i>Aedes neoafricanus</i>	0	0	0	0	6	3,61	6	1,6
		<i>Aedes opok</i>	0	0	0	0	1	1,2	1	0,54
		<i>Aedes unilineatus</i>	4	2,32	0	0	2	2,41	6	1,63
		<i>Culex antennatus</i>	0	0	0	0	30	9,64	30	4,37
		<i>Culex bitaeniorhynchus</i>	0	0	7	4,05	43	21,68	50	11,41
Mimomyia	Mimomyia	<i>Culex ethiopicus</i>	0	0	2	4,05	10	6,02	12	4,37
		<i>Culex neavei</i>	0	0	9	4,05	46	18,07	55	9,78
		<i>Culex perfuscus</i>	492	32,48	72	17,56	0	0	564	11,96
		<i>Culex poicilipes</i>	0	0	91	18,92	542	55,42	633	32,61
		<i>Culex triaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	1	1,2	1	0,54
		<i>Culex univittatus</i>	0	0	45	20,27	0	0	45	8,15
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Culex sp</i>	0	0	0	0	7	5,37	7	2,72
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	741	45,94	3320	65,06	4601	47,82
		<i>Mimomyia mediolineata</i>	0	0	1	1,35	0	0	1	0,54
		<i>Mimomyia hispida</i>	0	0	0	0	135	13,25	135	5,98
		<i>Mimomyia lacustris</i>	0	0	0	0	102	14,46	102	5,98
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	147	18,6	0	0	0	0	147	2,72
		<i>Mimomyia splendens</i>	0	0	0	0	4	3,61	4	0,54
		<i>Mimomyia sp.</i>	0	0	0	0	3	2,41	3	1,09
		<i>Uranotaenia sp.</i>	53	16,28	3	4,05	17	13,25	70	10,33
		<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	136	13,51	9	3,61	145	7,06
		<i>Uranotaenia bilineata</i>	0	0	0	0	13	9,64	13	4,35
		<i>Uranotaenia fusca</i>	0	0	0	0	14	10,84	14	4,89
		<i>Uranotaenia nigromaculata</i>	6	2,32	13	4,05	5	3,61	24	3,8

Tableau A11: Fréquence des captures à Kedougou en 1990

Genre	Sous Genre	Mois	Juillet		Octobre		Novembre		Nombre total capturés	Fréquence totale		
			Espèces	Nombre capturée	Fréquence	Nombre capturés	Fréquence	Nombre capturés				
Anopheles	Cellia	<i>Anopheles coustani</i>	20	0,24	445	5,30	78	0,74	543	1,98		
		<i>Anopheles siemanni</i>	18	0,21	1283	15,27	74	0,70	1375	5,02		
		<i>Anophele sp</i>	146	1,74	3200	38,10	267	2,52	3613	13,19		
		<i>Anopheles brohieri</i>	0	-	0	-	133	1,25	133	0,49		
		<i>Anopheles brunnipes</i>	0	-	129	1,54	59	0,56	188	0,69		
		<i>Anopheles domesticus</i>	0	-	266	3,17	35	0,33	301	1,10		
		<i>Anopheles flavicosta</i>	0	-	119	1,42	116	1,09	235	0,86		
		<i>Anopheles funestus</i>	126	1,50	495	5,89	599	5,65	1220	4,45		
		<i>Anopheles gambiae</i>	23	0,27	81	0,96	-	-	104	0,38		
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	-	294	3,50	143	1,35	437	1,59		
		<i>Anopheles maculipalpis</i>	0	-	428	5,10	4	0,04	432	1,58		
		<i>Anopheles nili</i>	2	0,02	14	0,17	13	0,12	29	0,11		
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	-	10	0,12	0	-	10	0,04		
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	0	-	0	-	259	2,44	259	0,95		
		<i>Anopheles rufipes</i>	233	2,77	4766	56,74	1464	13,81	6463	23,59		
		<i>Anopheles squamosus</i>	17	0,20	1964	23,38	57	0,54	2038	7,44		
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes albopictus</i>	0	-	0	-	1	0,01	1	0,004		
		<i>Aedes argenteopunctatus</i>	84	1,00	653	7,77	0	-	737	2,69		
		<i>Aedes centropunctatus</i>	0	-	0	-	2	0,02	2	0,007		
		<i>Aedes dalzielii</i>	7928	94,38	1435	17,08	759	7,16	10122	36,94		
		<i>Aedes fowleri</i>	3061	36,44	26	0,31	39	0,37	3126	11,41		
		<i>Aedes hirsutus</i>	0	-	5	0,06	0	-	5	0,02		
		<i>Aedes minutus</i>	3191	37,99	0	-	0	-	3191	11,65		
		<i>Aedes ochraceus</i>	2	0,02	49	0,55	8	0,08	59	0,22		
		<i>Aedes vexans</i>	178	2,12	189	2,25	0	-	367	1,34		
		<i>Aedes vittatus</i>	3067	36,51	61	0,73	63	0,59	3191	11,65		
		<i>Aedes sp</i>	2	0,02	33	0,39	9	0,08	44	0,16		
Stegomyia	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	999	11,89	1904	22,67	1566	14,77	4469	16,31		
		<i>Aedes taylori</i>	153	1,82	248	2,95	912	8,60	1313	4,79		
		<i>Aedes mcintoshii</i>	21	0,33	0	-	7	0,07	28	0,10		
		<i>Aedes aegypti</i>	65	0,77	4	0,05	49	0,46	118	0,43		
		<i>Aedes africanus</i>	0	-	16	0,19	0	-	16	0,06		
Culex	Culex	<i>Aedes luteocephalus</i>	1136	13,52	312	3,71	323	3,05	1771	6,46		
		<i>Aedes neoaficanus</i>	0	-	0	-	19	0,18	19	0,07		
		<i>Culex annulioris</i>	0	-	0	-	3	0,03	3	0,01		
		<i>Culex antennatus</i>	0	-	0	-	1	0,01	1	0,004		
		<i>Culex aurentiape</i>	0	-	0	-	2	0,02	2	0,007		
		<i>Culex decens</i>	6	0,07	9	0,11	0	-	15	0,05		
		<i>Culex ethiopicus</i>	11	0,13	76	0,90	15	0,14	102	0,37		
		<i>Culex perfuscus</i>	987	11,75	26	0,31	7	0,07	1020	3,72		
		<i>Culex poicilipes</i>	0	-	61	0,73	100	0,94	161	0,59		
		<i>Culex univittatus</i>	0	-	30	0,36	8	0,08	38	0,14		
Mansonia	Mansonioides	<i>Culex sp</i>	24	0,29	145	1,73	61	0,58	230	0,84		
		<i>Culex cinereus</i>	0	-	0	-	41	0,39	41	0,15		
Mimomyia	Mimomyia	<i>Culex tigripes</i>	13	0,15	0	-	0	-	13	0,05		
		<i>Mansonia africana</i>	0	-	0	-	46	0,43	46	0,17		
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Mansonia uniformis</i>	23	0,27	34	0,40	385	3,63	442	1,61		
		<i>Mansonia sp</i>	0	-	0	-	3	0,03	3	0,01		
Diptères divers sauvages		<i>Mimomyia plumosa</i>	0	-	3	0,04	0	-	3	0,01		
		<i>Mimomyia sp.</i>	0	-	14	0,17	0	-	14	0,05		
		<i>Uranotaenia sp.</i>	194	2,31	7	0,08	0	-	201	0,73		
		<i>Uranotaenia fusca</i>	2	0,02	0	-	0	-	2	0,007		
		<i>Uranotaenia mashonaensis</i>	5	0,06	0	-	0	-	5	0,02		
		<i>Uranotaenia mayeri</i>	0	-	47	0,56	0	-	47	0,17		
		<i>Uranotaenia nigromaculata</i>	0	-	21	0,25	0	-	21	0,08		
Diptères divers sauvages												
			<i>Phlebotome sp</i>	0	-	173	2,06	-	-	173	0,63	
			<i>Ceratopogonide sp</i>	0	-	27	0,32	-	-	27	0,10	

Tableau A12: Fréquence des captures à Kédougou en 1991.

Capture annuelle de diptères à Kedougou en 1992.											
Genre	Sous Genre	Espèces	Mois		Juillet		Octobre		Novembre		Fréquence totale
			Nombre capturés	Fréquence							
Anopheles	Cellia	<i>Anopheles coustani</i>	167	1,14	217	1,90	72	0,67	456	1,24	
		<i>Anopheles ziemanni</i>	0	-	169	1,48	78	0,72	247	0,67	
		<i>Anopheles brookeri</i>	0	-	9	0,08	1	0,01	10	0,03	
		<i>Anopheles brunnipes</i>	0	-	5	0,04	3	0,03	8	0,02	
		<i>Anopheles domesticus</i>	8	0,05	56	0,49	3	0,03	67	0,18	
		<i>Anopheles flavicosta</i>	0	-	21	0,18	9	0,08	30	0,08	
		<i>Anopheles freebornensis</i>	0	-	3	0,03	0	-	3	0,01	
		<i>Anopheles funestus</i>	357	2,45	405	3,55	335	3,10	1097	2,98	
		<i>Anopheles gambiae</i>	163	1,12	32	0,28	17	0,16	212	0,58	
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	-	34	0,30	0	-	34	0,09	
		<i>Anopheles maculipalpis</i>	0	-	1	0,01	1	0,01	2	0,01	
		<i>Anopheles nili</i>	7	0,05	56	0,51	2	0,02	65	0,18	
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	-	4	0,04	38	0,35	42	0,11	
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	54	0,37	53	0,46	9	0,08	116	0,32	
		<i>Anopheles rufipes</i>	409	2,80	783	6,87	745	6,90	1937	5,26	
		<i>Anopheles squamosus</i>	9	0,06	326	2,86	168	1,56	503	1,37	
		<i>Anopheles wellcomei</i>	0	-	0	-	8	0,07	8	0,02	
Aedeomyia	Lepiothaima	<i>Aedeomyia furfurea</i>	0	-	1	0,01	0	-	1	0,003	
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	2508	17,18	57	0,50	0	-	2565	6,97	
		<i>Aedes centropunctatus</i>	0	-	1	0,01	0	-	1	0,003	
		<i>Aedes dalzielii</i>	721	4,94	4292	37,65	51	0,47	5064	13,76	
		<i>Aedes fowleri</i>	361	2,47	69	0,61	41	0,38	471	1,28	
		<i>Aedes hirsutus</i>	0	-	3	0,03	0	-	3	0,01	
		<i>Aedes minimus</i>	4562	31,25	4	0,04	0	-	4566	12,41	
		<i>Aedes ochraceus</i>	22	0,15	19	0,17	0	-	41	0,11	
		<i>Aedes vexans</i>	13	0,09	4	0,04	0	-	17	0,05	
		<i>Aedes vitattus</i>	519	3,55	120	1,05	174	1,61	813	2,21	
		<i>Aedes furcifer</i>	5137	35,18	2662	23,35	349	3,23	8148	22,14	
	Diceromyia	<i>Aedes taylori</i>	1733	11,87	630	5,53	315	2,92	2678	7,28	
Neomelaniconion	Mucidus	<i>Aedes sudanensis</i>	0	-	1	0,01	0	-	1	0,003	
	Stegomyia	<i>Aedes mcintoshi</i>	50	0,34	8	0,07	4	0,04	62	0,17	
		<i>Aedes aegypti</i>	33	0,23	57	0,50	7	0,06	92	0,25	
		<i>Aedes africanus</i>	92	0,63	0	-	0	-	92	0,25	
		<i>Aedes cori</i>	1	0,01	3	0,03	0	-	4	0,01	
		<i>Aedes luteocephalus</i>	1758	12,04	317	2,78	71	0,66	2146	8,55	
		<i>Aedes metallicus</i>	3	0,02	8	0,07	0	-	11	0,03	
		<i>Aedes neogranicus</i>	0	-	12	0,11	2	0,02	14	0,03	
		<i>Aedes unilineatus</i>	2	0,01	2	0,02	0	-	4	0,01	
Culex	Culex	<i>Culex annulioris</i>	0	-	2	0,02	1	0,01	3	0,01	
		<i>Culex antennatus</i>	0	-	13	0,11	35	0,32	48	0,13	
		<i>Culex bitaeniorynchus</i>	4	0,03	7	0,06	10	0,09	21	0,06	
		<i>Culex decens</i>	7	0,05	0	-	0	-	7	0,02	
		<i>Culex ethiopicus</i>	9	0,06	11	0,10	13	0,12	33	0,09	
		<i>Culex neavei</i>	3	0,02	42	0,37	45	0,42	90	0,24	
		<i>Culex perfuscus</i>	44	0,30	36	0,32	32	0,30	112	0,30	
		<i>Culex poicilipes</i>	0	-	303	2,66	451	4,18	754	2,05	
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	0	-	2	0,02	0	-	2	0,01	
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	-	2	0,02	0	-	2	0,01	
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Culex sp.</i>	41	0,28	0	-	0	-	41	0,11	
		<i>Mansonia africana</i>	3	0,02	130	1,14	349	3,23	482	1,31	
		<i>Mansonia uniformis</i>	13	0,09	882	7,74	1526	14,13	2421	6,58	
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia mediolineata</i>	3	0,02	2	0,02	1	0,01	6	0,02	
		<i>Mimomyia hispida</i>	0	-	1	0,01	2	0,02	6	0,02	
		<i>Mimomyia lacustris</i>	0	-	0	-	5	0,05	5	0,01	
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	0	-	51	0,45	6	0,06	57	0,15	
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Mimomyia plumosa</i>	45	0,31	2	0,02	6	0,06	53	0,14	
		<i>Uranotaenia sp.</i>	0	-	0	-	0	-	6	0,02	
		<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	-	11	0,10	18	0,17	29	0,08	
		<i>Uranotaenia bilineata</i>	0	-	1	0,01	0	-	1	0,003	
		<i>Uranotaenia fuscata</i>	0	-	0	-	3	0,03	3	0,01	
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Uranotaenia mashonaensis</i>	0	-	14	0,12	0	-	14	0,04	
		Moustiques mâles sauvages:									
		<i>Aedes furcifer</i>	11	0,08	10	0,09	17	0,16	38	0,10	
		<i>Aedes taylori</i>	53	0,36	0	-	5	0,05	3	0,01	
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Mansonia africana</i>	0	-	0	-	3	0,03	3	0,01	
		<i>Mansonia sp.</i>	0	-	732	6,42	653	6,05	1685	4,58	
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	-	-	-	77	0,71	77	0,21	
Diptères divers sauvages											
Phlebotome sp			0	-	0	-	432	4,00	1032	2,80	
Ceratopogonide sp			0	-	0	-	20	0,19	20	0,05	

Tableau A13:Fréquence des captures à Kedougou en 1992.

Fréquence mensuelle des captures de diptères à Kedougou en 1993.

Genre	Sous Genre	Espèces	Juillet		Octobre		Novembre		Nombre total capturés	Fréquence totale
			Nombre capturés	Fréquence	Nombre capturés	Fréquence	Nombre capturés	Fréquence		
Anopheles	Cellia	<i>Anopheles coustani</i>	71	24,24	698	36,36	132	22,43	901	28,03
		<i>Anopheles ziemanni</i>	1	0,76	1089	18,94	851	32,71	1941	16,44
		<i>Anopheles sp</i>	0	0	561	34,27	0	0	561	27,35
		<i>Anopheles brohieri</i>	1	0,76	100	12,88	54	14,95	155	9,16
		<i>Anopheles brunnipes</i>	1	1,52	771	17,42	272	18,69	1044	12,13
		<i>Anopheles domesticus</i>	9	6,06	391	22,73	82	16,82	482	15,1
		<i>Anopheles flavicosta</i>	0	0,76	563	20,45	121	21,5	684	13,75
		<i>Anopheles freetownensis</i>	0	0	0	0	3	2,8	3	2,96
		<i>Anopheles funestus</i>	734	45,45	1840	45,45	1059	53,27	3633	47,71
		<i>Anopheles gambiae</i>	564	38,64	143	18,94	42	17,76	749	25,61
		<i>Anopheles hancocki</i>	3	1,52	484	18,94	72	19,63	559	17,79
		<i>Anopheles maculipalpis</i>	3	3,03	29	4,55	26	6,54	58	4,58
		<i>Anopheles nili</i>	2	1,52	53	19,7	17	10,28	72	10,51
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	0	2	1,52	6	3,74	8	1,62
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	64	12,88	185	14,39	6	4,67	255	11,05
		<i>Anopheles rufipes</i>	1823	36,36	10376	34,09	1623	39,25	13822	39,08
		<i>Anopheles squamosus</i>	9	5,3	1723	29,55	465	28,04	2197	20,48
		<i>Anopheles wellcomei</i>	0	0	14	1,52	1	0,93	15	0,81
Aedeomyia	Lepiothauma	<i>Aedeomyia africana</i>	0	0	1	1,52	4	4,67	5	1,88
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes alboventralis</i>	1	0,76	0	0	0	0	1	0,26
		<i>Aedes argenteopunctatus</i>	311	31,06	1073	40,91	3	1,87	1387	26,14
		<i>Aedes centropunctatus</i>	0	0	8	1,52	0	0	8	0,54
		<i>Aedes cumminsi</i>	0	0	0	0	2	1,87	2	0,54
		<i>Aedes dalzielii</i>	502	37,12	8411	65,15	1737	53,27	10650	51,75
		<i>Aedes fowleri</i>	905	39,99	183	18,94	64	18,69	1152	26,14
		<i>Aedes hirsutus</i>	9	4,55	17	9,85	5	3,74	31	6,2
		<i>Aedes minutus</i>	2717	50	3	1,52	1	0,93	2721	18,33
		<i>Aedes ochraceus</i>	256	15,91	255	34,85	9	6,54	520	19,95
		<i>Aedes vexans</i>	5	2,27	742	37,12	7	5,61	754	15,63
		<i>Aedes vittatus</i>	902	77,27	69	21,97	49	14,02	1020	39,35
		<i>Aedes sp</i>	0	0	1	1,52	0	0	1	0,27
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	1908	43,18	4251	63,64	2531	61,68	8703	55,58
	Mucidus	<i>Aedes taylori</i>	248	40,15	611	47,73	1054	53,27	1900	46,63
	Neomelaniconion	<i>Aedes sudanensis</i>	2	0,76		0,76	1	0,93	3	0,8
Culex	Culex	<i>Aedes mcintoshi</i>	76	17,42	27	9,09	33	11,21	136	12,67
		<i>Aedes aegypti</i>	37	18,18	22	10,61	10	7,48	69	12,4
		<i>Aedes africanus</i>	1	0,76	0	0	0	0	1	0,27
		<i>Aedes cozi</i>	0	0	0	0	1	0,93	1	0,27
		<i>Aedes luteocephalus</i>	563	34,85	879	37,88	270	28,97	1712	34,23
		<i>Aedes metallicus</i>	1	0,76	27	0	6	4,67	34	1,62
		<i>Aedes neoafricanus</i>	0	0	0	0	6	2,8	6	0,81
		<i>Aedes unilineatus</i>	12	6,82	4	3,03		0	16	3,5
		<i>Culex annulioris</i>	1	0,76	1	0,76	5	2,8	7	1,35
		<i>Culex antennatus</i>	3	2,27	32	0	40	11,21	75	4,04
Mansonia	Mansonioides	<i>Culex bitaeniorhynchus</i>	5	3,03	22	9,85	29	10,28	56	7,55
		<i>Culex decens</i>	2	1,52	8	3,79	15	10,28	25	4,85
		<i>Culex ethiopicus</i>	2	2,27	40	10,61	45	14,02	87	8,62
Mimomyia	Mimomyia	<i>Culex neavei</i>	45	9,09	100	12,12	123	26,17	268	15,1
		<i>Culex perfuscus</i>	458	38,64	51	13,64	25	19,63	534	24,25
		<i>Culex poicilipes</i>	6	3,79	392	14,39	979	37,38	1377	15,25
		<i>Culex prunia</i>	16	7,43	0	0	0	0	16	3,15
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Culex quinquefasciatus</i>	8	3,79	0	0	0	0	8	1,35
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	0	5	3,79	0	0	5	1,62
		<i>Culex wattii</i>	1	0,76	0	0	0	0	1	0,27
		<i>Culex sp</i>	17	6,82	33	7,58	11	5,61	61	6,74
Ficalbia	Ficalbia	<i>Culex tigripes</i>	7	3,79	1	0,76	1	1,87	9	2,16
		<i>Ficalbia uniformis</i>	15	4,55	0	0	1	0,93	16	1,88
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Mansonia africana</i>	0	0	116	0,76	141	28,97	257	17,78
		<i>Mansonia uniformis</i>	7	3,79	2652	54,55	3782	71,96	6441	41,51
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia mediolineata</i>	5	4,55	1	2,27	3	0	9	2,42
		<i>Mimomyia hispida</i>	0	0	1	0,76	0	0	1	0,27
		<i>Mimomyia lacustris</i>	0	0	0	0	8	3,74	8	1,8
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	159	11,36	347	15,91	42	10,28	548	12,67
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	91	12,88	0	5,61	114	6,2
		<i>Uranotaenia bilineata</i>	1	1,52	0	0	0	0	1	0,54
		<i>Uranotaenia fusca</i>	0	0	0	0	1	0,93	1	0,27
		<i>Uranotaenia mashonaensis</i>	24	6,82	56	10,61	5	6,54	85	8,09
		<i>Uranotaenia mayeri</i>	0	0	8	3,03	0	0	8	1,35

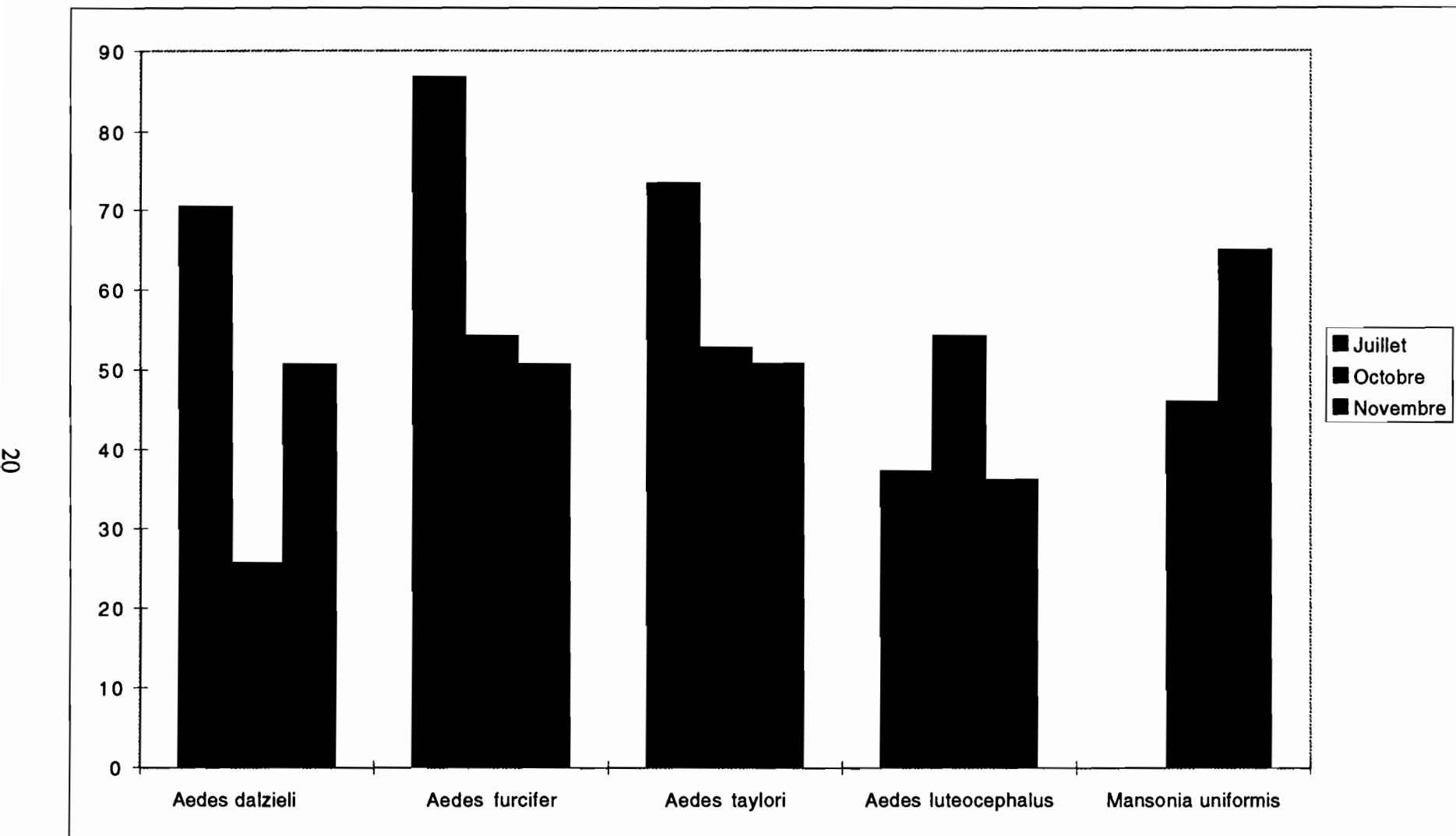
Tableau A14: Fréquence des captures à Kedougou en 1993.

Fréquence mensuelle des captures de diptères à Kedougou en 1994.										
Genre	Sous Genre	Espèces	Juillet		Octobre		Novembre		Nombre total capturés	Fréquence totale
			Nombre capturés	Fréquence	Nombre capturés	Fréquence	Nombre capturés	Fréquence		
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles coustani</i>	98	0,75	817	8,69	82	0,77	997	3,02
		<i>Anopheles ziemanni</i>	0	-	550	5,85	382	3,60	932	2,82
		<i>Anopheles sp</i>	317	2,44	82	0,87	300	2,83	699	2,12
		<i>Anopheles brohieri</i>	1	0,01	44	0,47	45	0,42	90	0,27
		<i>Anopheles brunnipes</i>	0	-	37	0,39	261	2,46	298	0,90
		<i>Anopheles domesticus</i>	35	0,27	166	1,77	74	0,70	275	0,83
		<i>Anopheles flavicosta</i>	1	0,01	96	1,02	194	1,83	291	0,88
		<i>Anopheles freetownensis</i>	1	0,01	21	0,22	0	-	22	0,07
		<i>Anopheles funestus</i>	532	4,09	339	3,61	584	5,51	1455	4,41
		<i>Anopheles gambiae</i>	272	2,09	307	3,27	78	0,74	657	1,99
	Cellia	<i>Anopheles hancocki</i>	0	-	633	6,73	274	2,58	907	2,75
		<i>Anopheles maculipalpis</i>	12	0,09	42	0,45	67	0,63	121	0,37
		<i>Anopheles niali</i>	13	0,10	252	2,68	43	0,41	308	0,93
		<i>Anopheles pharoensis</i>	4	0,03	36	0,38	5	0,05	45	0,14
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	131	1,01	19	0,20	12	0,11	162	0,49
	Aedeomyia	<i>Anopheles rufipes</i>	1584	12,18	7502	79,81	2803	26,44	11889	36,03
		<i>Anopheles squamosus</i>	8	0,06	1470	15,64	452	4,26	1930	5,85
Aedeomyia	Lepiochauma	<i>Aedeomyia africana</i>	1	0,01	0	-	31	0,29	32	0,10
Aedes	Aedes	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	1485	11,42	444	4,72	116	1,09	2045	6,20
		<i>Aedes cumminsi</i>	1	0,01	-	-	0	-	1	0,003
		<i>Aedes dalzielii</i>	705	5,42	163	1,73	1149	10,84	2017	6,11
		<i>Aedes fowleri</i>	346	2,66	10	0,11	2	0,02	358	1,08
		<i>Aedes hirsutus</i>	2	0,02	3	0,03	6	0,06	11	0,03
		<i>Aedes minimus</i>	835	6,42	7	0,07	1	0,01	843	2,55
		<i>Aedes mixtus</i>	0	-	2	0,02	0	-	2	0,01
		<i>Aedes ochraceus</i>	102	0,78	37	0,39	18	0,17	157	0,48
		<i>Aedes vexans</i>	5	0,04	3	0,03	3	0,03	11	0,03
		<i>Aedes vittatus</i>	656	5,05	155	1,65	35	0,33	846	2,56
		<i>Aedes sp</i>	79	0,61	0	-	0	-	79	0,24
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	5685	43,73	2514	26,74	2366	22,32	10565	32,02
		<i>Aedes taylori</i>	1283	9,87	186	1,98	522	4,92	1991	6,03
Mycidius		<i>Aedes sudanensis</i>	0	-	3	0,03	0	-	3	0,01
Neomelanconion		<i>Aedes McIntoshi</i>	125	0,95	18	0,19	2	0,02	145	0,44
Stegomyia	Stegomyia	<i>Aedes aegypti</i>	37	0,28	11	0,12	17	0,16	65	0,20
		<i>Aedes cozi</i>	4	0,03	0	-	0	-	4	0,01
		<i>Aedes luteocephalus</i>	1945	14,96	846	9,00	926	8,74	3717	11,26
		<i>Aedes metallicus</i>	11	0,08	9	0,10	13	0,12	33	0,10
		<i>Aedes neoaficanus</i>	2	0,02	32	0,34	12	0,11	46	0,14
		<i>Aedes opok</i>	1	0,01	0	-	0	-	1	0,003
Eretmapodites	Eretmapodites	<i>Eretmapodites quinquevittatus</i>	0	-	1	0,01	0	-	1	0,003
Culex	Culex	<i>Culex annulifrons</i>	0	-	1	0,01	1	0,01	2	0,01
		<i>Culex antennatus</i>	1	0,01	30	0,32	52	0,49	83	0,25
		<i>Culex bitaeniorthynchus</i>	7	0,05	17	0,18	29	0,27	53	0,16
		<i>Culex decens</i>	0	-	7	0,07	7	0,07	14	0,04
		<i>Culex duboni</i>	0	-	0	-	1	0,01	1	0,003
		<i>Culex ethiopicus</i>	22	0,17	45	0,48	30	0,28	97	0,29
		<i>Culex neavei</i>	4	0,03	90	0,96	126	1,19	220	0,67
		<i>Culex perfuscus</i>	88	0,68	495	5,27	43	0,41	626	1,90
		<i>Culex poicilipes</i>	52	0,40	27	0,29	109	1,03	188	0,57
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	29	0,22	3	0,03	1	0,01	33	0,10
Lutzia		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	2	0,02	1	0,01	0	-	3	0,01
		<i>Culex sp</i>	21	0,16	14	0,15	15	0,14	50	0,15
Mimomyia	Mimomyia	<i>Culex tigripes</i>	2	0,02	4	0,04	9	0,08	15	0,05
		<i>Mansonia africana</i>	1	0,01	40	0,43	202	1,91	243	0,74
		<i>Mansonia uniformis</i>	16	0,12	380	4,04	842	7,94	1238	3,75
		<i>Mansonia sp</i>	2	0,02	0	-	0	-	2	0,01
		<i>Mimomyia mediolineata</i>	1	0,01	6	0,06	3	0,03	10	0,03
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Mimomyia lacustris</i>	0	-	0	-	1	0,01	1	0,003
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	50	0,38	33	0,35	118	1,11	201	0,61
		<i>Mimomyia plumosa</i>	0	-	1	0,01	4	0,04	5	0,02
		<i>Mimomyia sp.</i>	4	0,03	0	-	0	-	4	0,01
Moustiques mâles sauvages:										
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles rufipes</i>	8	0,06	0	-	0	-	8	0,02
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes vexans</i>	23	0,18	0	-	0	-	23	0,07
		<i>Aedes furcifer</i>	0	-	5	2,00	18	4,00	23	0,07
Mansonia	Mansonioides	<i>Aedes taylori</i>	10	0,08	2	1,00	4	2,00	16	0,05
		<i>Mansonia africana</i>	0	-	0	-	34	1,00	34	0,10
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	-	231	4,00	561	10,00	792	2,40

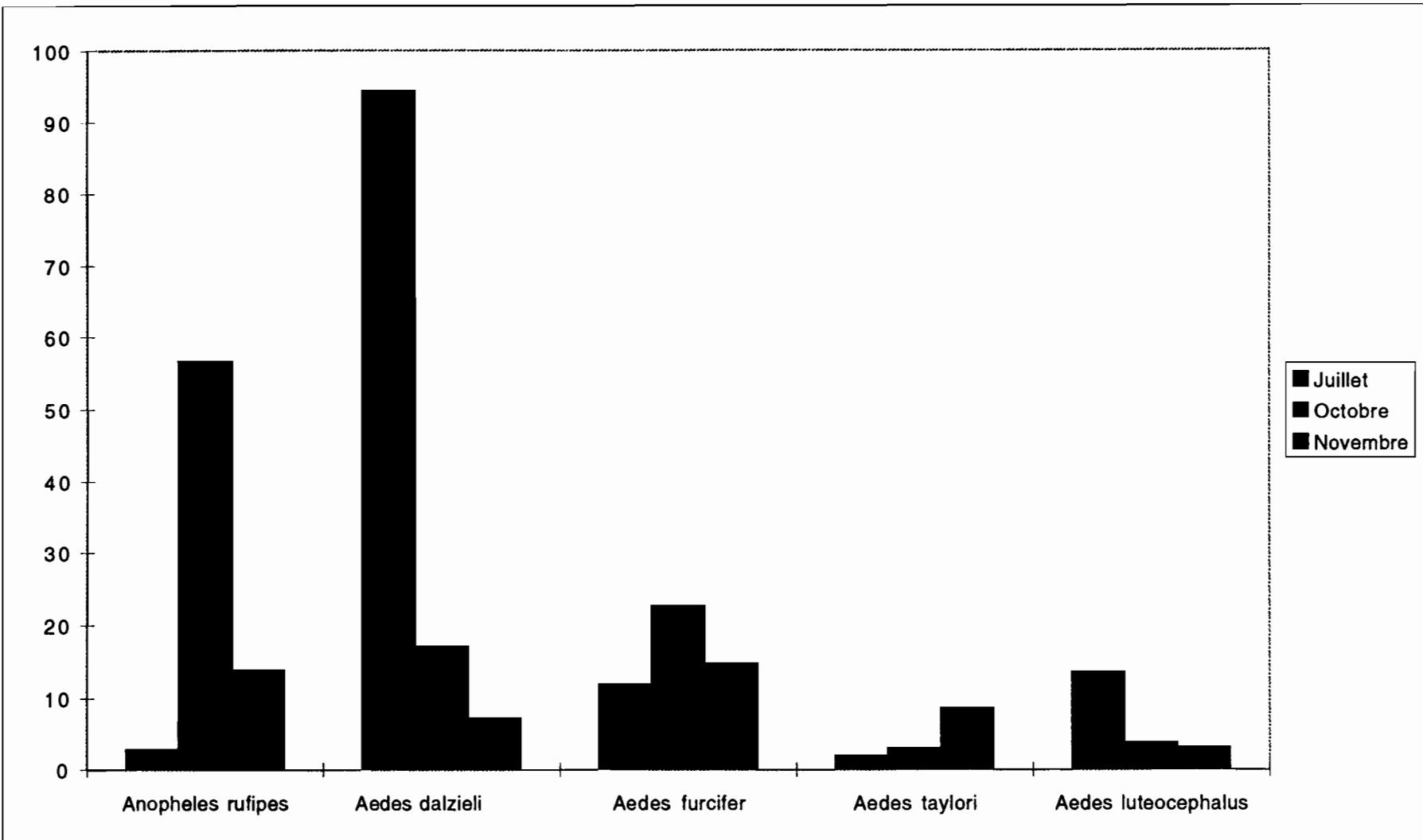
Tableau A15: Fréquence des captures à Kedougou en 1994.

Fréquence mensuelle des captures de diptères à Kedougou en 1995.															
		Mois		Mai		Juin		Juillet		Octobre		Novembre		Nombre total capturés	Fréquence totale
Genre	Sous Genre	Espèces	Nombre capturés	Fréquence	Nombre capturés	Fréquence	Nombre capturés	Fréquence	Nombre capturés	Fréquence	Nombre capturés	Fréquence	Nombre capturés	Fréquence	
Anopheles	Cellia	<i>Anopheles coustani</i>	2	0,09	0	-	123	1,21	39	0,85	143	1,39	300	1,01	
		<i>Anopheles nemanni</i>	0	-	0	-	1	0,01	0	-	150	1,46	151	0,51	
		<i>Anopheles sp</i>	0	-	0	-	9	0,09	0	-	0	-	9	0,09	
		<i>Anopheles broteri</i>	0	-	0	-	2	0,02	4	0,09	59	0,57	65	0,22	
		<i>Anopheles brunnipes</i>	0	-	0	-	0	-	8	0,17	34	0,33	42	0,14	
		<i>Anopheles domesticus</i>	0	-	0	-	11	0,11	47	1,02	19	0,18	77	0,26	
		<i>Anopheles flaviconta</i>	0	-	0	-	2	0,02	21	0,46	90	0,87	113	0,38	
		<i>Anopheles frostoniensis</i>	0	-	0	-	2	0,02	3	0,07	0	-	5	0,02	
		<i>Anopheles funestus</i>	0	-	0	-	211	2,05	94	2,04	382	3,71	687	2,31	
		<i>Anopheles gambiae</i>	2	0,09	0	-	140	1,36	5	0,11	7	0,07	154	0,52	
Aedes	Lepiothsuma	<i>Anopheles hancocki</i>	0	-	0	-	0	-	6	0,13	9	0,09	15	0,05	
		<i>Anopheles maculipalpis</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	3	0,03	3	0,01	
		<i>Anopheles niali</i>	0	-	0	-	8	0,08	67	1,46	10	0,10	85	0,29	
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	-	0	-	0	-	1	0,02	0	-	1	0,003	
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	0	-	0	-	10	0,10	35	0,76	33	0,32	78	0,26	
		<i>Anopheles rufipes</i>	4	0,17	0	-	457	4,44	156	3,39	317	3,08	934	3,13	
		<i>Anopheles squamans</i>	0	-	0	-	22	0,21	1	0,02	66	0,64	89	0,30	
		<i>Anopheles wellcomes</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	1	0,01	1	0,003	
		<i>Aedomyia africana</i>	0	-	0	-	1	0,01	0	-	1	0,01	2	0,007	
		<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	-	0	-	702	6,82	9	0,20	0	-	711	2,39	
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes dalzielii</i>	31	1,39	26	1,13	393	3,82	483	10,50	549	5,33	1482	4,97	
		<i>Aedes fowleri</i>	246	10,70	197	8,57	1175	11,41	26	0,57	19	0,18	1663	5,58	
		<i>Aedes hirsutus</i>	0	-	1	0,04	2	0,02	12	0,26	1	0,01	16	0,05	
		<i>Aedes minimus</i>	23	1,00	26	1,13	1547	15,02	8	0,17	0	-	1601	5,38	
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	-	0	-	100	0,97	0	-	1	0,01	101	0,34	
		<i>Aedes vexans</i>	0	-	0	-	0	-	1	0,02	0	-	1	0,003	
		<i>Aedes vexans</i>	122	5,30	0	-	266	2,58	26	0,57	34	0,33	448	1,50	
		<i>Aedes furcifer</i>	0	-	0	-	1908	18,52	1291	28,07	326	3,17	3525	11,83	
		<i>Aedes taylori</i>	0	-	0	-	393	3,82	201	4,37	536	5,20	1130	3,79	
		<i>Mycidius</i>	<i>Aedes sudanensis</i>	0	-	0	-	1	0,01	0	-	0	-	1	0,003
Aedes	Neomelanconion	<i>Aedes meintoshi</i>	0	-	0	-	55	0,53	1	0,02	5	0,05	61	0,20	
		<i>Aedes aegypti</i>	124	5,39	10	0,43	25	0,24	15	0,33	8	0,08	182	0,61	
		<i>Aedes coti</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	1	0,01	1	0,003	
		<i>Aedes kuteophaeus</i>	70	3,04	0	-	952	9,24	280	6,09	199	1,93	1501	5,04	
		<i>Aedes metallicus</i>	2	0,09	0	-	1	0,01	11	0,24	0	-	14	0,05	
		<i>Aedes notoscriptus</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	1	0,01	1	0,003	
		<i>Aedes unilineatus</i>	1	0,04	6	0,26	1	0,01	0	-	0	-	8	0,03	
		<i>Culex</i>	<i>Culex annulirostris</i>	0	-	0	-	1	0,01	0	-	4	0,04	5	0,02
		<i>Culex antennatus</i>	1	0,04	0	-	7	0,07	1	0,02	6	0,06	15	0,05	
		<i>Culex bitaeniatus</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	2	0,02	2	0,007	
Culex	Culex	<i>Culex decens</i>	1	0,04	22	0,96	0	-	1	0,02	6	0,06	30	0,10	
		<i>Culex dubius</i>	0	-	0	-	1	0,01	0	-	0	-	1	0,003	
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	-	0	-	4	0,04	18	0,39	4	0,04	26	0,09	
		<i>Culex neavei</i>	81	3,52	123	5,35	51	0,50	13	0,28	29	0,28	307	1,03	
		<i>Culex perfusus</i>	39	1,70	27	1,17	171	1,66	4	0,09	36	0,35	277	0,93	
		<i>Culex poicilipes</i>	0	-	2	0,09	42	0,41	20	0,43	108	1,05	172	0,58	
		<i>Culex wattii</i>	0	-	0	-	1	0,01	0	-	0	-	1	0,003	
		<i>Culex</i>	<i>Culex sp</i>	1	0,04	0	-	20	0,19	1	0,02	0	-	22	0,07
		<i>Coquillettidia</i>	<i>Coquillettidia microannulata</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	1	0,01	1	0,003
		<i>Mansonia</i>	<i>Mansonia africana</i>	0	-	0	-	17	0,17	9	0,20	87	0,84	113	0,38
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Mansonia uniformis</i>	4	0,17	0	-	137	1,33	56	1,22	529	5,14	726	2,44	
		<i>Mimomyia mediolineata</i>	0	-	0	-	4	0,04	0	-	1	0,01	5	0,02	
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	0	-	0	-	53	0,51	14	0,30	2	0,02	69	0,23	
		<i>Mimomyia pluma</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	1	0,01	1	0,003	
		<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	-	0	-	6	0,06	3	0,07	0	-	9	0,03	
		<i>Uranotaenia mashonaensis</i>	0	-	0	-	22	0,21	4	0,09	15	0,15	41	0,14	
		<i>Uranotaenia mayeri</i>	0	-	0	-	5	0,05	0	-	12	0,12	17	0,06	
		<i>Toxorhynchites brevipalpis</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	1	0,01	1	0,003	
		<i>Toxorhynchites viridisbaris</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	1	0,01	1	0,003	
		Moustiques mûres sauvages:													
Aedes	Diceromyia	<i>Aedes fowleri</i>	0	-	0	-	13	0,13	0	-	0	-	13	0,04	
		<i>Aedes vittatus</i>	0	-	0	-	35	0,34	0	-	0	-	35	0,12	
		<i>Aedes furcifer</i>	0	-	0	-	7	0,07	5	0,11	6	0,06	18	0,06	
		<i>Aedes taylori</i>	0	-	1	0,04	23	0,22	5	0,11	41	0,43	73	0,24	
		<i>Aedes unilineatus</i>	1	0,04	0	-	0	-	0	-	0	-	1	0,00	
		<i>Cules</i>	<i>Cules perfusus</i>	21	0,91	0	-	0	-	0	-	0	-	21	0,07
		<i>Mansonia</i>	<i>Mansonia africana</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	29	0,28	29	0,10
		<i>Mansonia</i>	<i>Mansonia uniformis</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	452	4,39	452	1,52
		<i>Uranotaenia</i>	<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	1	0,01	1	0,003
		<i>Uranotaenia</i>	<i>Uranotaenia mashonaensis</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	1	0,01	1	0,003

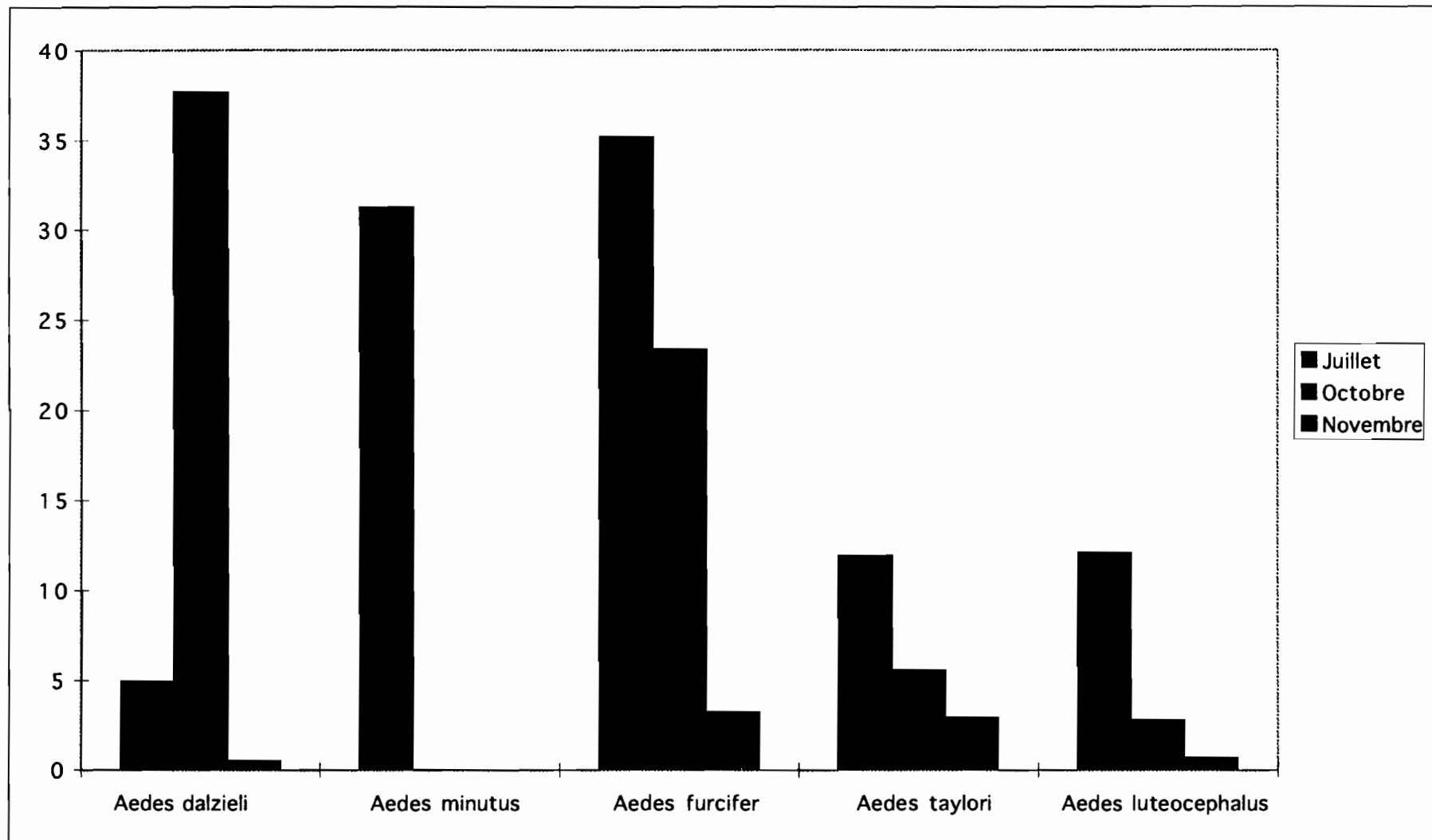
Tableau A16: Fréquence des captures à Kedougou en 1995.



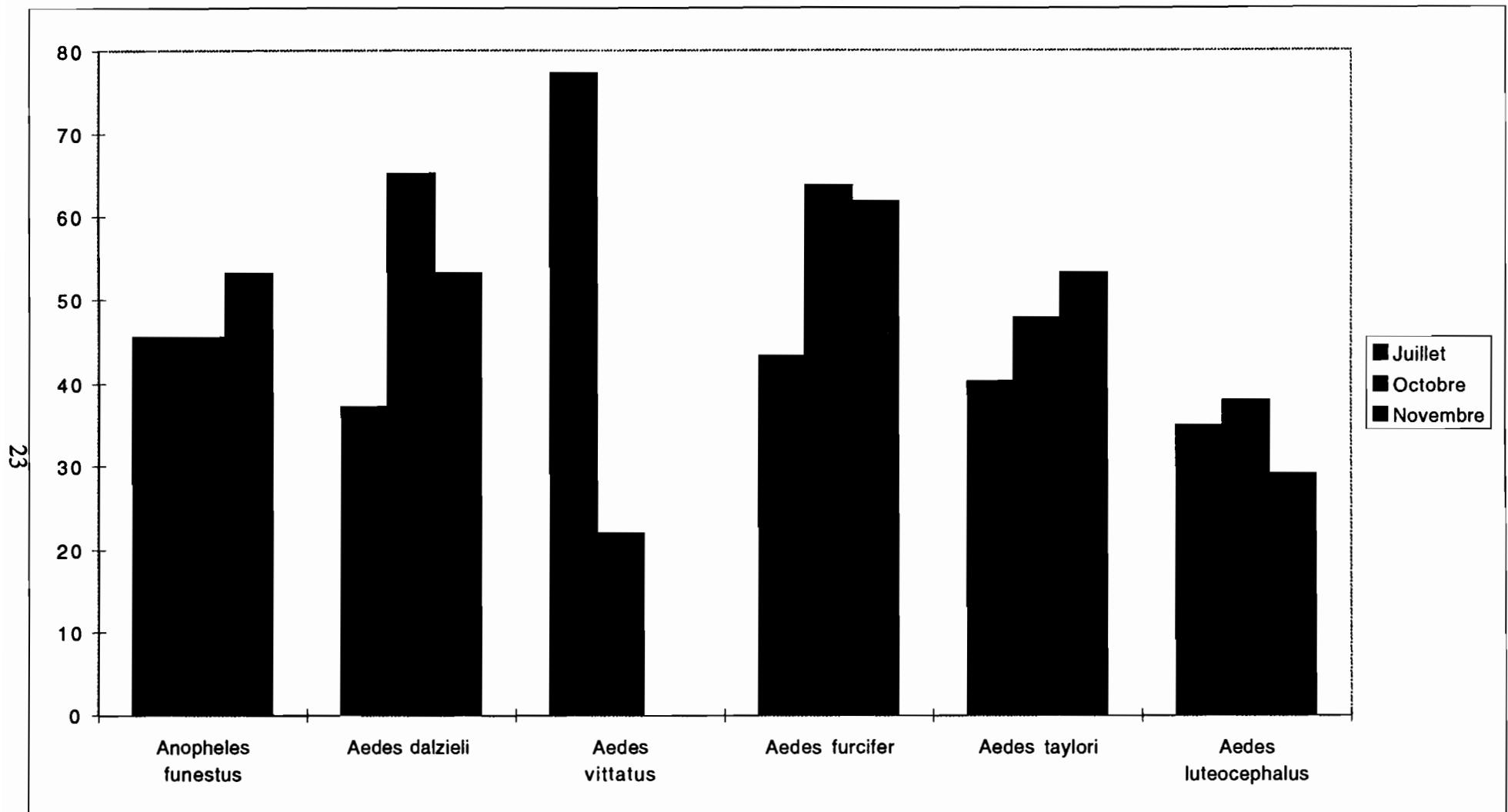
Graphique A8: Fréquence des captures pour les espèces les plus représentées à Kédougou en 1990.



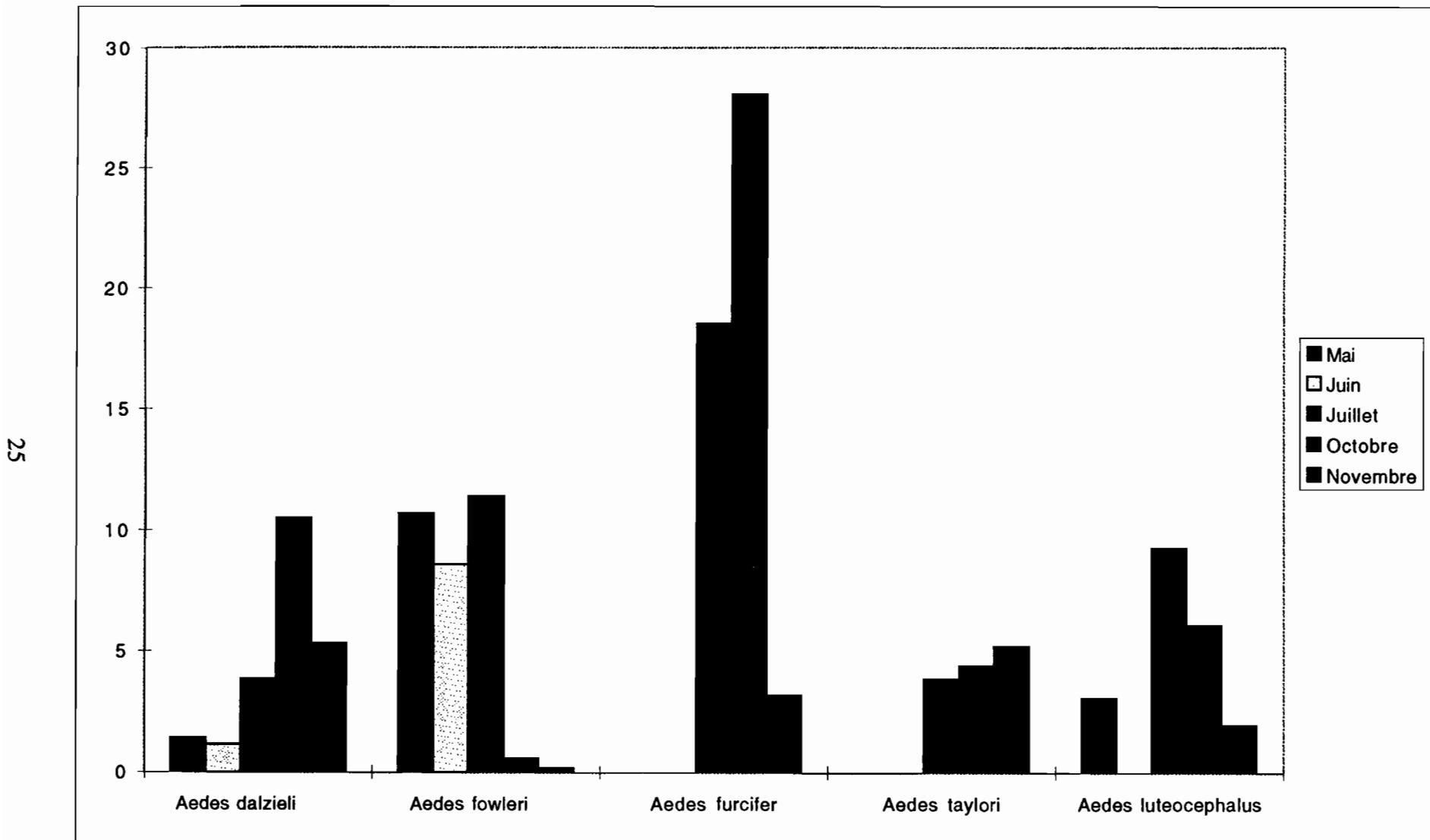
Graphique A9: Fréquence des captures pour les espèces les plus représentées à Kédougou en 1991.



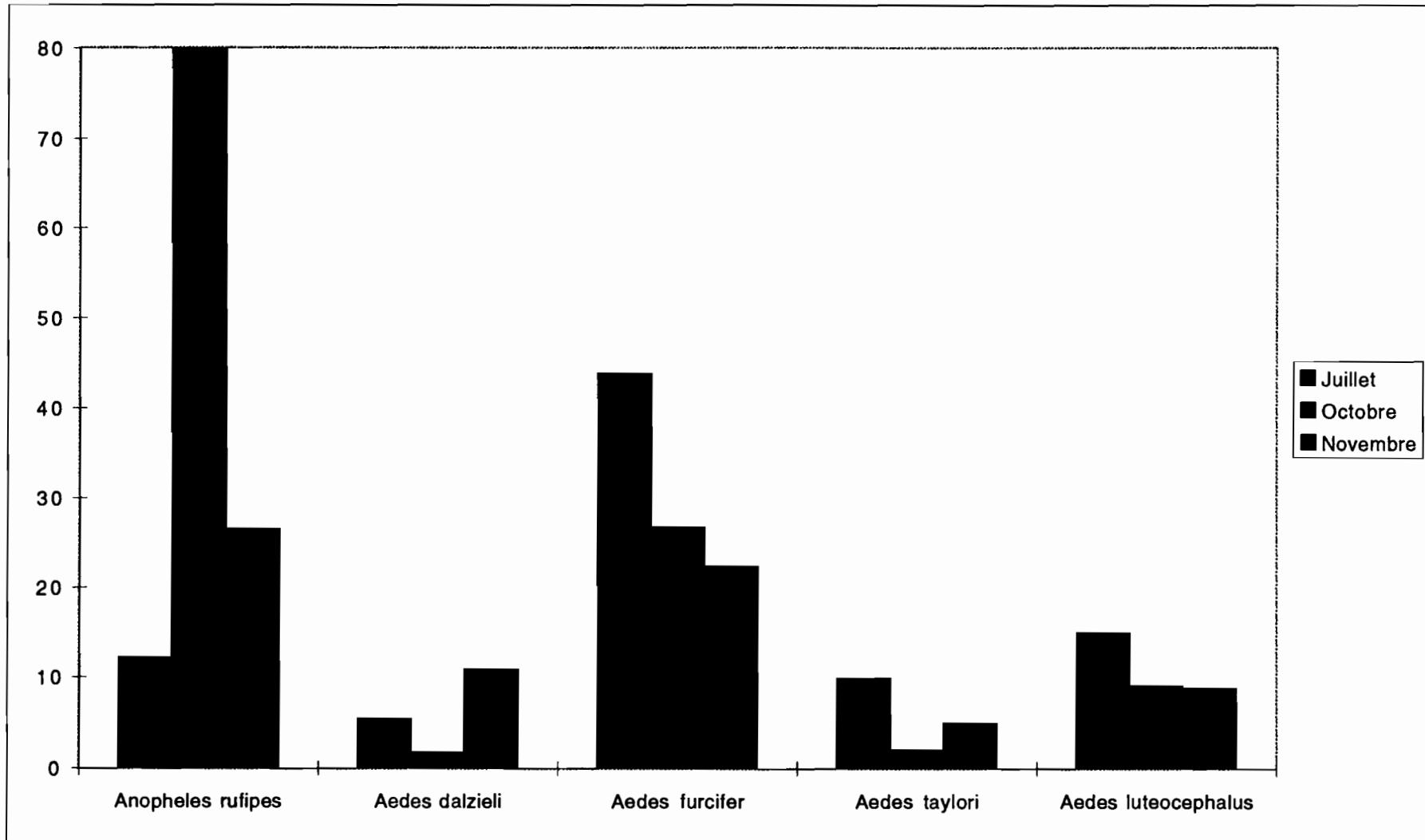
Graphique A10: Fréquence des captures pour les espèces les plus représentées à Kédougou en 1992.



Graphique A11: Fréquence des captures pour les espèces les plus représentées Kédougou en 1993.



Graphique A13: Fréquences en pourcentage pour les espèces à fréquence élevée dans les captures à Kédougou en 1995.



Graphique A12: Fréquence des captures pour les espèces les plus représentées à Kédougou en 1994.

Genre	Sous Genre	Espèces	Mois			Juillet			Octobre			Novembre			Nombre total capturé				
			Homme "PK 10"	Homme village	Pège mouston	Piège poulet	Nombre CO2+LUX	Homme "PK 10"	Piège village	Pège mouston	Piège poulet	Nombre CO2+LUX	Homme "PK 10"	Homme village	pège mouston	Piège poulet	Nombre CO2+LUX		
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles coustani</i>	2	2	5	1	10	4	4	120	11	306	7	24	24	0	23	543	
		<i>Anopheles siemanni</i>	3	0	2	1	12	0	0	9	0	1274	3	8	19	0	34	1375	
		<i>Anopheles sp</i>	0	0	44	4	98	0	0	26	6	3171	0	0	0	0	0	3613	
		<i>Anopheles brotii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	16	0	0	117	
		<i>Anopheles brunnipes</i>	0	0	0	0	0	0	0	8	0	121	0	0	4	0	55	188	
	Cellia	<i>Anopheles domesticus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	4	266	0	0	6	0	29	301	
		<i>Anopheles flavicosta</i>	0	0	0	0	0	0	0	22	3	94	0	0	11	0	105	235	
		<i>Anopheles funestus</i>	0	0	19	3	104	0	0	85	3	407	0	0	46	0	553	1220	
		<i>Anopheles gambiae</i>	0	0	7	2	14	0	1	0	0	80	1	2	20	0	0	104	
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	0	0	0	0	3	0	62	0	229	1	2	22	0	118	437	
Aedes	Aedes	<i>Anopheles maculipalpis</i>	0	0	0	0	0	0	0	193	0	235	0	0	2	0	2	432	
		<i>Anopheles nili</i>	2	0	0	0	0	12	8	2	0	0	4	1	0	0	8	29	
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	10	0	0	0	0	0	10	
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	45	0	214	259	
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	0	94	5	134	0	0	560	6	4200	0	0	215	0	1249	6463	
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	4	1	12	0	0	129	5	1830	0	0	4	0	53	2038	
		Total Anopheles	7	2	175	17	384	19	13	1216	38	12223	16	37	434	0	2827	17380	
		<i>Aedes albovenustus</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	1	1	
		<i>Aedes argenteopunctatus</i>	8	5	18	5	48	5	6	0	7	635	0	0	0	0	0	737	
		<i>Aedes centropunctatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2		
Aedimorphus	Aedimorphus	<i>Aedes daspletus</i>	94	76	1187	131	6346	37	35	219	25	1119	162	40	58	2	487	10122	
		<i>Aedes fowleri</i>	2	46	2175	61	777	0	0	141	1	26	0	2	5	1	31	3126	
		<i>Aedes kisangani</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0	0	0	5	
		<i>Aedes maculatus</i>	0	0	329	53	2809	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3191	
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	0	0	2	0	0	17	0	32	1	0	1	0	6	59	
		<i>Aedes vexans</i>	0	1	117	33	28	1	9	26	0	153	0	0	0	0	0	367	
		<i>Aedes vittatus</i>	1217	69	17	0	1764	29	20	6	0	6	37	19	5	0	2	3191	
		<i>Aedes sp</i>	0	0	0	0	2	0	0	0	33	0	0	0	0	0	9	44	
		<i>Aedes furcifer</i>	972	337	0	0	2	1767	136	0	0	1	1284	219	0	0	2	4469	
		<i>Aedes taylori</i>	137	16	0	0	0	245	3	0	0	0	905	6	0	0	1	1313	
Stegomyia	Stegomyia	<i>Aedes macinoshi</i>	0	0	4	2	15	0	0	0	0	0	0	0	2	0	5	28	
		<i>Aedes aegypti</i>	45	17	1	0	2	4	3	0	0	0	49	0	0	0	0	49	118
		<i>Aedes africanus</i>	0	0	0	0	0	16	0	0	0	0	0	0	0	0	0	16	
		<i>Aedes tessellatus</i>	1135	1	0	0	0	312	0	0	0	0	322	1	0	0	0	0	1771
		<i>Aedes neoguineicus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	19	0	0	0	0	19	
Culex	Culex	Total Aedes	3610	568	3848	285	11795	2417	212	409	33	2010	0	287	71	3	614	28579	
		<i>Culex annulirostris</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	1	3	
		<i>Culex antennatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	1		
		<i>Culex annulipes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1		
		<i>Culex decens</i>	0	0	0	0	6	0	0	0	0	9	0	0	0	0	0	15	
		<i>Culex sticticus</i>	1	3	0	0	7	0	0	0	0	76	1	2	0	0	13	102	
		<i>Culex perfuscus</i>	132	45	23	11	776	3	0	1	4	26	7	0	0	0	7	1020	
		<i>Culex poicilipes</i>	0	0	0	0	0	2	0	2	0	61	11	4	11	29	56	161	
		<i>Culex aurivillius</i>	0	0	0	0	0	0	1	0	0	30	2	0	0	0	8	38	
		<i>Culex sp</i>	0	0	6	4	14	0	0	0	0	145	0	0	0	0	61	230	
Mansonia	Mansonioides	<i>Culex cinereus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	41	41	
		<i>Culex trituberculatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	13	
		Total Culex	133	48	29	16	815	0	0	0	0	347	0	6	13	29	188	1623	
		<i>Mansonia africana</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	17	(7) 25	2	2	46	
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	3	1	19	0	0	1	6	27	10	67	0	4	314	442	
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mansonia sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	3	
		Total Mansonia	0	0	3	1	19	0	0	1	6	27	0	84	32	6	319	491	
		<i>Mimomyia plumosa</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	3	
		<i>Mimomyia sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	14	0	0	0	0	0	14	
		Total Mimomyia	0	0	0	0	0	0	0	0	0	17	0	0	0	0	0	17	
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia sp</i>	0	0	42	3	149	0	0	0	0	7	0	0	0	0	0	201	
		<i>Uranotaenia fusca</i>	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	
		<i>Uranotaenia sphaerica</i>	0	0	0	1	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	
		<i>Uranotaenia mayeri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	2	45	0	0	0	0	0	47	
		<i>Uranotaenia nigromaculata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	21	0	0	0	0	0	21	
		Total Uranotaenia	0	0	42	4	155	0	0	0	2	73	0	0	0	0	0	276	
		Total femelles sauvages:	3750	618	4097	323	13168	2436	225	1626	79	14697	16	414	550	38	3948	48366	
Diptères divers sauvages			0	0	0	0	0	0	0	0	0	173	0	0	0	0	0	173	
Phlebotome sp			0	0	0	0	0	0	0	0	0	27	0	0	0	0	0	27	
Ceratopogonid sp			0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Total diptères divers sauvages:			0	0	0	0	0	0	0	0	0	200	0	0	0	0	0	200	
Total Général			3750	618	4097	323	13168	2436	225	1626	79	14897	16	414	550	38	3948	48566	

Tableau A18: Résultats des captures mensuelles de diptères par méthode de capture à Kedougou en 1991.

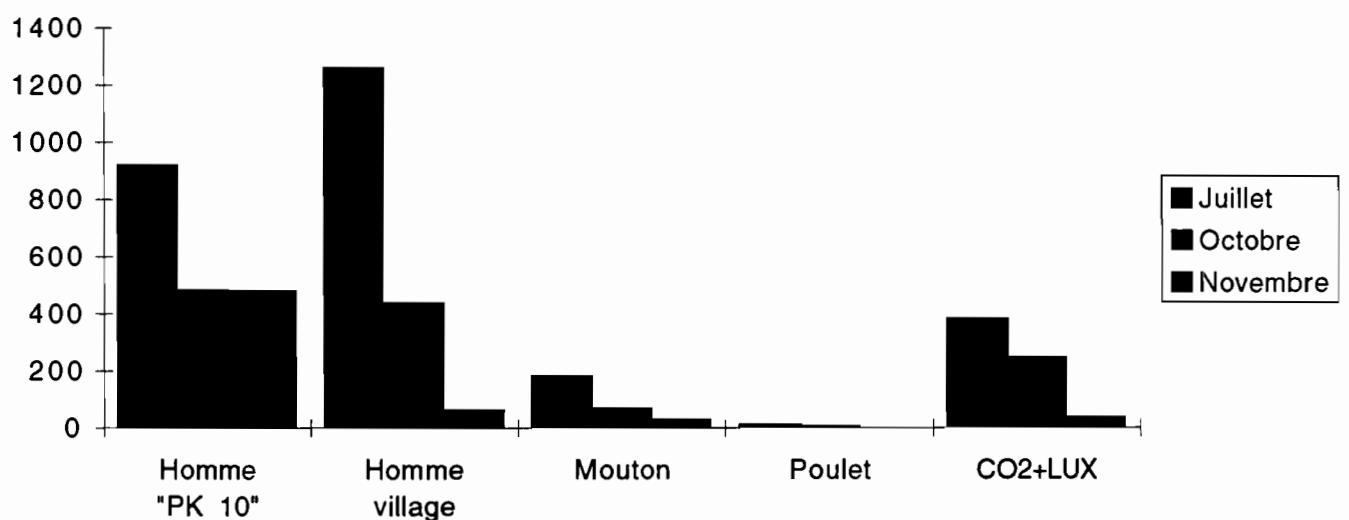
Genre	Sous Genre	Espèces	Mois			Juillet			Octobre			Novembre			Nombre total capturés				
			Homme "PK 10"	Homme village	Piège moustique	Piège poules	Piège CO2+LUX	Homme "PK 10"	Homme village	Piège moustique	Piège poules	Piège CO2+LUX	Homme "PK 10"	Homme village	Piège moustique	Piège poules	Piège CO2+LUX		
Anophèles	Cellia	<i>Anopheles aconitus</i>	1	2	16	0	148	24	42	58	3	90	27	10	15	0	20	456	
		<i>Anopheles niemurai</i>	0	0	0	0	0	0	169	0	169	0	0	0	4	0	74	247	
		<i>Anopheles brookeri</i>	0	0	0	0	0	0	3	2	0	4	0	0	0	0	1	10	
		<i>Anopheles brunnipes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0	0	3	8	
		<i>Anopheles dimitickola</i>	0	0	2	0	6	0	0	0	2	54	0	0	0	0	3	67	
		<i>Anopheles fuscicosta</i>	0	0	0	0	0	0	0	5	0	16	0	0	1	0	8	30	
		<i>Anopheles fuscovenustus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	3	
		<i>Anopheles funestus</i>	0	0	36	2	319	2	24	48	6	325	11	15	28	0	281	1097	
		<i>Anopheles gambiensis</i>	2	1	0	4	156	8	1	4	1	18	9	3	0	0	5	212	
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	0	0	0	0	0	0	3	0	31	0	0	0	0	0	34	
		<i>Anopheles maculipalpus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	2	
		<i>Anopheles naki</i>	0	2	0	0	5	22	11	8	1	14	0	1	0	0	1	65	
		<i>Anopheles pharoscias</i>	0	0	0	0	0	0	1	0	0	3	5	28	2	0	3	42	
		<i>Anopheles praeflavus</i>	0	0	21	1	32	0	0	11	1	41	0	0	1	0	8	116	
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	0	69	0	340	0	0	177	12	494	0	16	14	3	712	1957	
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	1	0	8	0	2	5	1	318	0	13	1	0	151	503	
		<i>Anopheles welfordi</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0	2	8	
Total Anophèles			3	5	145	7	1014	56	84	490	27	1586	52	92	66	3	1273	4837	
Aedomyia	Lepiothorax	<i>Aedomyia surinamensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	
		Total Aedomyia	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	4	54	681	8	1761	2	11	6	0	38	0	0	0	0	0	2565	
		<i>Aedes cataphractus</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	
		<i>Aedes datissii</i>	3	23	244	8	443	614	277	1463	85	1853	45	0	0	0	6	5064	
		<i>Aedes fitchii</i>	1	5	97	0	258	0	10	7	1	51	1	2	1	0	37	471	
		<i>Aedes kirkensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	2	0	1	0	0	0	0	0	3	
		<i>Aedes maculatus</i>	25	43	1898	51	2545	0	0	0	0	4	0	0	0	0	0	4566	
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	2	7	0	13	0	1	5	0	13	0	0	0	0	0	41	
		<i>Aedes vexans</i>	0	0	1	1	11	1	0	0	0	3	0	0	0	0	0	17	
		<i>Aedes vexans</i>	370	52	(4)37	3	53	100	14	4	0	2	168	1	0	0	5	813	
		<i>Aedes vexator</i>	(11)3605	916	0	0	616	(10)2265	331	0	0	66	(17)338	11	0	0	0	8148	
		<i>Aedes vexans</i>	(53)1723	10	0	0	0	1733	627	3	0	0	(53)15	0	0	0	0	2678	
		<i>Maculipennis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	
		<i>Neosimulium</i>	0	3	6	0	41	10	0	0	0	8	0	0	0	0	4	62	
		<i>Aedes aegypti</i>	6	8	1	0	18	0	0	0	0	57	0	0	0	0	7	92	
		<i>Aedes ariicanus</i>	84	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	92	
		<i>Aedes vexans</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	
		<i>Aedes latoscephalus</i>	1744	13	1	0	0	316	0	0	0	1	142	0	0	0	0	2146	
		<i>Aedes vexans</i>	3	0	0	0	0	6	0	0	0	2	1	0	0	0	0	11	
		<i>Aedes vexans</i>	1	0	0	0	0	11	0	0	0	1	0	0	0	0	2	14	
		<i>Aedes vexans</i>	0	0	0	0	2	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	4	
		Total Aedes	(64)7569	1137	2936	71	7495	(10)3953	647	1487	86	2183	(22)939	14	1	0	61	26793	
Culex	Culex	<i>Culex annulirostris</i>	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	1	3	
		<i>Culex annulirostris</i>	0	0	0	0	0	2	0	7	2	2	0	4	0	0	31	48	
		<i>Culex bimaculipennis</i>	0	0	0	0	4	0	0	0	0	7	0	0	0	0	10	21	
		<i>Culex degesse</i>	0	0	6	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	
		<i>Culex thriambicus</i>	0	0	0	0	9	0	0	0	1	0	10	0	0	0	0	33	
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	3	0	0	0	0	42	5	0	1	4	35	90	
		<i>Culex pipiens</i>	0	0	3	5	36	12	0	3	1	20	16	0	0	0	0	112	
		<i>Culex perifusca</i>	0	0	0	0	0	67	6	55	27	148	38	76	12	12	313	754	
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	0	0	0	0	0	0	2	0	0	2	0	0	0	0	0	2	
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	2	
		<i>Culex sp.</i>	0	0	0	0	41	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	41	
		Total Culex	0	0	9	5	94	83	8	66	30	233	59	80	13	19	416	1113	
Mansonia	Mansoniidés	<i>Mansonia africana</i>	1	0	0	0	0	3	15	77	(68)16	(41)3	(21)19	(3)165	0	(3)12	2	169	482
		<i>Mansonia uniformis</i>	1	0	0	0	0	13	14	0	(119)332	(168)69	84	18	(69)13	(1)11	1400	2421	
		Total Mansonia	2	0	0	0	0	16	29	77	(387)348	(209)72	(1060)486	(3)245	18	25	13	1569	2903
Minomyia	Minomyia	<i>Minomyia mediovittata</i>	0	0	0	0	3	0	0	2	0	0	0	0	0	0	1	6	
		<i>Minomyia hispida</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	2	6	
		<i>Minomyia leucostoma</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	5	
		<i>Minomyia minomyiiformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	45	6	51	0	0	22	0	0	16	57
		<i>Minomyia planata</i>	0	0	0	0	45	0	0	1	1	0	0	0	0	0	6	53	
		Total Minomyia	0	0	0	0	48	6	0	47	7	53	0	0	22	0	30	127	
		<i>Uranotaenia sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	
		<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	2	9	0	0	1	0	0	29	
		<i>Uranotaenia bilineata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	
		<i>Uranotaenia fuscata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	
		<i>Uranotaenia pseudotaurina</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	14	0	0	0	0	0	14	
		Total Uranotaenia	0	0	0	0	0	0	0	0	2	24	0	0	1	0	0	28	53
Total femelles sauvages:			(64)7571	1142	3090	83	8667	4121	816	(387)2438	(209)224	(1060)4000	(25)1295	204	128	35	3369	35827	
Diptères divers sauvages			0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1032	
Phlebotomus sp.			0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	20	
Centropogonidae sp.			0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	452	
Total diptères divers sauvages:			0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1052	
Total Général			(64)7571	1142	3090	83	8667	4121</td											

Captures mensuelles de diptères à Kedougou par techniques de collecte en 1993.																		
Genre	Sous Genre	Espèces	Juillet				Octobre				Novembre				Total			
			Homme "PK10"	village	Piège mouton	Piège poulet	Homme CO2+LUX	"PK10"	village	Piège mouton	Piège poulet	Homme CO2+LUX	"PK10"	village	Piège mouton	Piège poulet	Piège CO2+LUX	Nombre Capturé
Anopheles	Cellia	<i>Anopheles coustani</i>	0	1	6	0	71	4	58	605	101	698	0	0	1	0	132	1677
		<i>Anopheles ziemanni</i>	0	0	0	0	1	0	16	182	28	1089	0	16	149	0	851	2332
		<i>Anopheles sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	313	0	561	0	0	0	0	0	874
		<i>Anopheles brohieri</i>	0	0	0	0	1	0	3	73	14	100	0	3	0	0	54	248
		<i>Anopheles brunnipes</i>	0	0	0	0	1	0	1	777	102	771	0	1	0	0	272	1925
		<i>Anopheles domesticus</i>	0	0	1	0	9	0	0	329	33	391	0	0	1	0	82	846
		<i>Anopheles flavicosta</i>	0	0	0	0	0	0	1	494	199	563	0	1	0	0	121	1379
		<i>Anopheles freebornensis</i>	1	0	1	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	3	7
		<i>Anopheles funestus</i>	1	6	38	3	734	13	33	4429	346	1840	1	1	4	0	1059	8508
		<i>Anopheles gambiae</i>	3	58	6	1	564	6	6	102	1	143	0	0	0	0	42	932
Aedes	Aedimorphus	<i>Anopheles hancocki</i>	0	0	0	0	3	0	2	585	245	484	0	0	0	0	72	1391
		<i>Anopheles maculipalpis</i>	0	0	0	0	3	0	0	5	3	29	0	0	0	0	26	66
		<i>Anopheles nitidus</i>	0	1	1	0	2	33	12	1	1	53	0	0	0	0	17	121
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	4	4	2	0	0	0	0	6	16
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	0	1	0	1	64	0	0	124	4	185	0	0	0	0	6	385
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	0	0	0	1823	0	0	9049	1014	10376	0	0	6	4	1623	23895
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	1	0	9	0	0	1679	370	1723	0	0	12	0	465	4259
		<i>Anopheles wellcomei</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	14	0	0	0	0	0	1	15
		Total Anopheles	5	67	54	5	3285	56	132	18753	2465	19022	1	22	173	4	4832	48876
Aedeomyia	Lepiothrix	<i>Aedeomyia africana</i>					0					1					4	5
Aedes	Segomyia	Total Aedeomyia					0					1					4	5
		<i>Aedes albovenustus</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
		<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	6	50	10	311	6	57	901	253	1073	0	0	0	0	3	2670
		<i>Aedes centropunctatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	8	0	0	0	0	0	9
		<i>Aedes communis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2
		<i>Aedes dasiellus</i>	3	7	47	3	502	118	343	6921	3377	8411	137	56	40	2	1737	21704
		<i>Aedes fowleri</i>	0	4	40	72	905	0	2	224	160	183	0	0	0	0	64	1654
		<i>Aedes hirsutus</i>	0	2	2	1	9	0	1	4	2	17	2	2	0	0	5	47
		<i>Aedes minimus</i>	5	78	572	47	2717	0	1	10	0	3	0	0	0	0	1	3434
		<i>Aedes ochraceus</i>	3	3	0	3	256	4	29	164	20	255	0	0	0	0	9	746
Culex	Culex	<i>Aedes vexans</i>	0	0	0	0	5	1	16	677	197	742	0	0	0	0	7	1645
		<i>Aedes vexans</i>	0	168	36	10	902	47	16	3	0	69	43	4	1	0	49	1348
		<i>Aedes sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	
		<i>Aedes furcifer</i>	3603	202	1	1	13	8154	573	3	0	25	4544	369	0	0	13	17501
		<i>Aedes taylori</i>	518	2	0	0	4	1241	2	0	0	8	1992	0	0	0	4	3771
		<i>Mucidus</i>	0	0	0	0	2	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	5
		<i>Neomelanconion</i>	0	3	0	1	76	0	2	19	5	27	0	5	2	0	33	173
		<i>Aedes aegypti</i>	15	10	1	4	37	18	0	1	0	22	7	1	0	0	5	121
		<i>Aedes africanus</i>	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	
		<i>Aedes cottii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
Mimomyia	Mimomyia	<i>Aedes bioculophthalmus</i>	1027	3	0	1	3	1815	3	0	0	19	568	1	0	0	7	3447
		<i>Aedes metallicus</i>	0	1	0	0	1	24	2	0	0	27	4	0	0	0	6	65
		<i>Aedes neotropicalis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0	0	6	12
		<i>Aedes vexans</i>	6	1	0	0	12	3	0	2	1	4	0	0	0	0	0	29
		Total Aedes	5181	490	749	153	5757	11431	1048	8930	4015	10894	7304	438	43	2	1953	58388
		<i>Culex annulatus</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	5	7
		<i>Culex antennatus</i>	0	0	0	0	3	1	0	14	0	32	0	0	0	0	40	90
		<i>Culex aurenchapex</i>	0	0	0	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5
		<i>Culex biarcuatus</i>	0	0	0	0	5	0	0	19	0	22	0	0	0	0	29	75
		<i>Culex decens</i>	0	0	0	0	2	0	0	4	2	8	0	0	0	0	15	31
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	0	0	0	2	1	0	43	0	40	0	0	0	0	45	131
		<i>Culex neavei</i>	0	0	0	0	45	1	0	41	19	100	0	0	0	0	123	329
		<i>Culex perifusca</i>	1	0	7	28	458	3	1	25	0	51	0	0	1	1	25	601
		<i>Culex poicilipes</i>	0	2	0	0	6	9	10	14	0	392	12	109	188	52	975	1769
		<i>Culex pruina</i>	0	0	0	0	16	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	16
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	1	3	1	0	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	13
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0	0	0	5
		<i>Culex tarsalis</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
		<i>Culex sp</i>	0	0	0	0	17	0	0	0	0	33	0	0	0	0	11	61
		Total Culex	2	5	8	28	576	15	11	160	21	685	12	109	189	53	1269	3143
Ficalbia	Ficalbia	<i>Ficalbia uniformis</i>	0	0	0	0	15	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	16
Mansonia	Mansonioides	<i>Mansonia africana</i>	0	0	0	0	0	20	524	21	1	116	3	16	0	24	141	866
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	1	0	0	7	20	63	615	37	2652	6	173	0	521	3782	7877
		Total Mansonia					7					2768					3923	6698
		<i>Mimomyia mediolineata</i>	0	0	0	0	5	0	0	0	0	1	0	0	0	1	3	10
		<i>Mimomyia hispida</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	2	0	3
		<i>Mimomyia lacustris</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	8
		<i>Mimomyia mimomyiiformis</i>	0	0	0	0	159	0	0	166	0	347	0	0	3	0	42	717
		Total Mimomyia	0	0	0	0	164	0	0	166	0	349	0	0	5	1	53	738
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	0	0	0	1	0	26	1	0	0	0	0	0	23	51
		<i>Uranotaenia bilineata</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
		<i>Uranotaenia fusca</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
		<i>Uranotaenia masonae</i>	0	0	0	0	24	0	0	54	0	56	0	0	0	0	5	139
		<i>Uranotaenia mayeri</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	8	0	0	0	0	0	9
		Total Uranotaenia	0	0	0	0	25	1	0	81	1	64	0	0				

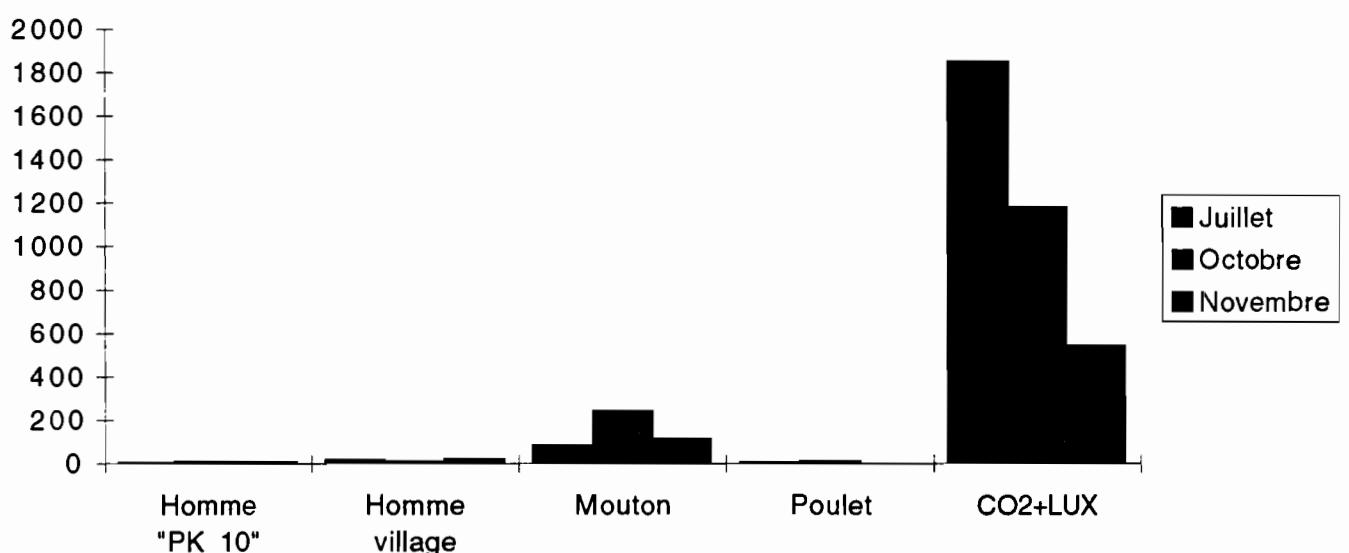
Captures mensuelles de diptères par techniques de collectes utilisées à Kédougou en 1994.																			
Genre	Sous Genre	Espèces	Juillet				Octobre				Novembre				Nombre total captures				
			Homme "PK10"	Homme village	Piège mouton	Piège poulet	C02+LUX	Homme "PK10"	Homme village	Piège mouton	Piège poulet	C02+LUX	Homme "PK10"	Homme village	Piège mouton	Piège poulet	C02+LUX		
Anopheles	Cellia	<i>Anopheles coustani</i>	0	6	16	0	76	10	107	147	7	546	4	12	3	0	63	997	
		<i>Anopheles siemanni</i>	0	0	0	0	0	0	0	214	9	327	0	4	135	5	238	932	
		<i>Anopheles sp</i>	0	0	0	0	317	0	0	0	0	82	0	0	0	0	300	699	
		<i>Anopheles brookeri</i>	0	0	0	0	1	0	0	30	0	14	1	0	4	0	40	90	
		<i>Anopheles brunnipes</i>	0	0	0	0	0	0	0	7	0	30	0	1	5	2	248	298	
		<i>Anopheles domesticus</i>	0	0	0	0	35	1	1	43	0	121	0	1	5	0	68	275	
		<i>Anopheles flavescens</i>	0	0	0	0	1	0	5	20	1	70	0	1	8	1	184	291	
		<i>Anopheles freemaniensis</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	0	21	0	0	1	0	0	22	
		<i>Anopheles funestus</i>	3	33	4	2	490	3	44	60	2	230	0	17	43	0	524	1455	
		<i>Anopheles gambiae</i>	3	50	20	0	199	19	99	44	3	142	5	12	1	4	56	657	
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	0	0	0	0	0	13	79	1	540	0	6	8	0	260	907	
		<i>Anopheles maculipalpis</i>	0	0	0	0	12	0	0	9	2	31	0	0	3	0	64	121	
		<i>Anopheles nili</i>	0	2	0	0	11	142	66	14	2	28	32	5	5	0	1	308	
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	1	0	0	3	0	1	1	0	34	0	0	3	0	2	45	
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	0	0	0	0	131	0	1	6	0	12	0	0	5	0	7	162	
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	3	17	2	(8)1562	0	14	264	11	7213	0	1	69	3	2730	11889	
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	0	0	8	1	0	437	0	1032	0	1	20	1	430	1930	
Total Anopheles			7	95	57	4	(8)2846	176	351	1375	38	10473	42	61	323	16	5215	21078	
Aedeomyia	Lepiothrauma	<i>Aedeomyia africana</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	31	32	
Total Aedeomyia			0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	31	32	
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopictus</i>	3	40	40	0	1402	14	76	65	38	248	3	14	3	0	96	2045	
		<i>Aedes communis</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	
		<i>Aedes dolosib</i>	0	16	30	4	655	6	16	56	20	65	77	16	70	0	986	2017	
		<i>Aedes fowleri</i>	1	13	18	0	314	0	1	4	0	5	0	0	0	0	2	358	
		<i>Aedes kerteszi</i>	0	0	1	0	1	0	1	0	0	2	0	2	1	0	3	11	
		<i>Aedes minimus</i>	8	34	105	4	684	0	0	3	1	3	0	0	0	0	1	843	
		<i>Aedes mixtus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	2	
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	3	0	0	99	0	3	0	0	34	0	0	0	0	18	157	
		<i>Aedes vexans</i>	0	0	0	0	5	0	0	0	2	1	1	2	0	0	0	11	
		<i>Aedes vexans</i>	(10)322	141	(13)288	11	(23)154	94	27	3	0	31	33	2	0	0	0	846	
		<i>Aedes sp</i>	0	0	0	0	79	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	79	
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	4351	939	0	0	395	1861	365	4	2	(5)282	1882	484	0	0	0	10565	
		<i>Aedes taylori</i>	(7)1159	10	0	0	(3)114	184	0	0	0	(2)2	521	1	0	0	0	1991	
	Mycidius	<i>Aedes sudanensis</i>	0	0	0	0	0	2	0	1	0	0	0	0	0	0	0	3	
	Neomelanconion	<i>Aedes meintneri</i>	0	12	7	0	106	0	2	3	1	12	0	0	0	0	2	145	
Sugomyia	Culex	<i>Aedes aegypti</i>	14	15	0	0	8	11	0	0	0	0	15	0	0	2	0	65	
		<i>Aedes vexans</i>	1	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	
		<i>Aedes luteocephalus</i>	1643	9	0	0	293	77	0	0	0	69	794	1	0	0	0	131	
		<i>Aedes metallicus</i>	11	0	0	0	0	6	0	1	1	1	8	3	0	0	2	33	
		<i>Aedes neoafricarum</i>	2	0	0	0	0	28	1	0	0	3	12	0	0	0	0	46	
		<i>Aedes opok</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	
		<i>Aedes unilineatus</i>	2	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	
		Total Aedes	(17)7197	7519	(13)239	19	(26)4313	2983	492	140	65	(7)4261	3350	525	74	2	1241	22943	
Eretmapodites	Eretmapodites	<i>Eretmapodites quinquevittatus</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	
Culex	Culex	<i>Culex annularis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	2	
		<i>Culex antennatus</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	30	0	0	10	0	42	83	
		<i>Culex biannulirostris</i>	0	0	0	0	7	2	0	0	1	14	0	1	1	2	25	53	
		<i>Culex decolor</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1	6	0	0	1	0	6	14	
		<i>Culex dubius</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	0	0	0	22	0	0	0	0	45	0	0	1	0	29	97	
		<i>Culex neavei</i>	3	0	0	0	1	2	0	27	21	40	0	3	0	0	123	220	
		<i>Culex perfuscus</i>	2	0	1	1	84	5	1	11	20	458	2	3	0	4	34	626	
		<i>Culex poicilipes</i>	1	2	2	0	47	3	0	1	0	23	3	4	5	4	93	188	
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	0	25	0	0	4	0	0	0	0	3	0	0	0	0	1	33	
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	2	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	3	
		<i>Culex sp</i>	0	0	0	0	21	0	0	0	0	14	0	0	0	0	15	50	
	Lutzia	<i>Culex tigripes</i>	0	0	0	0	2	0	0	1	1	2	0	0	1	0	8	15	
Total Culex			6	27	3	1	191	12	1	40	44	637	5	11	19	10	378	1385	
Mansonia	Mansonioides	<i>Mansonia africana</i>	0	0	0	0	1	4	11	0	0	25	5	64	(3)15	(4)11	(27)107	243	
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mansonia uniformis</i>	0	2	0	0	14	2	0	(221)281	1	(56)96	5	84	(4)71	(15)53	(542)629	1238	
		<i>Mansonia sp.</i>	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2	
		Total Mansonia	0	2	0	0	17	6	11	(221)281	1	(56)121	10	148	(7)86	(19)64	(569)736	1483	
		<i>Mimomyia mediolineata</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	6	0	0	0	0	3	10	
		<i>Mimomyia lacustris</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	0	0	0	0	50	0	0	0	1	32	0	0	8	0	110	201	
		<i>Mimomyia plumosa</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	2	0	2	5	
		<i>Mimomyia sp.</i>	0	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	
Total Mimomyia			0	0	0	0	55	0	0	0	1	39	0	0	10	0	116	221	
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	12	0	0	0	0	0	12	
		<i>Uranotaenia mashonaensis</i>	0	0	0	0	5	0	0	0	12	274	0	0	0	0	205	496	
		<i>Uranotaenia mayeri</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	194	0	0	0	0	0	28	223	
Total Uranotaenia			0	0	0	0	5	0	0	0	13	480	0	0	0	0	233	731	
Total Général			(17)7210	7643	(13)289	24	(34)7428	3177	854	(221)1834	162	(43)19011	3407	745	(7				

Genre	Sous Genre	Mois	Avril		Mai		Juin		Juillet		Octobre		Novembre		Nombre total capturé								
			Homme capturé	"PK 10" capturé	Homme capturé	"PK 10" capturé	Homme village	Pâge mouche	Pâge poulet	Pâge CO2+LUX	Homme capturé	Homme village	Pâge mouche	Pâge poulet	Pâge CO2+LUX								
Anophèles	Anophèles	Anophèles contumax	0	0	2	0	3	0	16	1	103	3	3	0	30	44	24	9	0	66	300		
		Anophèles stimulans	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	149	151		
		Anophèles sp.	0	0	0	0	0	0	0	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9		
		Anophèles broteri	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	1	0	0	1	1	0	57	65		
		Anophèles brunnipes	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	0	0	0	5	0	29	42		
		Anophèles domesticus	0	0	0	0	0	0	2	0	9	0	0	2	0	45	0	0	0	0	19	77	
		Anophèles flavicoma	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	4	0	17	0	0	1	0	89	113	
		Anophèles fuscovittatus	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	5		
		Anophèles funestus	0	0	0	0	0	7	12	0	192	4	7	37	0	46	33	23	30	2	294	667	
		Anophèles gambiae	0	0	2	0	2	57	19	0	62	0	1	3	0	1	4	2	1	0	0	154	
		Anophèles hensilli	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	5	0	0	1	0	0	8	15	
		Anophèles maculipennis	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	3	
		Anophèles nigeriensis	0	0	0	0	4	4	0	0	0	12	20	24	2	9	3	0	0	5	2	85	
		Anophèles phariferus	0	0	0	0	0	0	1	0	9	0	0	3	0	1	0	1	0	0	0	1	
		Anophèles praetorius	0	0	0	0	0	1	69	1	386	0	0	18	0	138	0	0	39	0	278	934	
		Anophèles rufipes	0	0	4	0	0	1	0	21	0	0	0	1	5	32	0	0	28	0	28	89	
		Anophèles squamosus	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	
		Anophèles welcomei	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	
Total Anophèles		0	0	8	0	9	69	120	3	799	19	31	98	2	337	85	57	131	2	1048	2809		
Aedes	Aedes	Aedomyia aethiopica	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	2		
		Total Aedomyia	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	2		
		Aedes argenteostriatus	0	0	0	0	0	25	33	6	638	4	2	0	3	0	0	0	0	0	0	711	
		Aedes vexans	0	2	29	26	4	22	63	3	301	68	256	14	0	145	280	43	139	0	87	1482	
		Aedes fitchii	0	7	239	197	0	76	314	36	(13)749	0	0	2	0	24	6	0	0	0	13	1663	
		Aedes hermsi	0	0	0	1	0	0	0	0	2	2	5	0	5	0	0	0	0	1	16		
		Aedes minimus	0	1	22	26	8	58	168	23	1290	1	0	0	0	7	0	0	0	0	0	1604	
		Aedes ochraceus	0	0	0	0	13	35	6	1	45	0	0	0	0	0	0	0	0	0	101		
		Aedes vexans	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1		
		Aedes vexans	0	0	122	0	0	0	(3)21	(1)2	(3)143	0	0	0	26	0	0	0	0	0	44		
		Aedes furcifer	0	0	0	0	0	(6)163	242	(1)2	1	10	(5)1149	142	0	0	(6)325	1	0	0	0	3525	
		Aedes vexans	0	0	0	0	(1)0	(2)391	0	0	2	(5)199	0	0	2	(44)336	0	0	0	0	0	1130	
		Aedes vexans	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1		
		Aedes vexans	0	0	0	0	0	0	13	0	42	0	0	0	1	0	0	0	3	0	2	61	
		Aedes vexans	0	72	52	10	7	9	0	9	13	1	1	0	0	8	0	0	0	0	0	182	
		Aedes vexans	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1		
		Aedes vexans	0	70	0	0	0	951	0	0	1	279	1	0	0	0	195	0	0	0	0	4	1501
		Aedes vexans	0	2	0	0	1	0	0	0	6	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	14	
		Aedes vexans	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	8	
		Total Aedes	0	154	465	266	(29)3029	467	(4)620	(1)72	(44)3333	(10)1721	412	17	0	214	(50)352	44	142	0	142	12450	
Cules	Cules	Culex annulirostris	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	5		
		Culex antennalis	0	0	1	0	0	0	3	0	4	0	0	0	1	0	0	0	0	0	6	15	
		Culex biannulirostris	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2		
		Culex decolor	0	0	1	22	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	5	30	
		Culex distinctus	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1		
		Culex thriambicus	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0	0	18	1	0	0	0	0	26	
		Culex tritaeniorhynchus	0	0	81	123	0	0	5	3	43	0	0	6	0	7	0	0	4	0	25	307	
		Culex perfoliatus	0	0	(21)39	27	2	0	1	25	143	1	0	0	3	9	0	11	0	0	16	277	
		Culex poecilipes	0	0	0	2	0	2	0	5	35	7	2	0	0	11	35	0	0	9	64	172	
		Culex vexans	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1		
		Culex sp.	0	0	1	0	0	0	0	0	20	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	22	
		Total Cules	0	0	(21)123	174	2	9	34	251	8	2	6	0	42	46	8	15	9	125	858		
Coquillettidia	Coquillettidia	Coquillettidia microannulata	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1		
		Coquillettidia sylvestris	0	0	0	0	1	2	0	0	14	1	3	0	0	5	21	3	0	0	(29)63	113	
		Mansonia uniformis	0	0	4	0	0	14	10	14	99	7	14	0	0	35	20	8	4	0	(452)497	726	
		Total Mansonia	0	0	4	0	1	16	10	14	113	8	17	0	0	40	41	11	4	0	(481)560	839	
		Mimomyia maculifascia	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1		
		Mimomyia macrocephala	0	0	0	0	0	0	0	0	53	0	0	0	14	0	0	0	0	0	2	69	
		Mimomyia plumosa	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1		
		Total Mimomyia	0	0	0	0	0	0	0	0	57	0	0	0	14	0	0	0	0	0	4	75	
		Uranotaenia balfouri	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	9	
		Uranotaenia maculipennis	0	0	0	0	0	0	0	0	22	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0	41	
		Uranotaenia meigeni	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	12	17	
		Total Uranotaenia	0	0	0	0	0	0	0	0	33	0	0	0	7	0	0	0	0	0	0	67	
Toxorhynchites	Toxorhynchites	Toxorhynchites brevipalpis	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1		
		Toxorhynchites viridescens	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1		
		Total Toxorhynchites	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2		
Total femelles sauvages:		0	154	(22)600	440</td																		

Aedes



Anopheles

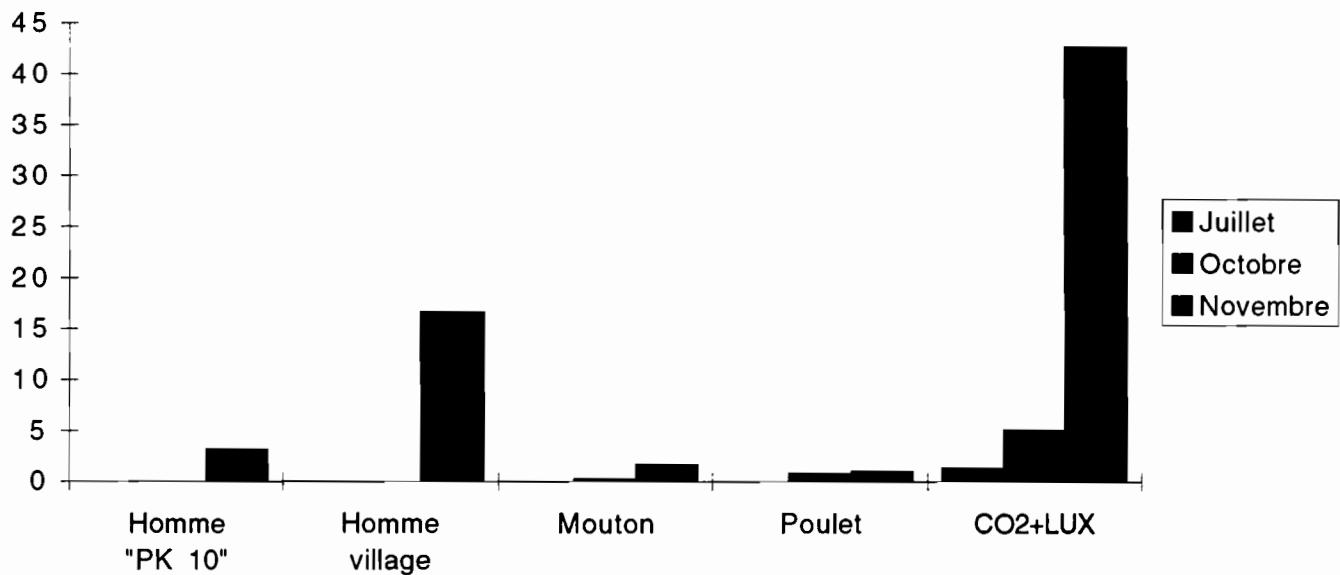


Culex

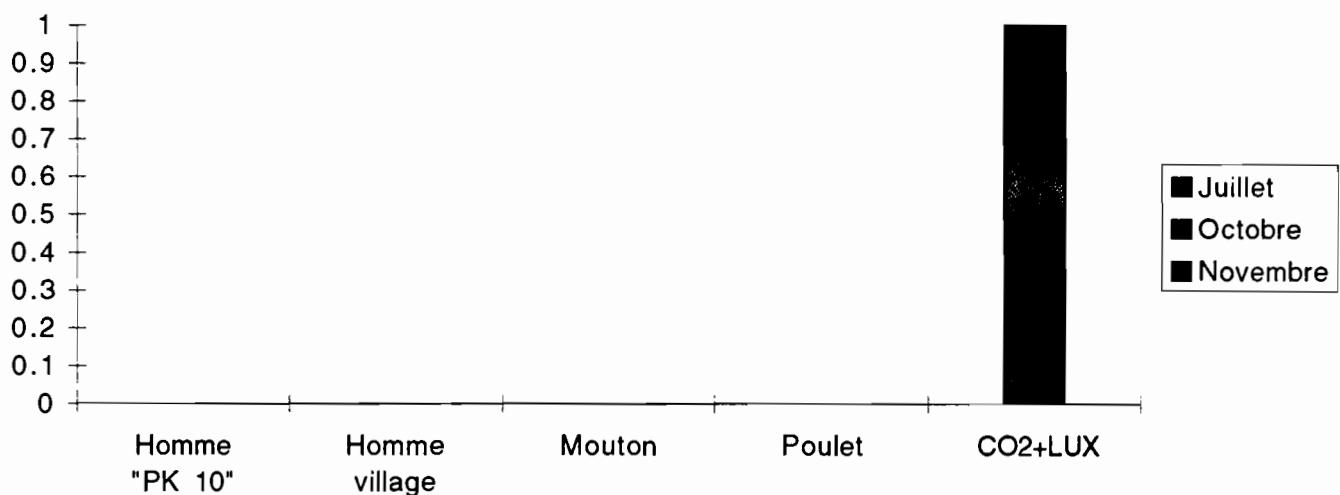


Figure A11: Résultats des fluctuations mensuelles des captures des genres de moustiques par méthode de capture en 1991.

Mansonia



Mimomyia



Uranotaenia

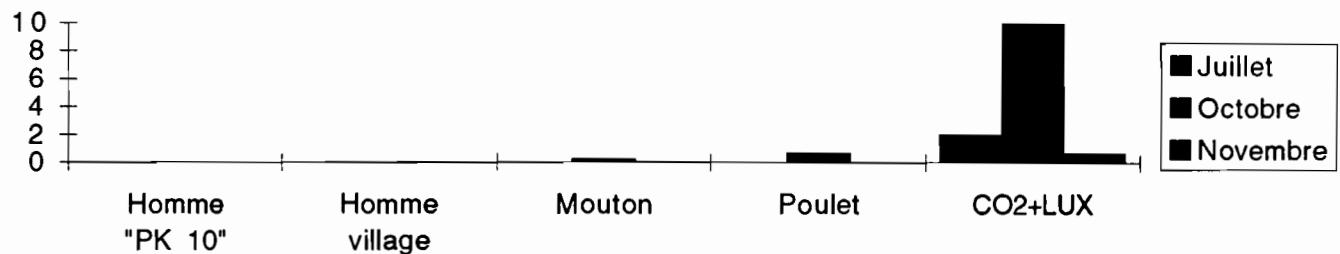
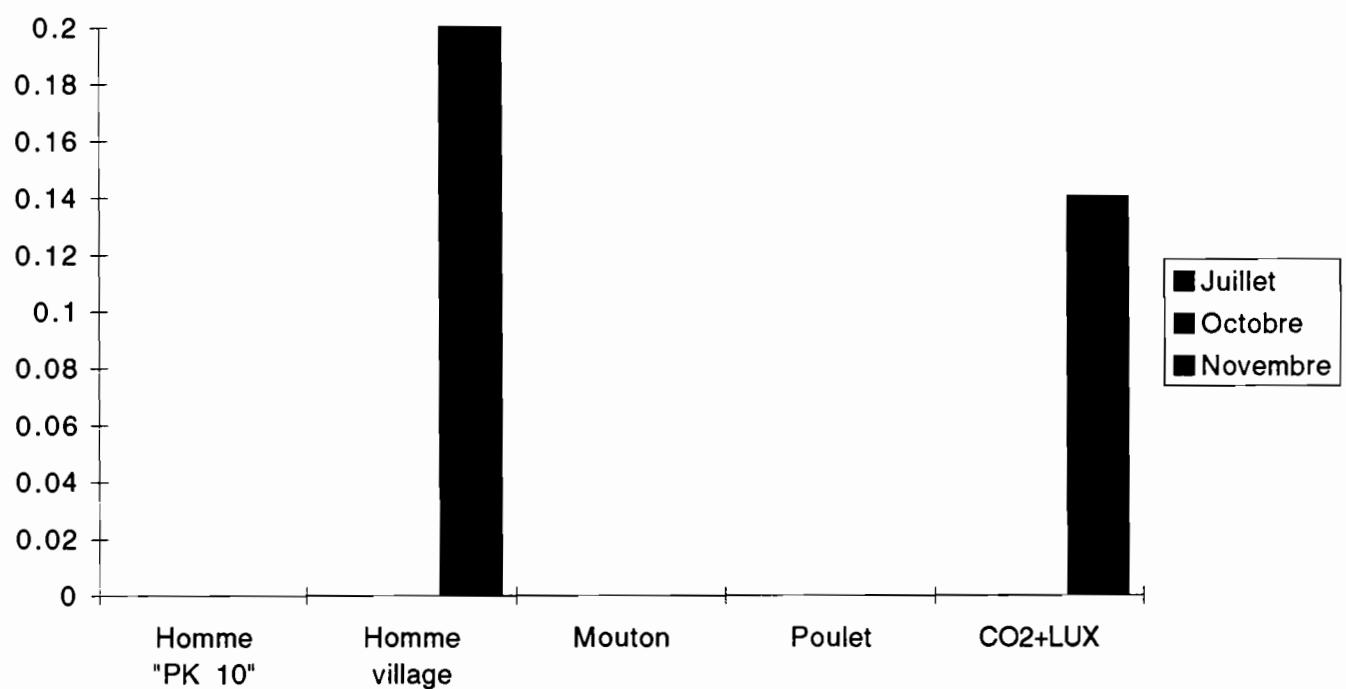


Figure A11: Résultats des fluctuations mensuelles des captures des genres de moustiques par méthode de capture en 1991.

Aedeomyia



Culiciomyia

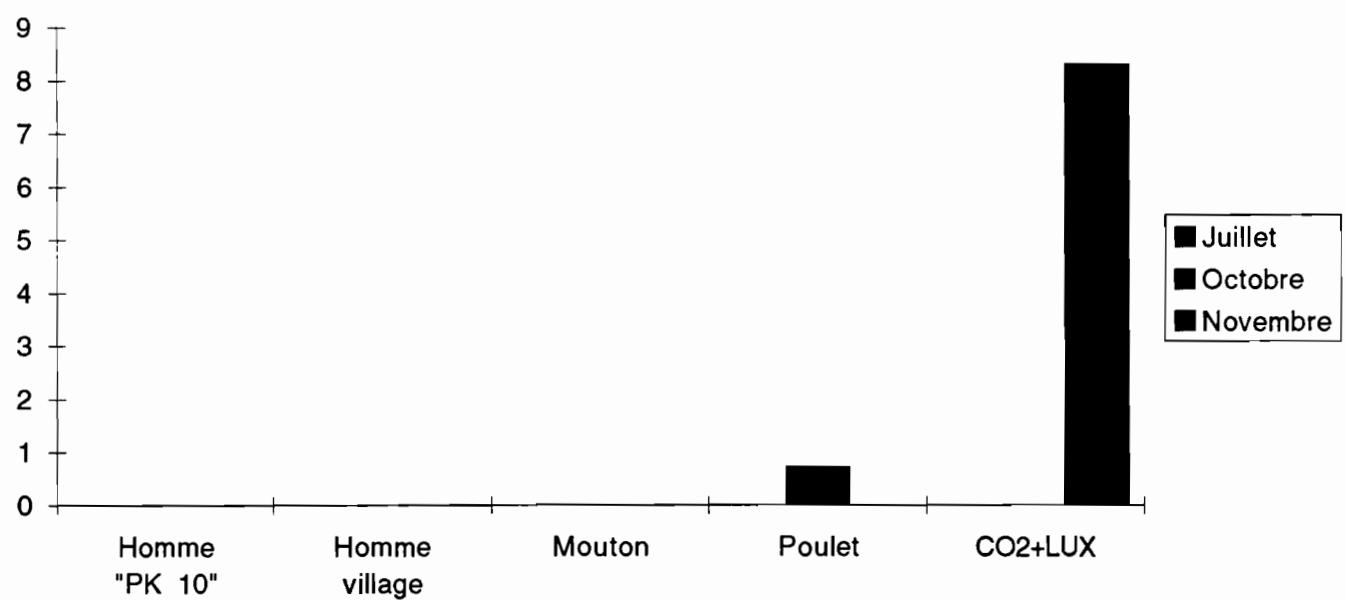


Figure A11: Résultats des fluctuations mensuelles des captures des genres de moustiques par méthode de capture en 1991.

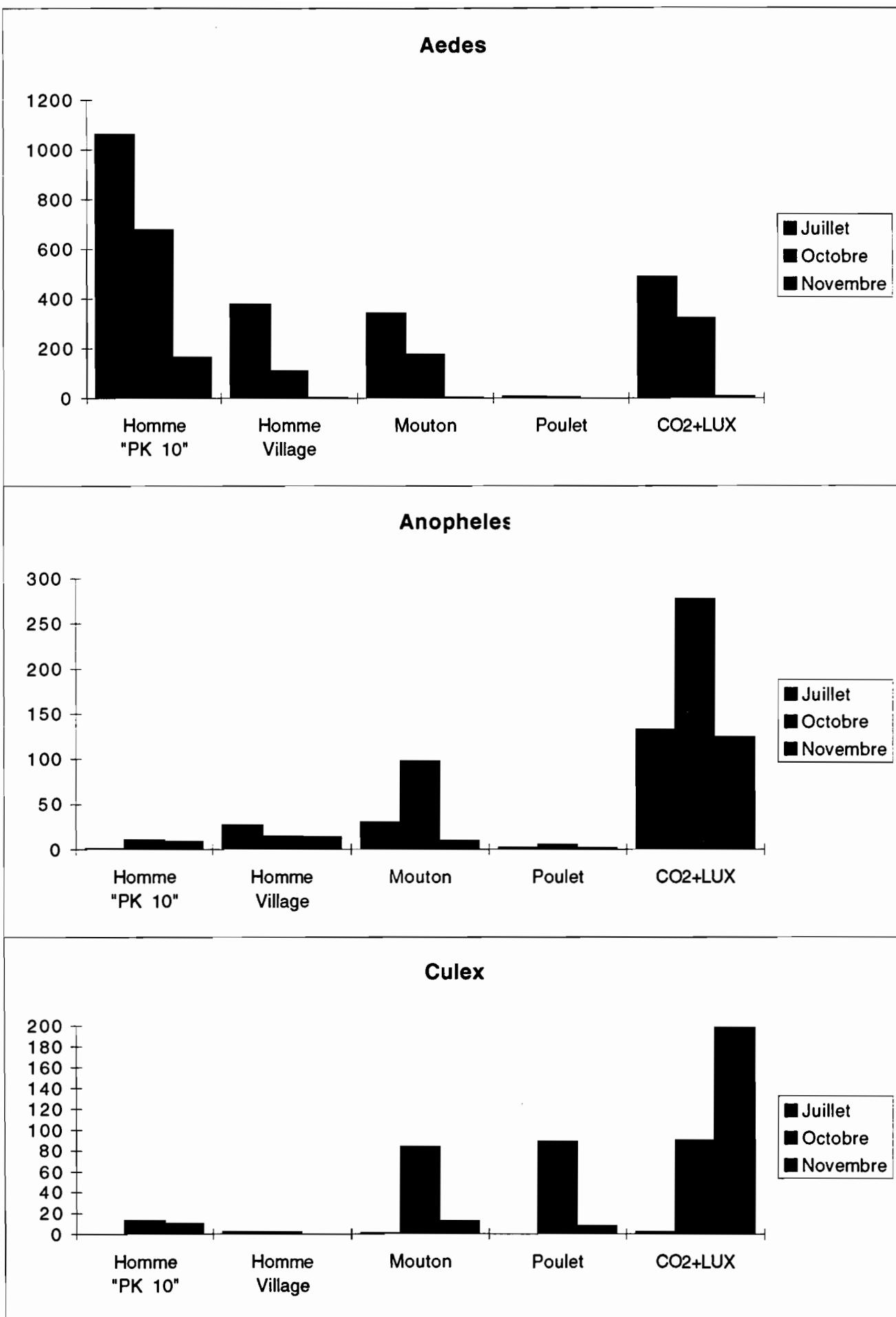


Figure A12 : Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par méthodes de capture en 1992.

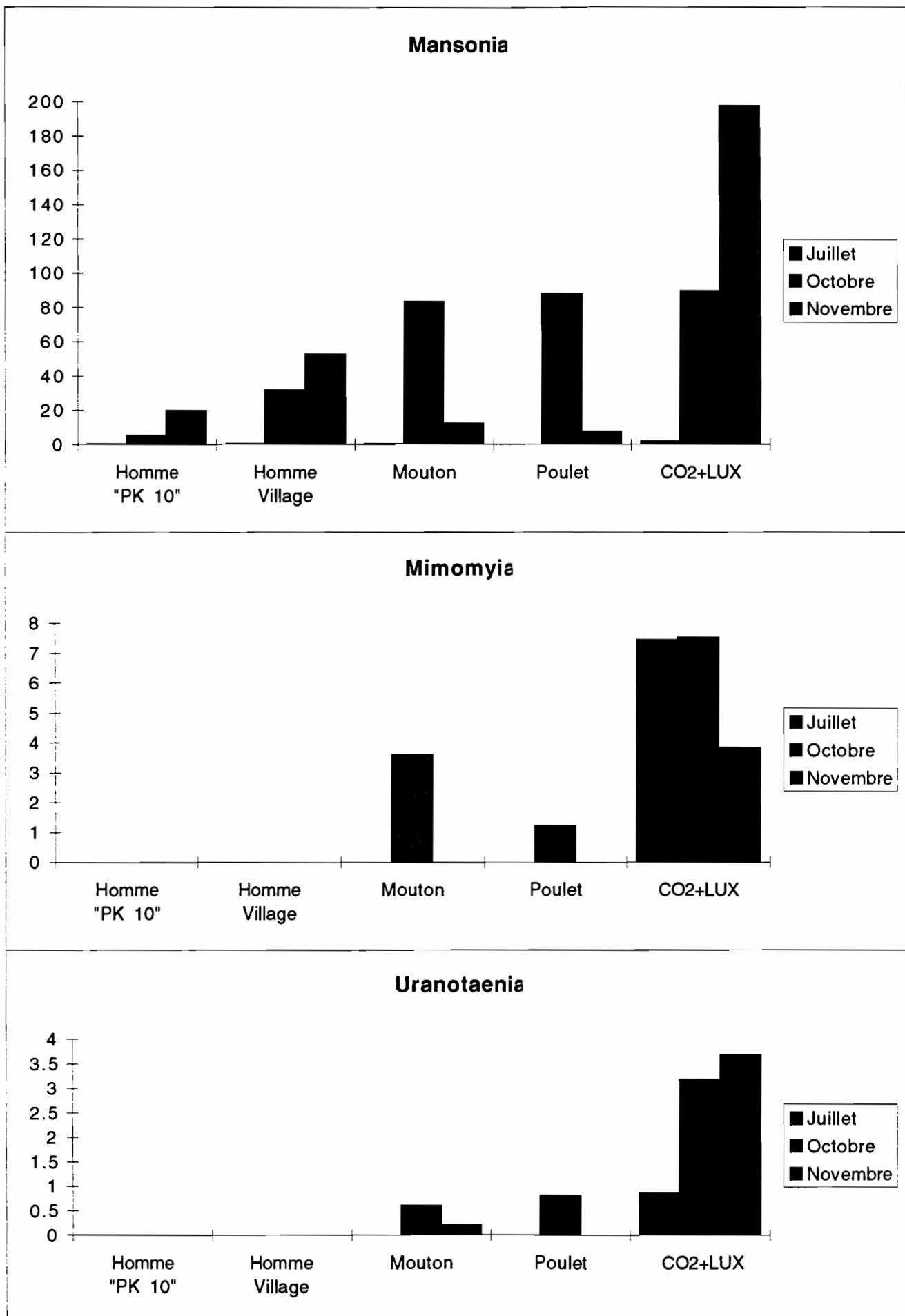


Figure A12 : Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par méthodes de capture en 1992.

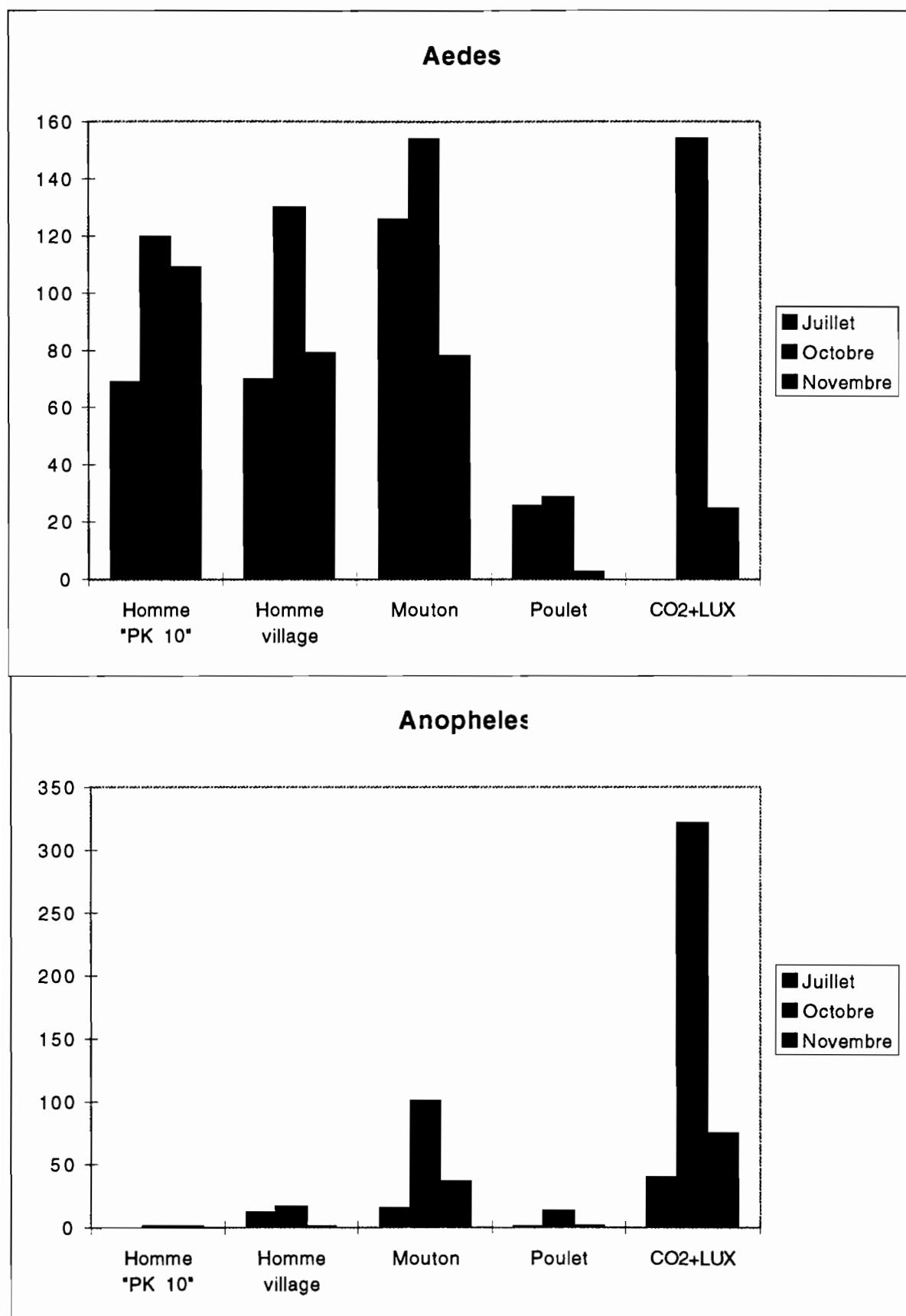


Figure A13: Résultats des fluctuations mensuelles des captures des genres de moustiques par méthodes de capture en 1993.

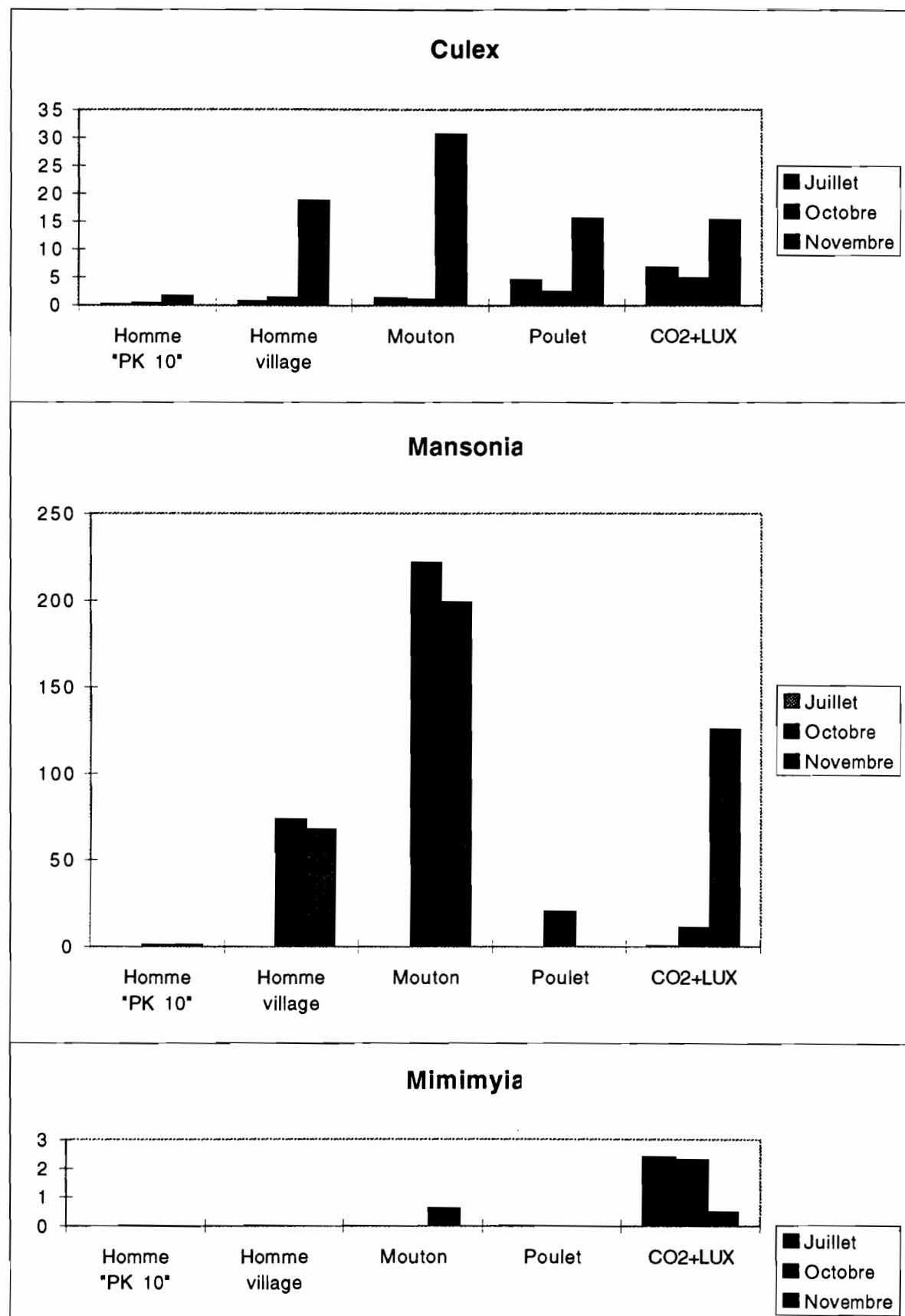
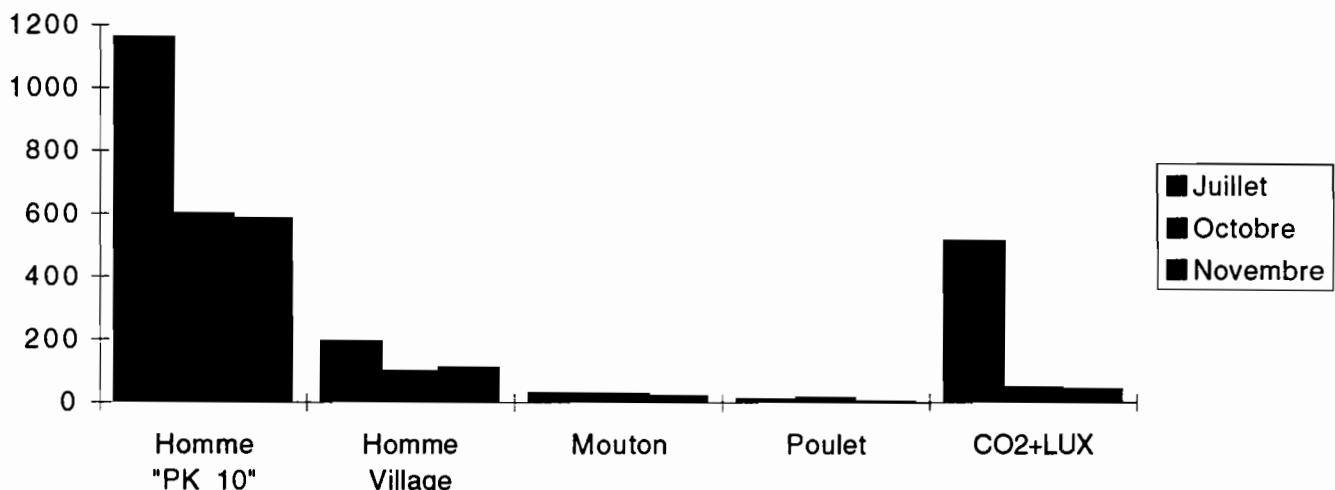
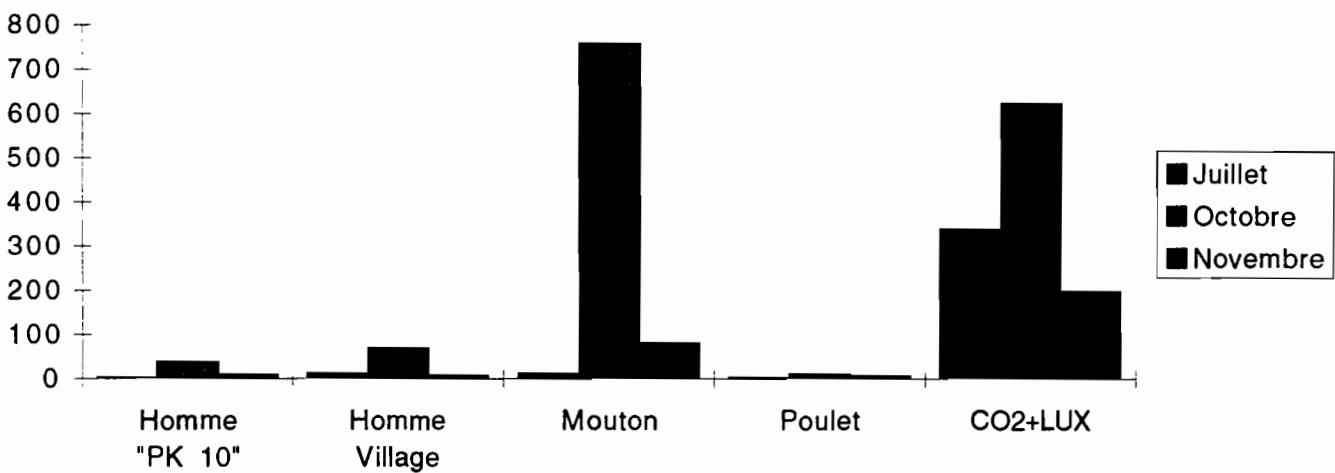


Figure A13: Résultats des fluctuations mensuelles des captures des genres de moustiques par méthodes de capture en 1993.

Aedes



Anopheles



Culex

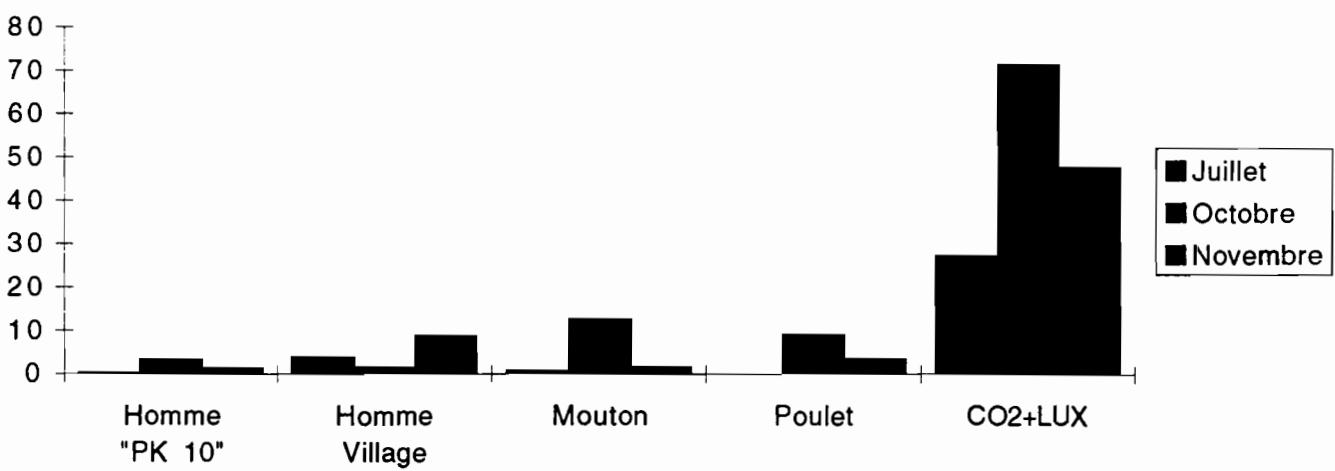


Figure A14: Résultats des fluctuations mensuelles des captures des genres de moustiques par méthodes de capture en 1994.

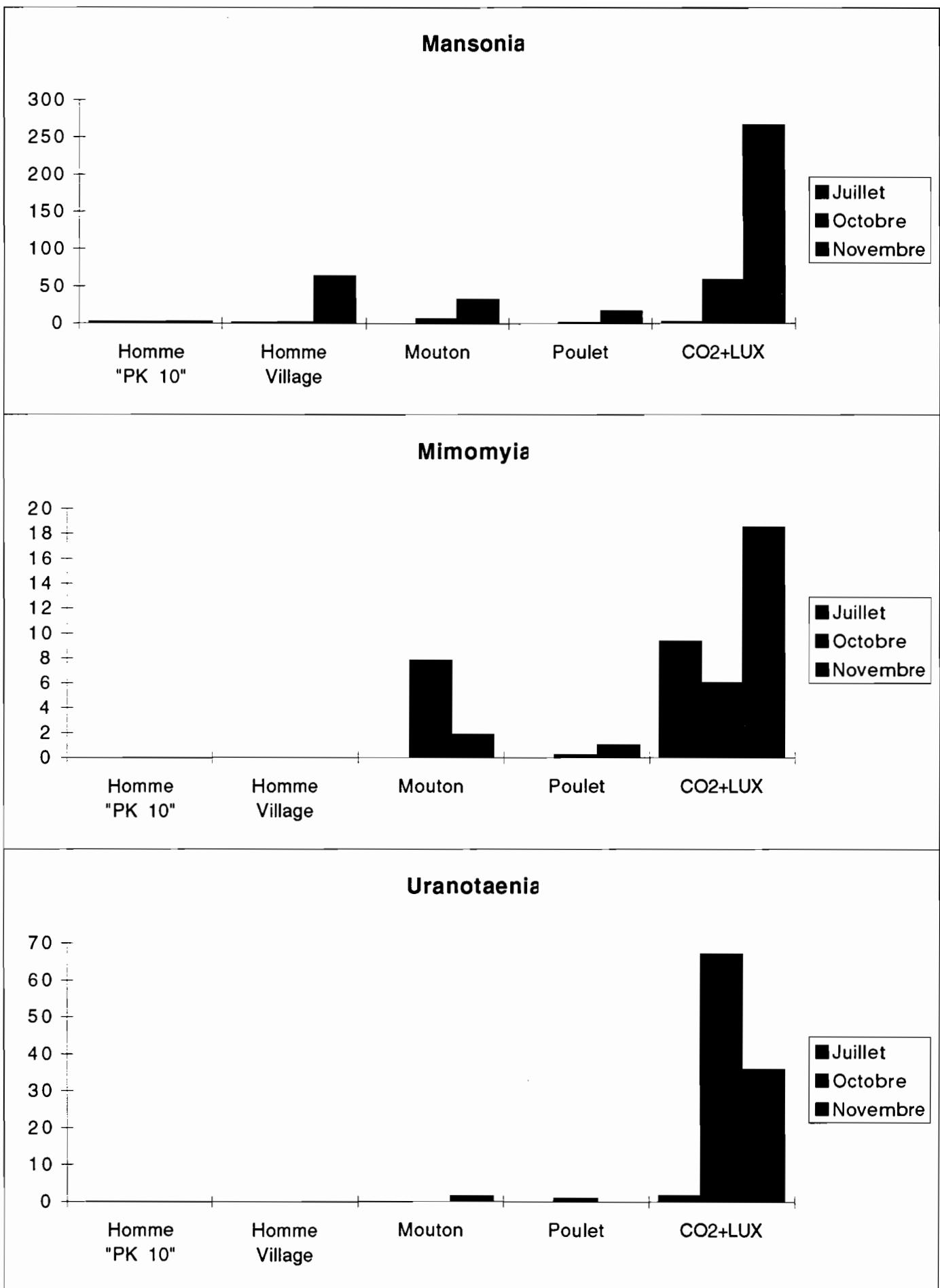
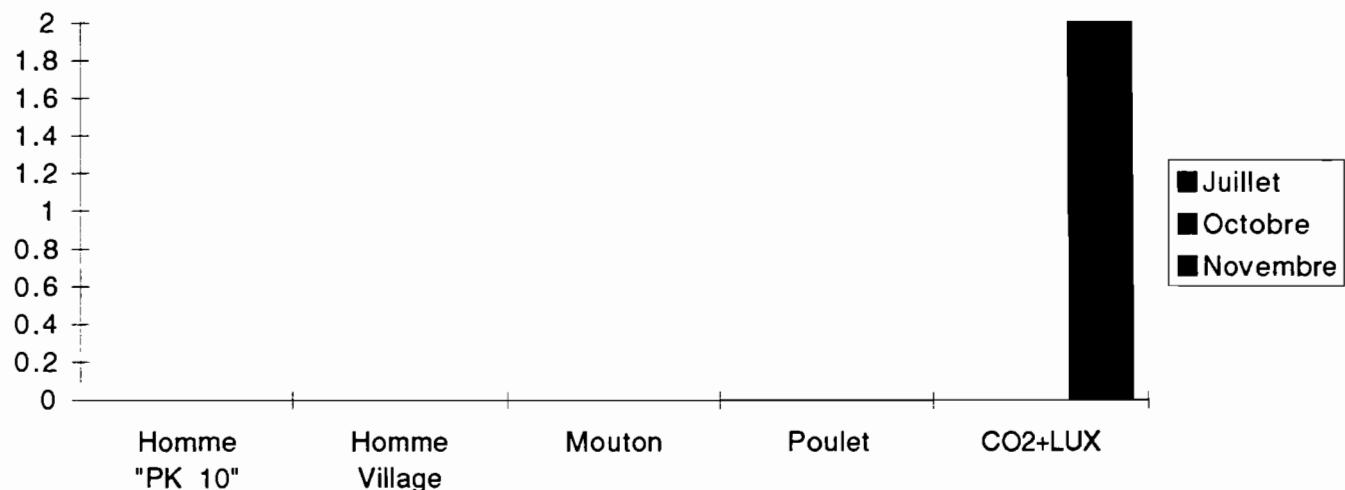


Figure A14: Résultats des fluctuations mensuelles des captures des genres de moustiques par méthodes de capture en 1994.

Aedeomyia



Culiciomyia

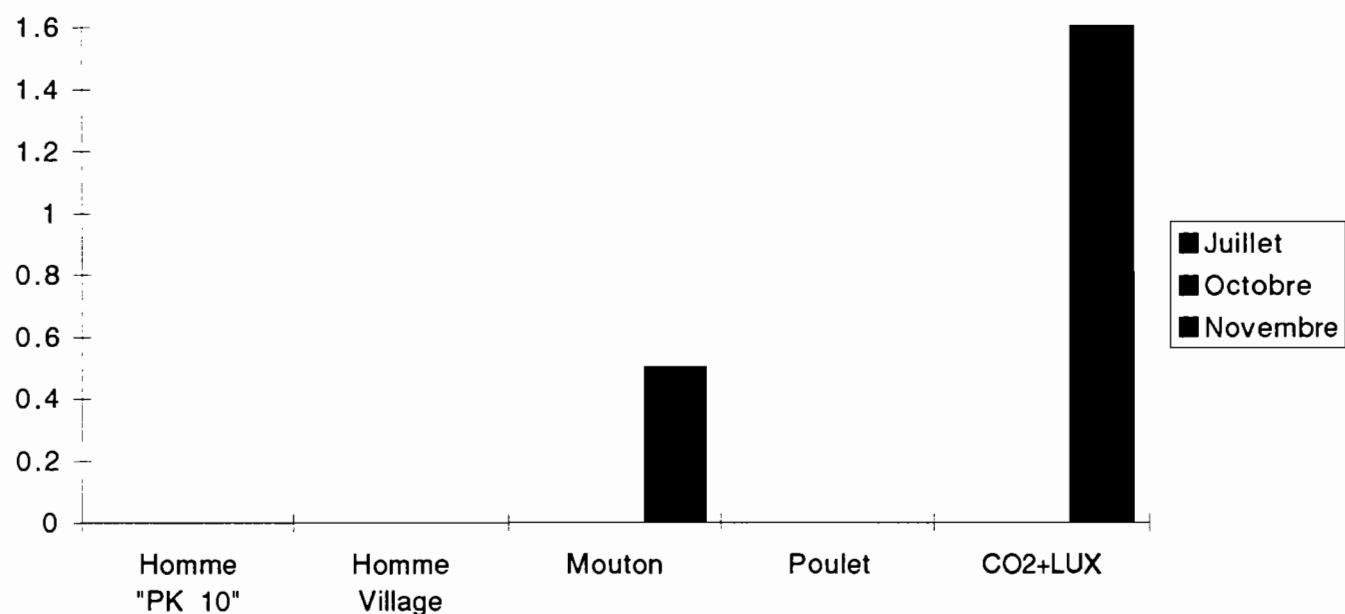


Figure A14: Résultats des fluctuations mensuelles des captures des genres de moustiques par méthodes de capture en 1994.

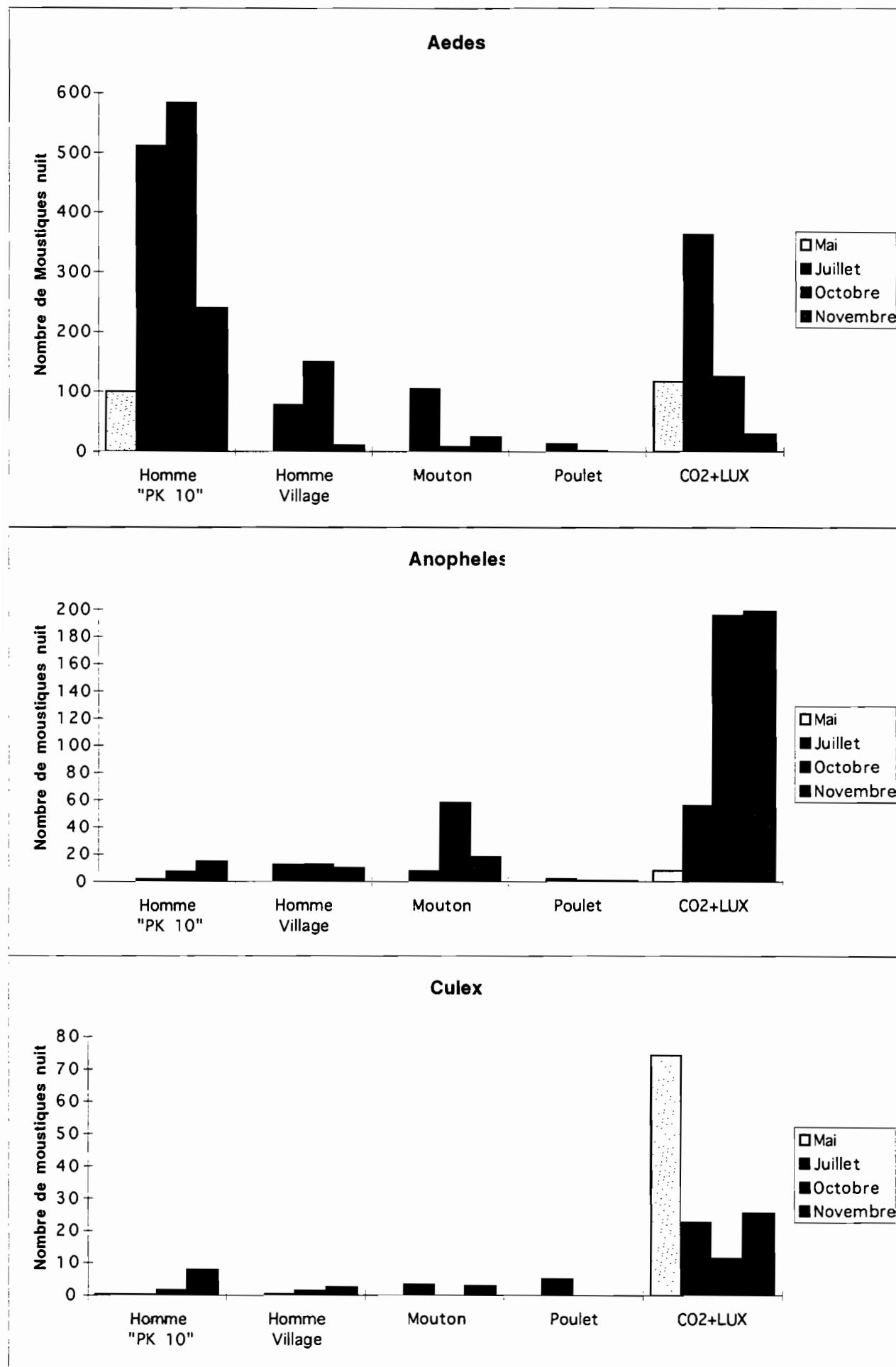


Figure A15: Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par méthodes de capture à Kédougou en 1995.

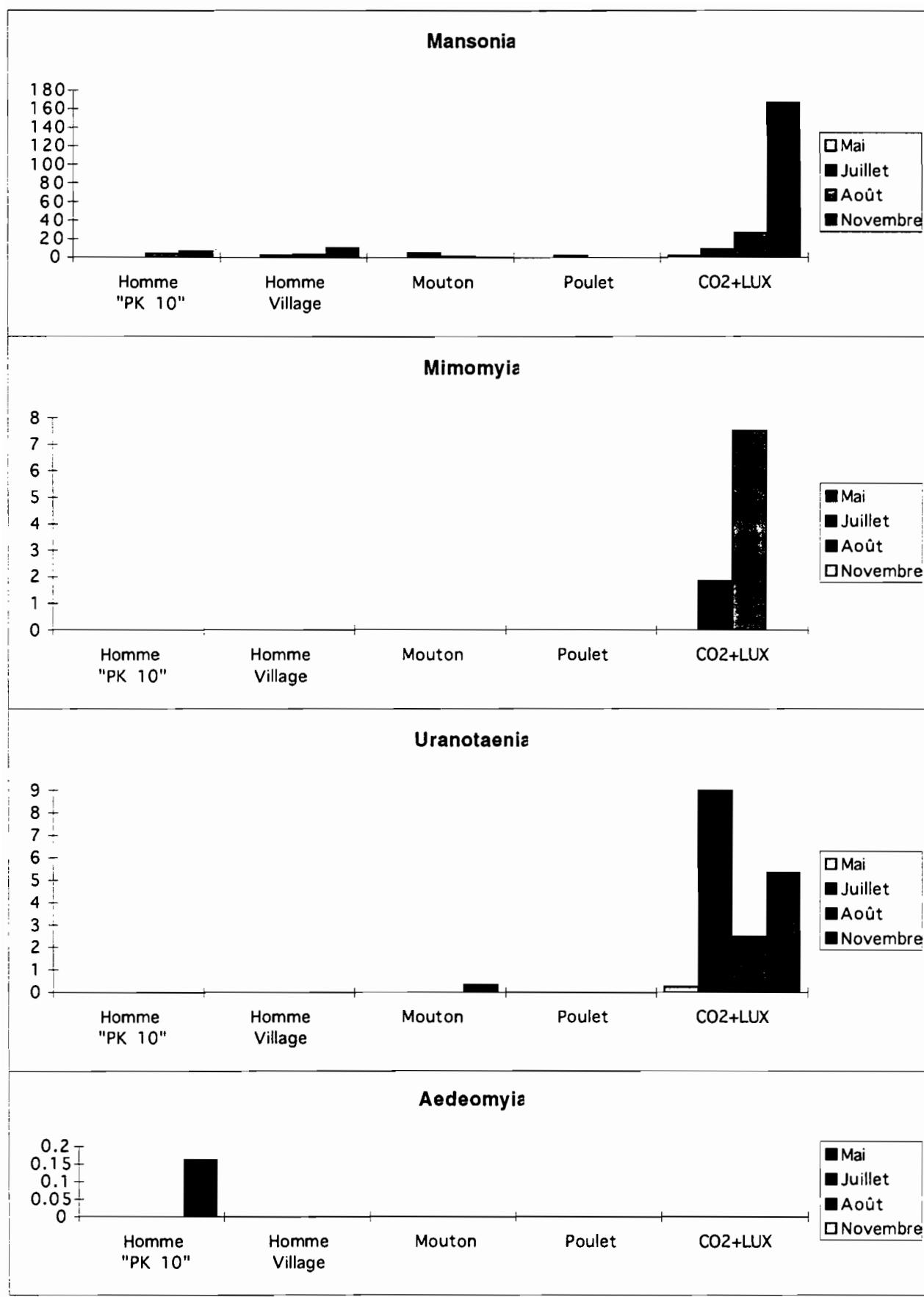


Figure A15: Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par méthodes de capture à Kédougou en 1995.

Captures annuelles de diptères à Barkedji de 1990 à 1995.																					
Genre	Sous Genre	Espèces	1990			1991			1992			1993			1994			1995			TOTAL
			Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots			
Anopheles	Anopheles	Anopheles costatus	0	0	0	0	45	2	2	2	0	0	0	0	0	0	47	4			
		Anopheles siemanni	1155	16	459	25	1661	62	1416	67	596	26	800	39	6087	235					
Anoplolepis	Cellia	Anopheles sp	35	2	73	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	108	10			
		Anopheles domesticus	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1			
		Anopheles flavipes	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1			
		Anopheles fuscovenensis	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	1			
		Anopheles gambiensis	0	0	107	21	58	20	330	45	130	22	265	24	890	132					
		Anopheles hancocki	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1			
		Anopheles pharoensis	181	6	441	26	384	41	240	40	266	27	231	20	1743	160					
		Anopheles pretoriensis	5	2	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	6	3					
Aedes	Aedes	Anopheles rufipes	51	7	76	10	31	11	341	34	87	11	17	3	603	76					
		Anopheles squamosus	0	0	0	0	4	2	3	1	9	3	2	1	18	7					
		Total Anopheles	1427	33	1158	92	2184	139	2332	189	1090	91	1315	87	9506	631					
		Aedeomyia Lepiothuma	Aedeomyia africana	963	14	787	28	3133	85	2549	75	449	24	646	31	8527	257				
		Aedes argenteopunctatus	0	0	0	0	8	4	24	8	10	3	18	6	60	21					
		Aedes dalzielii	0	0	0	0	0	0	10	5	24	9	29	29	63	43					
		Aedes fowleri	0	0	0	0	2	2	19	7	9	5	10	9	40	23					
		Aedes minimus	0	0	26	4	53	16	115	15	34	11	50	10	278	56					
		Aedes vexans	245	8	10235	248	4204	122	4142	123	6958	201	14953	403	40737	1105					
		Aedes vexans	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1					
Aedes	Aedes	Diceromyia	Aedes furcifer	0	0	0	0	125	21	139	9	129	13	82	11	475	54				
		Micidius	Aedes sudanensis	5	3	344	28	252	43	184	31	66	15	307	24	1158	144				
		Neomelanicion	Aedes meintoshi	0	0	281	16	258	35	21	7	58	11	78	13	696	82				
		Aedes aegypti	0	0	0	0	10	5	9	5	11	4	3	3	33	17					
		Aedes lutzi	Aedes lutzi	0	0	0	0	0	1	1	10	5	6	4	17	10					
		Stegomyia	Aedes vexans	0	0	17	7	101	23	59	16	93	12	22	9	292	67				
		Aedes vexans	0	0	36	11	134	33	64	15	43	11	16	10	293	80					
		Total Aedes	253	12	11221	335	5782	352	6056	300	8514	353	15876	560	47702	1912					
		Culex	Culex	Culex annulatus	24	5	1177	22	478	42	482	48	298	21	1085	40	3544	178			
		Culex	Culex tritaeniorhynchus	335	11	216	17	178	29	343	32	43	10	246	16	1361	115				
Culex	Culex	Culex decens	1	1	17	2	2	1	2	2	0	0	0	0	22	6					
		Culex ethiopicus	62	5	641	32	213	22	1669	69	2012	57	1478	49	6075	234					
		Culex gr. ethiopicus	0	0	46	2	0	0	0	0	0	0	0	0	46	2					
		Culex neavei	199	10	756	26	1946	83	3527	120	858	46	1409	52	8695	337					
		Culex gr. sierrae	37	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	37	1					
		Culex perfusus	2	1	134	5	239	26	330	33	59	14	140	16	904	95					
		Culex poicilipes	21668	221	7363	202	1151	271	28447	562	7014	18	6737	194	82380	1637					
		Culex quinquefasciatus	0	0	339	18	0	0	258	19	0	0	0	0	597	37					
		Culex tritaeniorhynchus	98	6	137	7	1242	56	182	30	360	20	1572	50	3591	169					
		Culex tritaeniorhynchus	77	2	313	20	25	3	513	33	3	1	0	0	931	59					
Mansonia	Mansonioides	Culex	Culex sp	0	0	256	7	0	0	229	8	0	0	2	2	487	17				
		Lutzia	Culex nigripes	0	0	0	0	15	1	5	3	2	1	1	1	23	6				
		Total Culex	22503	263	11395	360	15489	534	33967	959	10649	357	12670	420	108693	2893					
Uranotaenia	Uranotaenia	Ficalbia	Ficalbia uniformis	0	0	0	0	0	6	2	0	0	0	0	6	2					
		Mansonia	Mansonia africana	225	5	1559	57	4524	145	4390	121	552	27	474	29	11724	384				
		Mansonioides	Mansonia uniformis	192	4	156	20	703	44	845	47	140	9	3026	89	5062	213				
		Mansonia	Mansonia sp	0	0	19	1	0	0	219	7	0	0	0	0	238	8				
		Total Mansonia	417	9	1734	78	5227	189	5454	175	692	36	3500	118	17024	605					
		Mimomyia	Mimomyia mediolineata	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1				
		Mimomyia	Mimomyia heptula	1195	14	615	15	0	0	18	6	0	0	6	4	1834	39				
		Mimomyia	Mimomyia lacustris	767	10	341	13	0	0	0	0	0	0	119	10	1227	33				
		Mimomyia	Mimomyia mimomyiiformis	0	0	0	0	51	5	72	9	16	6	618	23	757	43				
		Mimomyia	Mimomyia pumosa	0	0	0	0	62	9	63	8	0	0	6	2	131	19				
Uranotaenia	Uranotaenia	Mimomyia	Mimomyia splendens	3789	43	7050	10	8446	141	7524	156	533	20	4336	105	31678	573				
		Mimomyia	Mimomyia sp.	136	2	0	0	3	1	0	0	0	0	0	0	139	3				
		Total Mimomyia	5887	69	8007	137	8562	156	7677	179	549	26	5085	144	35767	711					
		Uranotaenia	Uranotaenia sp.	6	2	48	5	2	1	0	0	0	0	0	0	56	8				
		Uranotaenia	Uranotaenia balfouri	2	2	31	2	0	0	92	16	7	3	25	2	157	25				
		Uranotaenia	Uranotaenia bilineata	39	3	12	2	0	0	0	0	0	0	0	0	51	5				
		Uranotaenia	Uranotaenia mayeri	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	1				
		Total Uranotaenia	47	7	91	9	2	1	92	16	8	4	25	2	265	39					
Mansonia	Mansonioides	Total femelles sauvages:	31497	407	34393	1039	40379	1456	60153	1895	21951	891	39117	1362	227490	7050					
		Mouiques mâles sauvages:																			
		Anopheles	Anopheles gambiae	0	0	11	1	0	0	4	1	0	0	38	2	53	4				
		Anopheles	Anopheles pharoensis	0	0	0	0	1	1	1	1	0	0	0	0	2	2				
		Aedeomyia	Lepiothuma	Aedeomyia africana	0	0	6	1	810	20	1430	31	160	6	315	11	2721	69			
		Aedes	Aedes vexans	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	19	2	19	2				
		Diceromyia	Aedes furcifer	0	0	0	0	0	0	32	3	13	2	197	7	254	14				
		Micidius	Aedes sudanensis	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9	2	9	2				
		Neomelanicion	Aedes meintoshi	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	10	2	10	2				
		Stegomyia	Aedes vexans	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	2	1	3	2				
Culex	Culex	Culex	Culex ethiopicus	0																	

Nombre mensuel de diptères capturés, nombre de lots et abondance en pourcentage des captures en 1990.												
			Octobre		Novembre		Décembre		Total		Abondance %	
Genre	Sous Genre	Espèces	Nombre capturés	Nombre de lots								
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles ziemanni</i>	17	4	1091	11	47	1	1155	16	3,67	3,93
		<i>Anopheles sp</i>	19	1	16	1	0	-	35	2	0,11	0,49
	Cellia	<i>Anopheles pharoensis</i>	43	3	113	2	25	1	181	6	0,57	1,47
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	5	2	0	-	0	-	5	2	0,02	0,49
		<i>Anopheles rufipes</i>	49	6	0	-	2	1	51	7	0,16	1,72
Total Anopheles			133	16	1220	14	74	3	1427	33	4,53	8,11
Aedeomyia	Lepiothauma	<i>Aedeomyia africana</i>	787	11	154	2	22	1	963	14	3,06	3,44
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes ochraceus</i>	3	1	0	-	0	-	3	1	0,009	0,24
		<i>Aedes vexans</i>	245	8	0	-	0	-	245	8	0,78	1,96
	Mucidus	<i>Aedes sudanensis</i>	5	3	0	-	0	-	5	3	0,02	0,77
Total Aedes			253	12	0	0	0	0	253	12	0,8	2,95
Culex	Culex	<i>Culex antennatus</i>	10	3	12	1	2	1	24	5	0,08	1,23
		<i>Culex bitaeniorhynchus</i>	333	10	0	-	2	1	335	11	1,64	2,7
		<i>Culex decens</i>	1	1	0	-	0	-	1	1	0,003	0,24
		<i>Culex ethiopicus</i>	54	3	5	1	3	1	62	5	0,19	1,23
		<i>Culex neavei</i>	78	6	115	2	6	2	199	10	0,63	2,46
		<i>Culex gr. sitiens</i>	0	-	0	-	37	1	37	1	0,12	0,24
		<i>Culex perfuscus</i>	2	1	0	-	0	-	2	1	0,006	0,24
		<i>Culex poicilipes</i>	11705	121	9963	100	0	-	21668	221	68,79	54,3
		<i>Culex tritaeniorynchus</i>	6	2	86	2	6	2	98	6	0,31	1,47
		<i>Culex univittatus</i>	77	2	0	-	0	-	77	2	0,24	0,49
Total Culex			12266	149	10181	106	56	8	22503	263	71,44	64,62
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Mansonia africana</i>	14	2	144	2	67	1	225	5	0,71	1,23
		<i>Mansonia uniformis</i>	20	2	172	2	0	-	192	4	0,61	0,98
Total Mansonia			34	4	316	4	67	1	417	9	1,32	2,21
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia hispida</i>	1143	12	41	1	11	1	1195	14	3,79	3,44
		<i>Mimomyia lacustris</i>	661	7	102	2	4	1	767	10	2,43	2,46
		<i>Mimomyia splendens</i>	2728	31	993	11	68	1	3789	43	12,03	10,56
		<i>Mimomyia sp</i>	136	2	0	-	0	-	136	2	0,43	0,49
Total Mimomyia			4668	52	1136	14	83	3	5887	69	18,69	16,95
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia sp</i>	3	1	0	-	3	1	6	2	0,019	0,49
		<i>Uranotaenia balfouri</i>	2	2	0	-	0	-	2	2	0,006	0,49
		<i>Uranotaenia bilineata</i>	2	1	23	1	14	1	39	3	0,12	0,77
		Total Uranotaenia	7	4	23	1	17	2	47	7	0,15	1,72
Total general			18148	248	13030	141	319	18	31497	407	-	-

Tableau A24 : Résultats des captures mensuelles et abondance en pourcentage des diptères à Barkedji en 1990.

			Nombre mensuel de diptères capturés, nombre de lots et abondance en pourcentage des captures à Barkedji en 1991																						
Genre	Sous Genre	Spèces	Janvier		Fevrier		Mars		Juillet		Septembre		Octobre		Novembre		Décembre		Total		Abondance %				
			Nombre capturé	Nombre de lots	Nombre capturé	Nombre de lots	Nombre capturé	Nombre de lots	Nombre capturé	Nombre de lots	Nombre capturé	Nombre de lots	Nombre capturé	Nombre de lots	Nombre capturé	Nombre de lots	Nombre capturé	Nombre de lots	Nombre capturé	Nombre de lots	Nombre capturé	Nombre de lots			
Anopheles	Cellia	<i>Anopheles ziemanni</i>	7	1	2	1	0	-	0	-	2	1	27	3	159	9	262	9	474	24	1,356	2,326			
		<i>Anopheles sp</i>	0	-	0	-	1	1	3	1	8	1	46	3	13	1	2	1	80	8	0,229	0,775			
		<i>Anopheles domesticus</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	0	-	0	-	2	1	0,006	0,097			
		<i>Anopheles gambiae</i>	1	1	16	3	1	1	0	-	20	3	25	7	37	5	7	1	127	21	0,363	2,035			
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	0	-	0	-	2	1	0,006	0,097			
		<i>Anopheles pharoensis</i>	32	5	385	12	0	-	0	-	0	-	20	6	2	2	1	1	466	26	1,333	2,519			
		<i>Anopheles rufipes</i>	4	1	19	2	1	1	0	-	0	-	26	4	26	2	0	-	86	10	0,246	0,969			
Total Anopheles			44	8	422	18	3	3	1	30	5	146	25	237	19	273	12	1237	91	3,540	8,820				
Aedeomyia	Lepiothoraxa	<i>Aedeomyia africana</i>	187	6	6	2	0	0	0	0	0	0	0	0	197	10	379	10	787	28	2,252	2,713			
Aedes	Aedes	<i>Aedes minimus</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	26	4	0	-	0	-	0	-	30	4	0,086	0,388			
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	-	0	-	0	-	6	2	254	11	22	8	0	-	0	-	303	21	0,867	2,035			
		<i>Aedes vexans</i>	0	-	0	-	0	-	68	3	9466	212	700	33	0	-	1	1	10483	249	29,994	24,128			
		<i>Mucidus</i>	<i>Aedes sudanensis</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	282	13	62	15	0	-	0	-	372	28	1,064	2,713		
		<i>Neomelaniconion</i>	<i>Aedes mcintoshi</i>	0	-	0	-	0	-	265	10	12	2	4	4	0	-	0	-	297	16	0,850	1,550		
		<i>Stegomyia</i>	<i>Aedes metallicus</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	4	1	12	5	1	1	0	-	24	7	0,069	0,678		
Total Aedes			0	0	0	0	0	0	339	15	10061	246	819	73	1	1	1	1	11556	336	33,060	35,560			
Culex	Culex	<i>Culex antennatus</i>	44	3	1097	15	1	1	22	1	0	-	0	-	3	1	10	1	1198	22	3,428	2,132			
		<i>Culex bitaeniorhynchus</i>	0	-	3	1	0	-	0	-	12	3	191	11	3	1	7	1	232	17	0,664	1,647			
		<i>Culex decens</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	17	2	0	-	0	-	19	2	0,054	0,194			
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	289	9	290	15	39	6	23	2	671	32	1,920	3,101			
		<i>Culex gr. ethiopicus</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	46	2	0	-	0	-	0	-	48	2	0,137	0,194			
		<i>Culex neavei</i>	61	5	281	8	101	5	22	1	43	3	10	3	137	9	101	4	790	38	2,260	3,682			
		<i>Culex perfuscus</i>	0	-	0	-	17	2	117	3	0	-	0	-	0	-	0	-	139	5	0,398	0,484			
		<i>Culex poicilipes</i>	21	5	87	4	1	1	118	5	2662	69	2045	53	859	26	1570	39	7526	202	21,534	19,574			
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	58	4	21	3	78	6	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	352	18	1,007	1,744			
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	-	2	1	1	1	134	5	0	-	0	-	0	-	0	-	144	7	0,412	0,678			
		<i>Culex sp.</i>	0	-	0	-	92	2	66	3	75	1	0	-	23	1	0	-	263	7	0,753	0,678			
Total Culex			184	17	1491	32	291	18	479	18	3127	87	2553	84	1064	44	1893	52	11382	352	32,570	34,110			
Mansonia	Mansonioides	<i>Mansonia africana</i>	57	5	0	-	0	-	0	-	0	-	46	10	464	15	992	27	1589	57	4,546	5,523			
		<i>Mansonia uniformis</i>	2	2	0	-	1	1	0	-	3	1	94	10	32	5	24	1	175	20	0,501	1,938			
		<i>Mansonia sp.</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	19	1	0	-	20	1	0,057	0,097			
Total Mansonia			59	7	0	0	1	1	0	0	3	1	140	20	515	21	1016	28	1784	78	5,100	7,560			
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia mediolineata</i>	0	-	1	1	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	2	1	0,006	0,097			
		<i>Mimomyia hispida</i>	149	4	465	10	1	1	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	630	15	1,803	1,453			
		<i>Mimomyia lacustris</i>	32	3	241	7	68	3	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	354	13	1,013	1,260			
		<i>Mimomyia splendens</i>	3871	40	552	9	0	-	0	-	0	-	0	-	688	19	1939	40	7118	108	20,366	10,465			
Total Mimomyia			4052	47	1259	27	69	4	0	0	0	0	0	0	688	19	1939	40	8104	137	23,190	13,250			
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia sp.</i>	14	1	17	3	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	17	1	52	5	0,149	0,484			
		<i>Uranotaenia balfouri</i>	1	1	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	30	1	32	2	0,092	0,194			
		<i>Uranotaenia bilineata</i>	12	2	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	14	2	0,040	0,194			
		<i>Uranotaenia neireti</i>	0	-	1	1	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	2	1	0,006	0,097			
Total Uranotaenia			27	4	18	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	47	2	100	10	0,280	0,970			
Total femelles sauvages			4553	89	3196	83	364	26	821	34	13221	339	3658	202	2702	114	5548	145	34950	1032	100	100			
Moustiques mâles sauvages			0	0	0	0	0	0	0	0	12	2	0	0	152	7	0	0	173	9	100	100			
		<i>Anopheles gambiae</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	11	1	0	-	12	1	6,936	11,111			
		<i>Aedes vexans</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	12	2	0	-	0	-	0	-	14	2	8,092	22,222			
		<i>Aedeomyia africana</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	6	1	0	-	7	1	4,046	11,111					
		<i>Culex sp.</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	40	1	0	-	41	1	23,699	11,111					
		<i>Mansonia sp.</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	95	4	0	-	99	4	57,225	44,444					
		Total mâles sauvages	0	0	0	0	0	0	0	0	12	2	0	0	152	7	0	0	173	9	100	100			
Diptères divers sauvages			Phlebotome sp.	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1545	25	1825	31	3395	56	99,531	98,246		
			Ceratopogonide sp.	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	15	1	0	-	16	1	0,469	1,754		
Total diptères divers sauvages			0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1560	26	1825	31	3411	57	100	100	
Total général			4553	89	3196	83	364	26	821	34	13233	341	3658	202	4414	147	7373	176	38534	1098	-	-			

Tableau A25 : Résultats des captures mensuelles et abondance en pourcentage des diptères à Barkeji en 1991.

				Nombre mensuel de diptères capturés, nombre de lots et abondance en pourcentage des captures en 1992.																			
Genre	Sous Genre	Espèces		Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Aout	Septembre	Octobre	Novembre	Décembre	Total	Abondance %						
				Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots						
Anopheles	Culicidae	<i>Anopheles coustani</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1	0,111, 0,137					
		<i>Anopheles niemanni</i>	464	15	16	2	0	-	0	-	0	-	12	8	72	6	422	12					
		<i>Anopheles flavescens</i>	0	-	-	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	0	0,002, 0,069					
		<i>Anopheles gambiae</i>	7	1	8	2	16	4	0	-	0	-	1	1	5	3	3	0,144, 1,374					
		<i>Anopheles pharoensis</i>	18	2	171	10	89	6	0	-	3	1	18	2	8	6	40	3					
		<i>Anopheles stephensi</i>	6	1	1	1	0	-	0	-	0	-	1	1	4	3	10	2,816, 0,951, 0,755					
		<i>Anopheles aquasalis</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	4	2	0	0,010, 0,137					
Total Anopheles			495	19	196	15	105	10	0	0	3	1	0	16	2	32	18	518	24				
Ascodipteron	Lepidoptera	<i>Anthonomia africana</i>	187	7	350	8	730	14	0	0	0	0	74	5	98	10	41	4	21	3			
Aedes	Culicidae	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	1	1	6	2	0	0,020, 0,275			
		<i>Aedes fowleri</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	2	0	0	0	2	0,005, 0,137			
		<i>Aedes vexans</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	8	5	37	8	8	3	0	0,131, 1,099			
		<i>Aedes vexans</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1481	33	986	36	1608	45	376	10			
		<i>Aedes vexans</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	0	0	1	0,002, 0,069			
		<i>Dicranomyia</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	82	8	30	9	12	3			
		<i>Mycetophilidae</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	2	1	15	8	214	31	21	3			
Neoselaminiacionis	Culicidae	<i>Aedes vexans</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	78	6	120	17	47	10	13	2			
		<i>Aedes vexans</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	2	1	7	3	0	0,025, 0,343			
		<i>Stegomyia</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	24	4	21	9	52	8	4	2			
		<i>Aedes metallicus</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	22	4	21	11	63	13	22	3			
		<i>Aedes vexans</i>	0	-	0	-	4	1	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0	0,101, 0,250, 0,580				
		Total Aedes	0	0	0	0	6	2	6	0	0	0	1618	52	1313	110	2260	154	580	32			
		Culex	188	8	54	4	118	8	3	2	0	-	55	4	7	6	11	4	18	1			
Culex	Culicidae	<i>Culex antennatus</i>	0	-	-	-	0	-	0	-	0	-	40	13	123	11	11	3	4	2			
		<i>Culex bimaculifrons</i>	0	-	-	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0	178	29, 0,441, 1,992			
		<i>Culex decolor</i>	0	-	2	1	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0	2	0,005, 0,069			
		<i>Culex thriambicus</i>	0	-	3	2	0	-	0	-	0	-	3	2	119	12	72	4	16	2			
		<i>Culex annulirostris</i>	177	12	153	9	865	20	13	2	0	-	83	6	49	10	51	4	351	15			
		<i>Culex perfundens</i>	0	-	0	-	0	-	1	1	0	-	178	8	46	14	0	0	14	3			
		<i>Culex posticatus</i>	475	16	16	2	13	3	0	-	0	-	421	12	509	29	589	21	4428	89			
Urticomyia	Culicidae	<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	-	-	-	0	-	0	-	0	-	1097	26	105	21	8	2	6	3			
		<i>Culex trivittatus</i>	0	-	23	2	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	2	1	0	0,062, 0,206			
		<i>Lutzia</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	15	1	0	-	0	-	0	1, 0,037, 0,069			
		Total Culex	840	36	251	20	996	31	17	5	0	0	1849	57	175	95	903	55	4551	103			
Mansonia	Mansoniidae	<i>Mansonia africana</i>	533	16	615	19	1292	30	1	1	0	-	5	1	49	14	231	16	595	14			
		<i>Mansonia uniformis</i>	7	1	2	1	0	-	0	-	1	1	20	11	268	14	327	9	77	6			
Total Mansonia			540	17	617	20	1292	30	1	1	0	0	6	2	69	25	499	30	922	23			
Mimomyia	Culicidae	<i>Mimomyia mimomyiiformis</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	50	4			
		<i>Mimomyia pluto</i>	4	2	1	1	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	56	5	1, 0,126, 0,343			
		<i>Mimomyia splendens</i>	1711	30	1467	30	4055	50	1	1	0	-	0	-	3	1	56	4	1145	23			
		<i>Mimomyia sp.</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	3	1	0,007, 0,069			
		Total Mimomyia	1715	32	1468	31	4055	50	1	1	0	0	0	0	0	0	3	1	57	5			
Urticomyia	Urticomyia	<i>Urticomyia sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1	0,005, 0,069			
Total familles sauvages:			3777	111	2882	94	7184	137	19	7	3	1	0	3565	118	2271	258	3814	262	6649	190		
Moustiques mâles sauvages:																							
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles pharoensis</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	0	-	1	0,041, 1,282			
Ascodipteron	Lepidoptera	<i>Anthonomia africana</i>	158	5	0	-	48	2	0	-	0	-	0	-	0	-	604	13	0	-	810	20, 33,402, 25,641	
Culex	Culicidae	<i>Culex annulirostris</i>	0	-	0	-	132	8	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0	132	8, 5,443, 10,256		
Mansonia	Mansoniidae	<i>Mansonia africana</i>	0	-	0	-	90	6	0	-	0	-	0	-	1	1	0	-	0	210	5, 11, 1, 312, 13, 12,866, 16,667		
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	22	2	0,907, 2,564		
		<i>Mansonia sp.</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	459	9	424	11	0,883, 20, 36,412, 25,641		
Mimomyia	Culicidae	<i>Mimomyia mimomyiiformis</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	66	4	0	-	66, 4, 2,722, 5,128		
		<i>Mimomyia pluto</i>	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	38	4	0	-	38, 4, 1,567, 5,128		
		<i>Mimomyia splendens</i>	0	-	0	-	8	1	0	-	0	-	0	-	0	-	153	5	0	-	161, 6, 6,639, 7,692		
		Total mâles sauvages:	158	5	0	0	278	17	0	0	0	0	0	2	2	0	0	459	9	1517	44		
		Diptères divers sauvages:	0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	11	1	2425	78, 100, 100	
		<i>Pherbellia sp.</i>	6931	70	751	6	8940	70	10007	85	295	2	0	-	0	-	465	5	2610	22	548	9, 30547, 269, 99,45, 97,82	
		<i>Carriopogonidae sp.</i>	135	3	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	9	1	0	26	2, 170, 6, 0,55, 2,18		
Total diptères divers sauvages:			7066	73	751	6	8940	70	10007	85	295	2	0	0	0	0	474	6	2610	22	574	11, 30717, 275, 100, 100	
Total général			11001	189	3633	100	16402	224	10026	92	298	3	3565	118	2273	260	3814	262	7582	205	14297	329, 630, 27, 73521, 1809, -	

Tableau A26 : Résultats des captures mensuelles et abondance en pourcentage des diptères à Barkedji en 1992.

			Nombre mensuel de diptères capturés, nombre de lots et abondance en pourcentage des captures à Barkodjé en 1993.																																				
Genre	Sous Genre	Espèce	Janvier			Fevrier			Mars			Avril			Mai			Juin			Juillet			Aout			Septembre			Octobre			Novembre			Total		Abondance %	
			Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots							
Anopheles	Anopheles	Anopheles gambiae	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,003	0,10						
		Anopheles coustani	14	5	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	24	6	705	22	540	22	79	7	54	5	1416	67	2,354	3,554							
		Anopheles ziemanni	8	1	0	-	1	1	0	-	2	1	1	1	0	-	125	11	69	11	42	8	73	9	9	2	330	45	0,549	2,387									
		Anopheles gabonensis	0	-	0	-	0	-	0	-	4	2	5	2	0	-	96	9	73	11	45	11	5	2	12	3	240	40	0,399	2,122									
		Anopheles pharoensis	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	13	3	16	6	153	15	44	5	115	5	341	34	0,567	1,804									
		Anopheles rufipes	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,005	0,053								
Total Anopheles			22	6	0	0	1	1	0	0	6	3	6	3	0	0	259	30	864	51	783	57	201	23	190	15	2332	189	3,880	10,620									
Aedes	Aedes	Lepisthamus	0	0	3	2	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	36	5	9	2	96	10	1255	28	1149	27	2549	75	4,238	3,979									
		Anopheles africana	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,040	0,424								
		Aedes aegyptiacaedens	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	19	6	5	2	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,017	0,265								
		Aedes vexans	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	8	3	2	2	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,032	0,371								
		Aedes vexans	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	17	5	2	2	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,191	0,794								
		Aedes vexans	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	33	6	80	7	2	2	0	-	0	-	0	-	0	0,1269	58	2,110	3,077						
		Aedes vexans	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	128	11	286	15	852	30	3	2	0	-	0	-	0	0,1423	123	6,886	6,525						
		Diceromyia	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	95	4	11	3	33	2	0	-	0	-	0	-	0	0,139	9	0,231	0,477						
		Mycetis	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	30	7	100	8	53	15	1	1	0	-	0	0,184	31	0,306	1,645								
		Neomelanconion	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	13	3	6	3	2	1	0	-	0	-	0	0,21	7	0,035	0,371								
Aedes	Aedes	Stegomyia	0	-	5	1	0	-	1	1	0	-	0	-	0	-	2	2	1	1	0	-	0	-	0	-	0	0,015	0,265										
		Aedes vexans	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,002	0,053										
		Aedes vexans	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	19	8	29	5	11	3	0	-	0	-	0	0,19	36	0,098	0,849								
		Aedes vexans	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	11	5	37	5	16	5	0	-	0	-	0	0,106	15	0,076	0,796								
		Total Aedes	8	0	5	1	0	0	1	1	0	0	6	6	3	2	2764	116	1088	71	2156	96	39	13	0	0	6456	300	10,070	15,910									
		Culex	24	8	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	66	8	14	3	287	18	38	5	53	6	482	48	0,801	2,546									
Culex	Culex	Culex antennatus	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	20	7	44	5	276	18	3	2	0	-	0	0,343	32	0,570	1,698								
		Culex antennatus	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	0	-	0	-	0	-	0	0,003	0,106										
		Culex decors	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,1669	69	2,775	3,660								
		Culex ethiopicus	3	2	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	234	11	1110	32	307	20	14	3	1	1	0	-	0	0,3527	120	1,863	6,366						
		Culex neavei	9	3	2	1	3	3	7	3	0	-	2	1	3	2	0	363	17	926	29	2121	51	87	8	3	1	0	-	0	0,330	33	0,549	1,751					
		Culex perfusus	7	5	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	184	10	104	7	9	5	20	4	0	-	0	0	0,2447	562	4,279	29,814							
		Culex poicilipes	2	1	0	-	0	-	1	1	0	-	4	1	3	2	0	715	24	4997	105	20030	360	2352	59	343	9	0	-	0	0,008	0,159							
		Culex quinquefasciatus	39	2	53	2	26	2	10	2	0	-	0	-	0	-	130	11	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,258	19	0,429	1,008								
		Culex tritaeniorhynchus	2	1	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	7	4	41	7	5	2	125	15	2	1	0	-	0	0,182	30	0,303	1,592						
		Culex vexans	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,220	513	0,853	2,220								
Mimomyia	Mimomyia	Culex sp.	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,381	0,424										
		Mimomyia hispida	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,030	0,318										
		Mimomyia mimomyiaformis	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,120	0,477										
		Mimomyia phoenica	2	1	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	0	-	0	-	44	2	14	3	2	1	0,105	0,424									
		Mimomyia splendens	2	1	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	55	6	4004	71	1025	27	2438	51	7524	156	12,508	8,276										
		Total Mimomyia	4	2	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	61	8	4118	81	1048	33	2444	53	7677	179	12,760	9,500						
Uranotaenia	Uranotaenia	Uranotaenia bellator	25	5	3	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,153	0,849										
		Total familles sauvages:	137	35	66	8	30	6	21	8	7	4	12	5	23	13	4807	254	9644	341	31283	780	8413	273	5710	157	60153	1885	100	100									
Moustiques mâles sauvages:																																							
Anopheles	Anopheles	Anopheles gambiae	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,086	0,725										
		Anopheles pharoensis	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,021	0,725										
		Anopheles rufipes	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,064	0,725										
		Aedeomyia	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,687	2,174										
		Aedes vexans	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	32	3	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,684	32	0,684									
		Diceromyia	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	3	1	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,064	0,725										
Culex	Culex	Culex neavei	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	0,164	5,797										
		Culex poicilipes	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	160	5	0	-	0	-	20	2	3	1	0,183	8	3,930	5,797								

Tableau A27 : Résultats des captures mensuelles et abondance en pourcentage des diptères à Barkedji en 1993

		Nombre mensuel de diptères capturés, nombre de lots et abondance en pourcentage des captures à Barkedji en 1994.																									
Genre	Sous Genre	Spèces	Janvier		Février		Mars		Avril		Juillet		Aout		Septembre		Octobre		Novembre		Décembre		TOTAL		Abondance en %		
			Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	
Anopheles	Cellia	Anopheles siemanni	2	2	0	-	0	-	0	-	3	1	75	5	187	5	108	6	175	5	46	2	596	26	2,715	2,9181	
		Anopheles freetownensis	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1	-	0	-	1	-	0	-	1	1	0,005	0,1122	
		Anopheles gambiae	15	4	0	-	0	-	0	-	0	-	39	6	25	3	14	3	15	3	22	3	130	22	0,592	2,4691	
		Anopheles pharoensis	4	3	0	-	0	-	0	-	2	2	25	5	108	5	84	6	32	3	11	3	266	27	1,212	3,0303	
		Anopheles pretoriensis	0	-	0	-	1	1	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	0,005	0,1122			
		Anopheles rufipes	3	2	0	-	0	-	0	-	0	-	7	1	61	2	3	2	6	2	7	2	87	11	0,396	1,2346	
		Anopheles squamosus	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	8	2	1	1	0	-	9	3	0,041	0,3367			
Total Anopheles			24	11	0	0	1	1	0	0	5	3	146	17	381	15	218	20	229	14	86	10	1090	91	4,960	10,21	
Aedeomyia	Lepiothuma	Aedeomyia africana	128	5	42	2	1	1	0	0	0	0	7	5	103	4	4	1	10	2	154	4	449	24	2,045	2,6936	
Aedes	Aedimorphus	Aedes argensopunctatus	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	7	2	3	1	0	-	0	-	0	-	10	3	0,046	0,3367	
		Aedes datisi	0	-	0	-	0	-	0	-	6	3	18	6	0	-	0	-	0	-	0	-	24	9	0,109	1,0101	
		Aedes fowleri	0	-	0	-	0	-	0	-	7	3	1	1	1	0	-	0	-	0	-	9	5	0,041	0,5612		
		Aedes minimus	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	27	7	4	2	2	1	0	-	0	-	34	11	0,155	1,2346	
		Aedes ochraceus	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	609	31	269	9	190	12	1	1	0	-	1069	53	4,870	5,9484	
		Aedes vexans	0	-	0	-	0	-	0	-	5898	148	726	34	90	6	220	10	24	3	0	-	6958	201	31,698	22,559	
		Diceromyia	Aedes furcifer	0	-	0	-	0	-	0	-	6	1	56	6	24	3	43	3	0	-	0	-	129	13	0,588	1,459
Aedes	Neomelaniconion	Mycidias	Aedes sudanensis	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	46	6	8	3	10	4	1	1	0	-	66	15	0,301	1,6835
		Neomelaniconion	Aedes meintoshi	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	52	8	5	2	1	1	0	-	0	-	58	11	0,264	1,2346
		Aedes aegypti	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	11	4	0	-	0	-	0	-	0	-	11	4	0,050	0,4489	
		Aedes luteocephalus	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	10	5	0	-	0	-	0	-	0	-	10	5	0,046	0,5612	
		Aedes metallicus	0	-	0	-	0	-	0	-	3	1	74	7	14	3	2	1	0	-	0	-	93	12	0,424	1,3468	
		Aedes unilineatus	0	-	0	-	0	-	0	-	7	2	26	5	8	2	2	2	0	-	0	-	43	11	0,196	1,2346	
		Total Aedes	0	0	0	0	0	0	0	0	5929	160	1663	122	426	32	470	34	26	5	0	0	0	8514	353	38,790	39,62
Culex	Culex	Culex	Culex antennatus	19	3	1	1	0	-	0	-	0	-	53	5	42	3	173	7	6	1	4	1	298	21	1,358	2,3569
		Culex biannuliorhynchus	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	10	3	21	3	8	3	4	1	0	-	43	10	0,196	1,1223	
		Culex ethiopicus	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	613	17	690	18	644	18	64	3	1	1	2012	57	9,166	6,3973	
		Culex neavei	117	8	8	3	1	1	11	4	2	2	70	5	92	3	118	6	198	6	241	8	858	46	3,909	5,1627	
		Culex perfuscus	0	-	0	-	0	-	0	-	3	2	45	6	7	3	4	3	0	-	0	-	59	14	0,269	1,5713	
		Culex poicilipes	2	2	0	-	0	-	0	-	5	3	497	17	972	26	1448	33	3173	81	917	25	7014	187	31,953	20,988	
		Culex trivittatus	0	-	0	-	0	-	0	-	37	3	240	10	75	4	8	3	0	-	0	-	360	20	1,640	2,2447	
Culex	Lutzia	Lutzia	Culex tigripes	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	2	1	0	-	0	-	0	-	0	-	2	1	0,009	0,1122
		Total Culex	138	13	9	4	1	1	11	4	47	10	1530	64	1899	60	2403	73	3445	92	1166	36	10649	357	48,510	40,06	
Mansonia	Mansonioides	Mansonia africana	361	11	0	-	1	1	0	-	0	-	14	3	50	2	29	5	61	2	36	3	552	27	2,515	3,0303	
		Mansonia uniformis	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	48	2	71	1	16	4	5	2	0	-	140	9	0,638	1,0101	
Total Mansonia			361	11	0	0	1	1	0	0	0	0	62	5	121	3	45	9	66	4	36	3	692	36	3,150	4,04	
Mimomyia	Mimomyia	Mimomyia mimomyiaformis	2	1	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	11	2	2	0	-	0	-	16	6	0,073	0,6734		
		Mimomyia splendens	346	8	102	3	0	-	1	1	0	-	0	-	14	1	32	3	5	1	33	3	533	20	2,428	2,2447	
Total Mimomyia			348	9	102	3	0	0	1	1	0	0	1	1	25	3	34	5	5	1	33	3	549	26	2,500	2,92	
Uranotaenia	Uranotaenia	Uranotaenia mayeri	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	1	0	-	0	-	1	1	0,005	0,1122		
		Uranotaenia balfouri	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	4	1	0	-	0	-	2	1	7	3	0,032	0,3367	
Total Uranotaenia			0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0	0	2	1	8	4	0,836	0,45		
Total femelles sauvages:			999	49	153	9	4	4	12	5	5981	173	3410	215	2959	118	3175	143	3781	118	1477	57	21951	891	100	100	
Moustiques mâles sauvages:																											
Aedeomyia	Lepiothuma	Aedeomyia africana	57	3	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	103	3	160	6	30,829	16,667	
Aedes	Aedimorphus	Aedes vexans	0	-	0	-	0	-	0	-	13	2	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	13	2	2,5048	5,3556	
		Diceromyia	Aedes furcifer	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	0	-	12	2	0	-	0	-	13	3	2,5048	8,3333		
Culex	Culex	Culex	Aedes unilineatus	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	0,1927	2,7778		
		Culex	Culex ethiopicus	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	25	2	0	-	0	-	0	-	25	1	4,817	2,7778
Mansonia	Mansonioides	Mansonia africana	13	2	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	13	2	2,5048	5,3556	
		Mansonia uniformis	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	11	1	0	-	0	-	0	-	11	1	2,1195	2,7778	
Mimomyia	Mimomyia	Mimomyia splendens	66	3	47	1	0	-	50	1	0	-	0	-	5	1	17	1	0	-	6	1	191	8	36,802	22,222	
		Total mâles sauvages	189	11	50	2	1	1	70</td																		

			Nombre mensuel de diptères capturés, nombre de lots et abondance en pourcentage des captures en 1995.																		Total		Abondance %							
Genre	Sous Genre	Espèces	Janvier			Février			Mars			Juillet			Aout			Septembre			Octobre			Décembre			Total		Abondance %	
			Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots	Nombre capturés	Nombre de lots		
Anopheles	Cellia	Anopheles	0	-	0	-	0	-	12	6	166	9	197	7	359	9	66	7	800	39	2,038	2,895								
		Anopheles tiemannii	0	-	0	-	0	-	4	4	173	9	28	2	13	3	45	3	265	24	0,675	1,782								
		Anopheles gambiae	2	1	0	-	0	-	4	4	173	9	28	2	13	3	45	3	235	20	0,599	1,485								
		Anopheles pharoensis	0	-	0	-	0	-	6	2	53	8	49	3	93	4	34	3	21	4	0,053	0,297								
		Anopheles rufipes	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	12	2	9	2	0	-	21	4	0,005	0,074								
		Anopheles squamosus	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	2	1	0	-	2	1	0	-	2	1	0	-				
Total Anopheles			2	1	0	0	0	0	22	12	392	26	286	14	476	19	145	13	1323	88	4,130	6,530								
Aedeomyia	Lepiothrauma	Aedeomyia africana	14	2	0	0	0	0	24	7	245	8	70	3	119	3	174	8	646	31	1,646	2,301								
Aedes	Aedimorphus	Aedes argenteopunctatus	0	-	0	-	0	-	0	-	14	4	4	2	0	-	0	-	18	6	0,046	0,445								
		Aedes dalzielii	0	-	0	-	0	-	6	3	22	7	1	1	0	-	0	-	29	11	0,074	0,817								
		Aedes fowleri	0	-	0	-	0	-	2	2	7	6	1	1	0	-	0	-	10	9	0,025	0,668								
		Aedes minimus	0	-	0	-	0	-	1	1	33	6	16	3	0	-	0	-	50	10	0,127	0,742								
		Aedes ochraceus	0	-	0	-	0	-	101	8	64	10	78	4	59	7	0	-	302	29	0,769	2,153								
		Aedes vexans	0	-	0	-	0	-	13953	354	954	40	27	3	19	6	0	-	14953	403	38,092	29,918								
		Diceromyia	Aedes furcifer	0	-	0	-	0	-	0	-	40	5	64	3	10	3	0	-	114	11	0,290	0,817							
		Mucidus	Aedes sudanensis	0	-	0	-	0	-	14	4	259	15	32	3	2	2	0	-	307	24	0,782	1,782							
		Neomelaniconion	Aedes macintoshi	0	-	0	-	0	-	44	7	31	5	3	1	0	-	0	-	78	13	0,199	0,665							
		Stegomyia	Aedes aegypti	0	-	0	-	0	-	1	1	2	2	0	-	0	-	0	-	3	3	0,008	0,223							
Culex	Culex	Aedes luteocephalus	0	-	0	-	0	-	0	-	5	3	1	1	0	-	0	-	6	4	0,015	0,297								
		Aedes metallicus	0	-	0	-	0	-	0	-	18	6	1	1	3	2	0	-	22	9	0,056	0,668								
		Aedes unilineatus	0	-	0	-	0	-	4	2	10	6	2	2	0	-	0	-	16	10	0,041	0,742								
		Total Aedes	0	0	0	0	0	0	14126	382	1459	115	230	25	93	20	0	0	15908	542	40,452	40,240								
		Culex antennatus	0	-	0	-	0	-	31	6	13	5	37	3	1004	26	0	-	1085	40	2,764	2,970								
		Culex bitaeniorynchus	0	-	0	-	0	-	1	1	46	6	58	3	141	6	0	-	246	16	0,627	1,188								
		Culex ethiopicus	0	-	0	-	0	-	2	2	315	11	491	14	479	11	191	11	1478	49	3,765	3,628								
		Culex neavei	31	3	0	-	0	-	91	7	25	5	59	3	1073	21	130	6	1409	52	3,589	3,860								
		Culex perfuscus	0	-	0	-	0	-	19	6	26	6	93	3	2	1	0	-	140	16	0,357	1,188								
		Culex poicilipes	3	1	0	-	0	-	99	12	437	19	1089	31	3813	93	1296	38	6737	194	17,162	14,402								
Lutzia	Culex	Culex tritaeniorhynchus	0	-	0	-	0	-	354	17	11	5	1	1	1206	27	0	-	1572	50	4,005	3,712								
		Culex tigripes	0	-	0	-	0	-	0	-	1	1	0	-	0	-	0	-	1	1	0,003	0,074								
Total Culex			34	4	0	0	0	0	597	51	874	58	1828	58	7718	185	1617	55	12668	418	32,270	31,030								
Mansonia	Mansonioides	Mansonia africana	0	-	0	-	0	-	15	3	179	10	62	2	133	7	85	7	474	29	1,207	1,513								
Mansonia	Mansonioides	Mansonia uniformis	0	-	0	-	0	-	2	1	1658	46	890	23	412	16	64	3	3026	89	7,709	6,607								
Mimomyia	Mimomyia	Total Mansonia	0	0	0	0	0	0	17	4	1837	56	952	25	545	23	149	10	3500	118	8,920	8,760								
		Mimomyia hispida	0	-	0	-	0	-	0	-	6	2	0	-	0	-	0	-	6	2	0,015	0,148								
		Mimomyia lacustris	0	-	0	-	0	-	0	-	18	2	98	5	3	0	-	0	-	119	10	0,303	0,742							
		Mimomyia mimomyiiformis	0	-	0	-	0	-	0	-	15	3	35	2	4	2	564	17	618	23	1,574	1,707								
		Mimomyia plumosa	3	-	0	-	0	-	0	-	100	6	0	-	2	1	1	1	106	8	0,270	0,594								
Mimomyia	Mimomyia	Mimomyia splendens	185	6	0	-	0	-	8	3	0	-	39	3	904	15	3200	78	4336	105	11,046	7,795								
		Total Mimomyia	188	6	0	0	0	0	8	3	139	13	172	10	913	21	3765	96	5185	148	13,210	10,990								
Uranotaenia	Uranotaenia	Uranotaenia balfouri	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	25	2	0	0	25	2	0,064	0,148						
Total femelles sauvages:			238	13	0	0	0	0	14794	459	4946	276	3538	135	9889	273	5850	182	39255	1347	100	100	100							
Moustiques mâles sauvages:			225	9	0	-	0	-	230	14	16	4	203	4	310	12	555	19	1835	69	100	100	100							
Diptères divers sauvages:																														
Phlebotome sp			6519	67	32277	350	419	4	0	-	100	1	13	1	0	-	3159	32	66145	660	99,667	98,655								
Phlebotomus duboscqi			73	4	82	3	0	0	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	155	7	0,234	1,046								
Ceratopogonide sp			66	2	0	-	0	0	0	-	0	-	0	-	0	-	0	-	66	2	0,099	0,299								
Total diptères divers sauvages:			6658	73	35359	353	419	4	0	-	100	1	13	1	0	-	0	-	32	66366	669	100	100	100						
Total général			7121	96	35359	353	419	4	15024	473	5062	281	3754	140	10199	285	6405	233	107456	2085	-	-								

Tableau A29 : Résultats des captures mensuelles et abondance en pourcentage des diptères à Barkedjii en 1995

Genre	Sous Genre	Espèces	Fréquence mensuelle des captures									Fréquence totale %	
			Janvier	Février	Mars	Juillet	Septembre	Octobre	Novembre	Décembre			
Anopheles	Cellia	<i>Anopheles ziemanni</i>	16,67	4,65	0	0	10	35,48	41,67	64	20,89		
		<i>Anopheles sp</i>	0	0	2,63	11,76	0	16,13	0	8	5,33		
		<i>Anopheles domicola</i>	0	0	0	0	0	3,22	4,17	0	0,89		
		<i>Anopheles gambiae</i>	2,78	11,63	2,63	0	40	25,81	4,17	20	12,44		
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	0	0	0	0	3,22	4,17	0	0,89		
		<i>Anopheles pharoensis</i>	47,22	74,42	0	0	10	38,71	45,83	8	32		
		<i>Anopheles rufipes</i>	11,11	13,95	0	0	0	38,48	33,33	4	12,89		
Aedomyia	Lepiothauma	<i>Aedeomyia africana</i>	61,11	9,3	0	0	0	0	4,18	36	16,89		
		<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	0	0	0	10	0	0	0	0,89		
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes minutus</i>	0	0	0	0	35	0	0	0	3,11		
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	0	11,76	55	29,06	37,5	0	13,33		
		<i>Aedes vexans</i>	0	0	0	41,18	90	77,42	100	4	37,78		
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	0	0	0	0	5	0	0	0	0,44		
	Mucidus	<i>Aedes sudanensis</i>	0	0	0	0	60	32,26	58,33	0	15,55		
	Neomelaniconion	<i>Aedes mcintoshi</i>	0	0	0	41,18	10	9,68	16,67	0	6,67		
	Stegomyia	<i>Aedes aegypti</i>	0	0	0	0	15	0	0	0	1,33		
Culex		<i>Aedes metallicus</i>	0	0	0	0	30	22,58	20,83	0	7,55		
		<i>Aedes unilineatus</i>	0	0	0	0	30	25,81	16,67	0	7,55		
Culex	<i>Culex antennatus</i>	36,11	65,12	2,63	25,53	10	0	4,17	24	24			
	<i>Culex bitaeniorhynchus</i>	0	4,65	0	0	30	51,61	66,67	16	18,67			
	<i>Culex decens</i>	0	0	0	0	0	19,35	25	0	4,89			
	<i>Culex ethiopicus</i>	0	0	0	0	65	54,84	66,67	24	22,67			
	<i>Culex neavei</i>	44,44	58,14	60,53	25,53	15	16,13	0	56	38,66			
	<i>Culex perfuscus</i>	0	0	13,16	29,41	5	0	0	0	4,44			
	<i>Culex poicilipes</i>	19,44	27,91	2,63	58,82	75	77,42	70,83	80	44,89			
	<i>Culex quinquefasciatus</i>	16,67	18,6	28,91	0	0	0	0	8	12			
	<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	4,65	2,63	47,06	10	0	0	0	5,33			
	<i>Culex univittatus</i>	0	0	0	0	0	20,83	0	0	2,67			
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Culex sp.</i>	0	0	23,68	41,18	0	0	0	0	6,67		
		<i>Mansonia africana</i>	61,11	0	0	0	0	51,61	62,5	68	31,55		
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mansonia uniformis</i>	2,78	0	2,63	15	0	48,39	62,5	40	18,67		
		<i>Mimomyia mediolineata</i>	0	2,32	0	0	0	0	0	0	0,44		
		<i>Mimomyia hispida</i>	55,55	60,46	2,63	0	0	0	0	0	20,44		
		<i>Mimomyia lacustris</i>	41,87	60,46	26,31	0	0	0	0	0	22,22		
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Mimomyia splendens</i>	66,67	51,16	0	0	0	0	0	44	25,79		
		<i>Uranotaenia sp</i>	22,22	20,93	0	0	0	0	0	12	8,89		
		<i>Uranotaenia balfouri</i>	2,78	0	0	0	0	0	0	20	2,67		
		<i>Uranotaenia bilineata</i>	13,89	0	0	0	0	0	0	0	2,67		
		<i>Uranotaenia neireti</i>	0	2,32	0	0	0	0	0	0	0,44		

Tableau A31: Fréquence mensuelle des espèces culicidiennes capturées à Barkedji en 1991.

Fréquence mensuelle des captures														Fréquence totale %
Genre	Sous Genre	Espèces	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juillet	Aout	Septembre	Octobre	Novembre	Décembre	
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles coustani</i>	0	0	0	0	0	0	0	25,92	0	0	0	0,88
		<i>Anopheles ziemanni</i>	83,83	25	16,67	0	0	0	0	0	79,17	79,31	5,55	33,33
	Cellia	<i>Anopheles flavicosta</i>	0	0	0	0	0	0	0	4,17	0	0	0	0,44
		<i>Anopheles gambiae</i>	20,83	12	50	0	0	0	0	29,63	33,33	10,34	5,55	16,67
		<i>Anopheles pharoensis</i>	37,5	52,28	66,67	0	50	38,89	3,33	22,22	54,17	37,293	5,55	31,14
		<i>Anopheles rufipes</i>	16,67	4	0	0	0	0	0	14,81	8,33	13,79	0	7,02
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	16,67	0	0	1,75
Aedomyia	Lepiothauma	<i>Aedeomyia africana</i>	51,17	40	75	0	0	5,55	23,33	37,04	0	62,07	0	32,456
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	18,52	0	0	0	1,31
		<i>Aedes minutus</i>	0	0	0	0	0	0	0	29,63	25	0	0	3,95
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	0	0	0	0	50	85,18	79,17	0	0	20,61
		<i>Aedes vexans</i>	0	0	8,33	0	0	66,67	66,67	92,59	83,33	0	11,11	22,37
		<i>Aedes vittatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	3,7	0	0	0	0,44
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	0	0	0	0	0	0	20	25,92	12,5	0	0	7,02
	Mucidus	<i>Aedes sudanensis</i>	0	0	0	0	0	0	10	77,78	45,83	0	0	11,82
	Neomelaniconion	<i>Aedes mcintoshii</i>	0	0	0	0	0	66,67	60	40,74	25	0	0	14,03
	Stegomyia	<i>Aedes aegypti</i>	0	0	0	0	0	0	0	18,52	0	0	0	1,31
		<i>Aedes metallicus</i>	0	0	0	0	0	44,44	13,33	37,04	8,33	0	0	10,96
		<i>Aedes unilineatus</i>	0	0	16,67	0	0	55,55	30	55,55	33,33	0	0	18,86
Culex	Culex	<i>Culex antennatus</i>	66,67	40	79,17	12,5	0	5,55	23,33	22,22	25	24,48	5,55	33,77
		<i>Culex bitaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	0	0	0	55,55	33,33	17,24	0	7,89
		<i>Culex decens</i>	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,44
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	4	0	0	0	0	0	59,26	54,17	31,03	0	14,03
		<i>Culex neavei</i>	87,5	60	83,33	25	0	33,33	26,67	33,33	25	68,96	27,78	46,93
		<i>Culex perfuscus</i>	0	0	0	6,25	0	33,33	23,33	0	0	17,24	0	19,74
		<i>Culex poicilipes</i>	83,33	40	50	0	0	83,33	63,33	81,48	100	93,1	5,55	61,4
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	0	44,44	60	7,41	20,83	31,03	11,11	18,86
		<i>Culex univittatus</i>	0	11	0	0	0	0	0	7,41	0	0	0	0,88
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Mansonia africana</i>	87,5	100	91,67	6,25	0	16,67	20	66,67	95,83	93,1	44,44	62,28
		<i>Mansonia uniformis</i>	25	4	0	0	0	5,55	10	59,26	91,67	68,96	5,55	25,43
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	37,93	0	5,26
		<i>Mimomyia plumosa</i>	20,83	4	0	0	0	0	0	0	0	37,93	5,55	7,46
		<i>Mimomyia splendens</i>	83,33	48	70,83	6,25	0	0	0	7,41	2520,83	58,62	5,55	33,77
		<i>Mimomyia sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	10,34	0	1,75
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6,89	0	0,88
Diptères divers sauvages														
		Phlebotome sp.	0	20	0	50	0	0	0	0	0	5	66,67	14,03
		Ceratopogonide sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Tableau A32: Fréquence mensuelle des espèces culicidiennes capturées à Barkedji en 1992.

Genre	Sous Genre	Especes	Fréquence mensuelle des captures												Fréquence totale %
			Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juillet	Aout	Septembre	Octobre	Novembre	Décembre		
Anopheles	Anophèles	<i>Anopheles coustani</i>	45,83	0	0	0	0	0	1,27	3,23	0	0	0	0,04	
		<i>Anopheles ziemanni</i>	0	0	0	0	0	0	21,52	64,52	77,14	38,46	28,57	26,14	
	Cellia	<i>Anopheles gambiae</i>	16,67	0	8	0	10	0	49,37	51,61	28,57	25,64	22,86	23,53	
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	0	0	0	10	0	0	0	0	0	0	0,33	
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	0	0	0	0	0	31,65	70,97	48,57	10,26	14,29	19,6	
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	0	0	0	0	0	10,13	29,03	62,86	20,51	45,71	18,95	
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	2,86	0	0	0,33	
Aedeomyia	Lepiothauma	<i>Aedeomyia africana</i>	0	3	0	0	5	0	15,19	16,13	28,57	48,72	0	13,07	
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	0	0	0	0	0	12,66	9,68	0	0	0	2,61	
		<i>Aedes dalzielii</i>	0	0	0	0	0	0	7,59	6,45	0	0	0	1,63	
		<i>Aedes fowleri</i>	0	0	0	0	0	0	11,39	9,68	0	0	0	2,28	
		<i>Aedes minutus</i>	0	0	0	0	0	0	16,46	45,16	5,71	0	0	7,19	
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	0	0	0	0	35,44	70,97	82,86	5,13	0	21,89	
		<i>Aedes vexans</i>	0	0	0	0	0	11,11	86,08	90,32	94,29	33,33	0	36,93	
	Dicromyia	<i>Aedes furcifer</i>	0	0	0	0	0	0	10,13	9,68	5,71	0	0	2,94	
	Mucidus	<i>Aedes sudanensis</i>	0	0	0	0	0	0	24,05	58,06	51,43	5,13	0	15,68	
	Neomelaniconion	<i>Aedes mcintoshi</i>	0	0	0	0	0	0	3,8	16,13	5,71	0	0	2,94	
	Stegomyia	<i>Aedes aegypti</i>	0	5	0	0	0	0	5,06	3,23	0	0	0	0,98	
		<i>Aedes luteocephalus</i>	0	0	0	0	0	0	1,27	0	0	0	0	0,33	
		<i>Aedes metallicus</i>	0	0	0	0	0	0	12,66	22,58	8,57	0	0	4,9	
		<i>Aedes unilineatus</i>	0	0	0	0	0	0	12,66	29,03	14,29	0	0	6,21	
Culex	Culcx	<i>Culex antennatus</i>	62,5	0	0	0	0	0	18,99	29,03	62,86	28,21	22,86	22,87	
		<i>Culex bitaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	0	0	16,46	35,48	62,86	7,69	0	13,72	
		<i>Culex decens</i>	0	0	0	0	0	0	0	3,23	2,86	0	0	0,65	
		<i>Culex ethiopicus</i>	8,33	0	0	0	0	0	26,58	80,65	68,57	5,13	2,86	21,89	
		<i>Culex neavei</i>	25	18,45	12	2,4	0	11,11	1,27	70,97	100	79,49	40	38,89	
		<i>Culex perfuscus</i>	25	0	0	0	0	0	35,44	41,94	17,14	12,82	0	14,38	
		<i>Culex poicilipes</i>	8,33	0	0	2,4	0	22,22	63,29	96,77	94,29	84,62	37,14	41,46	
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	12,5	9,54	8	1,54	0	0	27,85	0	0	0	0	6,21	
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	8,33	0	0	0	0	22,22	20,25	19,35	65,71	0	0	15,68	
	Lutzia	<i>Culex tigripes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	2,86	2,56	94,29	11,44	
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Ficalbia uniformis</i>	0	0	0	0	0	0	1,27	0	28,57	2,56	0	3,92	
		<i>Mansonia africana</i>	0	0	0	0	0	0	25,32	67,74	97,74	79,49	71,43	39,21	
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	0	0	0	0	22,78	48,39	57,14	51,28	2,86	21,24	
		<i>Mimomyia mediolineata</i>	8,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,63	
	Mimomyia	<i>Mimomyia hispida</i>	0	0	0	0	0	0	0	3,23	2,86	10,26	5,71	2,64	
		<i>Mimomyia plumosa</i>	0	0	0	0	0	5,56	0	0	8,57	23,08	2,86	5,23	
		<i>Mimomyia splendens</i>	88,33	0	0	0	0	0	0	38,71	62,86	56,41	62,86	31,37	
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia balfouri</i>	41,69	9,73	0	0	0	0	0	0	17,14	25,64	2,86	8,49	
		Diptères divers sauvages													
		<i>Phlebotome sp</i>	0	0	0	54,68	0	0	0	0	0	0	0	1,31	
		<i>Ceratopogonide sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	

Tableau A33: Fréquence mensuelle des espèces culicidiennes capturées à Barkedji en 1993.

Fréquence mensuelle des captures															Fréquence totale %
Genre	Sous Genre	Espèces	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Aout	Septembre	Octobre	Novembre	Décembre	
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles ziemanni</i>	0,07	0	0	0	0	0	3,12	16,66	55,88	63,33	58,33	45,83	26,43
	Cellia	<i>Anopheles freetownensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3,33	0	0	0,36
		<i>Anopheles gambiae</i>	0,21	0	0	0	0	0	0	21,66	26,47	16,66	33,33	29,16	13,34
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0,24	0	0	0	0	0	3,12	16,66	41,17	46,66	33,33	25	25,38
		<i>Anopheles pretoriensis</i>	0	0	7,69	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,36
		<i>Anopheles rufipes</i>	0,14	0	0	0	0	0	0	1,66	23,53	16,66	16,66	29,16	7,5
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	13,33	0	0	3,93
Aedomyia	Lepiothauma	<i>Aedeomyia africana</i>	0,72	0	7,69	0	0	0	0	11,66	41,17	3,33	25	54,16	18,57
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	10	0,03	0	0	0	2,5
		<i>Aedes dalzielii</i>	0	0	0	0	0	0	12,5	21	0	0	0	0	3,57
		<i>Aedes fowleri</i>	0	0	0	0	0	0	18,75	0	0,03	0	0	0	2,5
		<i>Aedes minutus</i>	0	0	0	0	0	0	3,12	1,66	11,76	3,33	0	0	6,07
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	0	0	0	0	0	81,66	82,35	60	0	0	34,28
		<i>Aedes vexans</i>	0	0	0	0	0	0	96,87	88,33	70,59	43,33	54,16	0	47,85
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	0	0	0	0	0	0	3,12	15	8,82	10	0	0	5,71
	Mucidus	<i>Aedes sudanensis</i>	0	0	0	0	0	0	6,25	26,66	14,7	30	4,16	0	11,07
	Neomelanconion	<i>Aedes mcintoshi</i>	0	0	0	0	0	0	0	33,33	11,76	3,33	0	0	4,28
	Stegomyia	<i>Aedes aegypti</i>	0	0	0	0	0	0	0	3,33	0	0	0	0	1,07
		<i>Aedes luteocephalus</i>	0	0	0	0	0	0	0	10	0	0	0	0	2,5
		<i>Aedes metallicus</i>	0	0	0	0	0	0	3,12	33,33	14,7	3,33	0	0	7,5
		<i>Aedes unilineatus</i>	0	0	0	0	0	0	15,62	31,66	14,7	6,66	0	0	10
Culex	Culex	<i>Culex antennatus</i>	0,34	0	0	0	0	0	0	21,66	23,53	33,33	4,16	8,33	13,21
		<i>Culex bitaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	0	0	0	16,66	23,53	26,66	12,5	0	10,03
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	0	0	0	0	0	0	33,33	67,64	66,66	29,17	4,16	26,43
		<i>Culex neavei</i>	1	11,11	15,38	83,33	0	0	3,12	31,66	29,41	60	79,16	83,33	37,86
		<i>Culex perfuscus</i>	0	0	0	0	0	0	3,12	30	14,7	6,66	0	0	10
		<i>Culex poicilipes</i>	0,03	0	0	0	0	0	12,5	58,33	88,23	80	79,16	66,66	46,43
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	0	0	53,12	63,33	41,17	13,33	0	0	22,5
		<i>Culex univittatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4,16	0,36
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Culex tigripes</i>	0	0	0	0	0	0	0	1,66	0	0	0	0	0,36
		<i>Mansonia africana</i>	0,93	0	0	0	0	0	0	16,66	32,35	40	25	66,66	29,64
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	0	8,33	0	0	0	16,66	20,59	43,33	12,5	0	11,78
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	0,07	0	0	0	0	0	0	0	5,88	3,33	0	0	0,36
		<i>Mimomyia plumosa</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,36
		<i>Mimomyia splendens</i>	0,69	0	0	8,33	0	0	0	0	41,17	36,66	12,5	45,83	13,93
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia mayeri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3,33	0	0	0,36
		<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	2,94	0	0	4,16	0,71
Diptères divers sauvages															
		Phlebotome sp	67,86	86,66	68,18	100	0	0	0	0	0	0	0	0	21,07
		Ceratopogonide sp	32,14	60	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6,78

Tableau A34: Fréquence mensuelle des espèces culicidiennes capturées à Barkedji en 1994.

Fréquence mensuelle des captures												Fréquence totale %
Genre	Sous Genre	Espèces	Janvier	Février	Mars	Avril	Juillet	Aout	Septembre	Octobre	Décembre	
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles ziemanni</i>	0	0	0	0	21,43	43,86	47,82	83,33	58,33	35,22
	Cellia	<i>Anopheles gambiae</i>	8,33	0	0	0	11,9	36,84	60,87	25	37,5	26,13
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	0	0	0	7,14	35,08	73,91	66,66	50	30,68
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	0	0	0	0	1,75	13,04	20,83	0	3,41
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	0	0	0	0	0	4,16	0	0,38
Aedeomyia	Lepiothauma	<i>Aedeomyia africana</i>	37,5	0	0	0	23,81	19,29	60,87	16,66	50	23,48
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	0	0	0	0	1,75	17,39	0	0	2,65
		<i>Aedes dalzieli</i>	0	0	0	0	7,14	28,07	4,35	0	0	7,57
		<i>Aedes fowleri</i>	0	0	0	0	4,76	8,77	4,35	0	0	3,03
		<i>Aedes minutus</i>	0	0	0	0	2,38	24,56	26,08	0	0	7,95
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	0	0	16,66	35,08	65,21	58,33	0	18,56
		<i>Aedes vexans</i>	0	0	0	0	92,85	84,21	65,21	33,33	0	39,01
		<i>Aedes vittatus</i>	0	0	0	0	2,38	0	0	0	0	0,38
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	0	0	0	0	2,38	10,52	8,69	8,33	0	4,54
	Mucidus	<i>Aedes sudanensis</i>	0	0	0	0	14,28	40,35	34,78	12,5	0	15,15
	Neomelaniconion	<i>Aedes mcintoshi</i>	0	0	0	0	19,05	15,79	17,39	0	0	7,95
	Stegomyia	<i>Aedes aegypti</i>	0	0	0	0	2,38	12,28	0	0	0	3,03
		<i>Aedes luteocephalus</i>	0	0	0	0	0	7,02	4,35	0	0	1,89
		<i>Aedes metallicus</i>	0	0	0	0	0	10,52	4,35	12,5	0	2,65
		<i>Aedes unilineatus</i>	0	0	0	0	11,9	19,29	8,69	0	0	6,18
Culex	Culex	<i>Culex antennatus</i>	0	0	0	0	23,81	7,02	26,08	66,66	0	13,25
		<i>Culex bitaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	0	21,05	60,87	62,5	0	15,53
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	0	0	0	4,76	26,31	91,3	75	62,5	26,89
		<i>Culex neavei</i>	20,83	0	0	83,33	23,81	19,29	65,22	83,33	83,33	38,63
		<i>Culex perfuscus</i>	0	0	0	0	19,05	22,8	65,22	0	0	13,63
		<i>Culex poicilipes</i>	8,33	0	0	0	59,52	52,63	100	100	83,33	46,97
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	64,28	15,79	17,39	70,83	0	21,59
	Lutzia	<i>Culex tigripes</i>	0	0	0	0	0	3,51	0	0	0	0,75
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Mansonia africana</i>	0	0	0	0	9,52	49,12	47,82	54,16	45,83	25,38
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	0	8,33	7,14	40,35	0	0	20,83	24,24
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia hispida</i>	0	0	0	0	0	5,26	0	0	0	1,13
		<i>Mimomyia lacustris</i>	0	0	0	0	0	15,79	21,74	12,5	0	6,74
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	0	0	0	0	0	12,28	26,08	4,16	50	10,6
		<i>Mimomyia plumosa</i>	8,33	0	0	0	0	0	0	4,16	4,16	0,38
		<i>Mimomyia splendens</i>	75	0	0	8,33	4,76	19,29	39,13	66,66	70,83	25
Uranotaenia	Uranotacnia	<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	0	0	0	0	0	20,83	0	1,89
		Diptères divers sauvages										
		Phlebotome sp	79,16	100	33,33	0	0	38,59	0	0	0	26,13
		Ceratopogonide sp	0,33	0	0	0	0	40,35	0	0	0	8,71

Tableau A35: Fréquence mensuelle des espèces culicidiennes capturées à Barkedji en 1995.

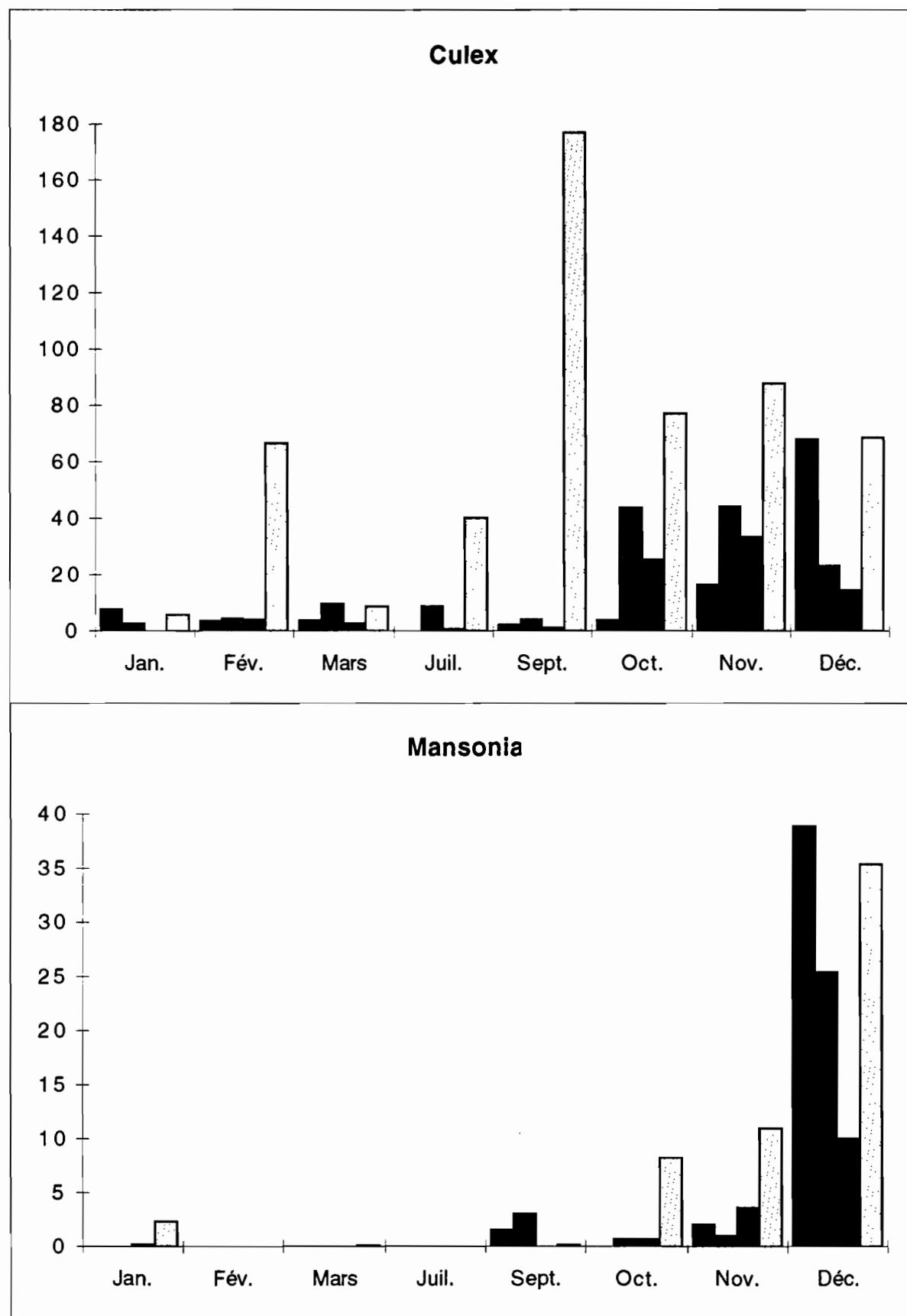


Figure A17: Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par methode de capture à Barkedji en 1991.

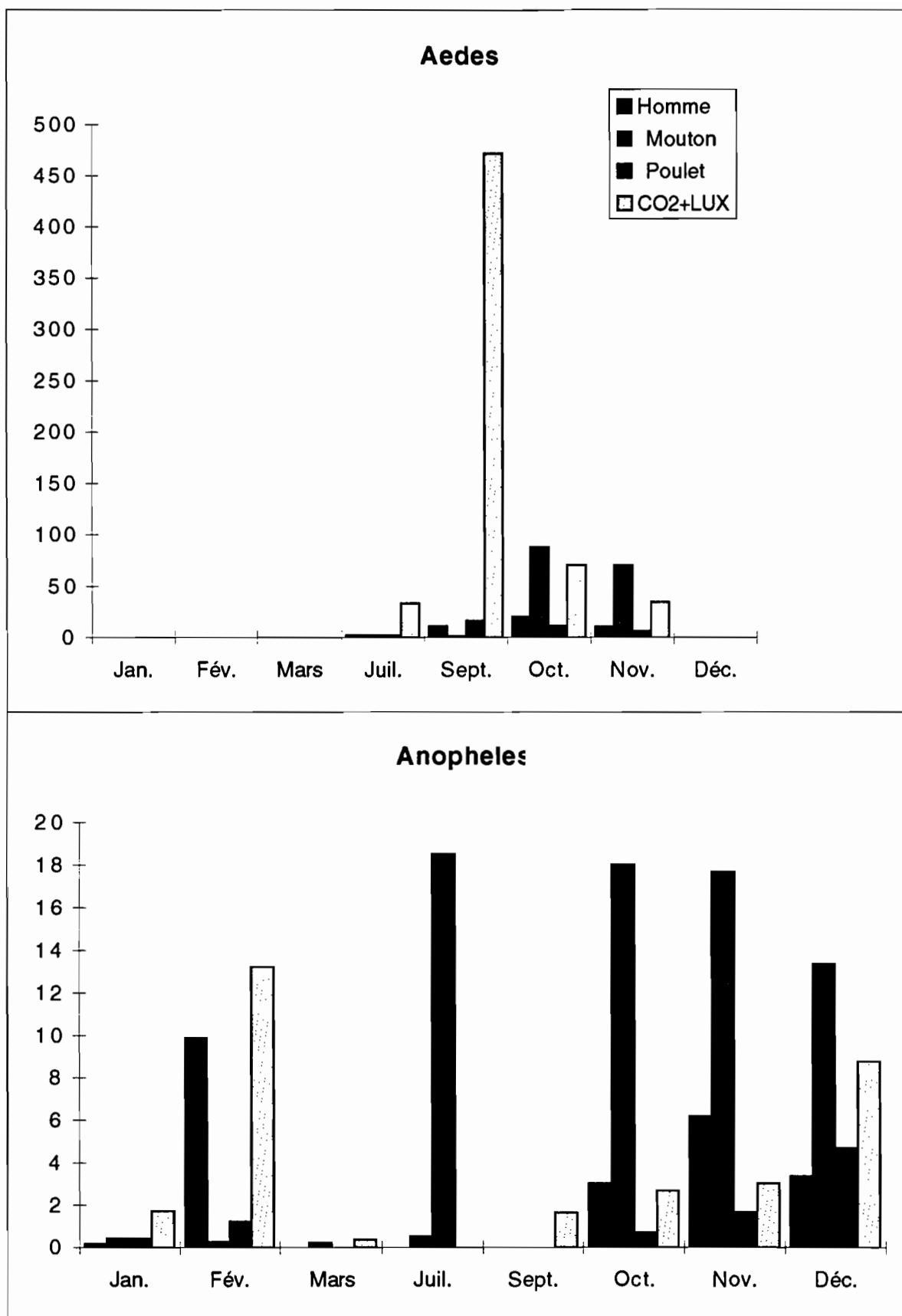


Figure A17: Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par methode de capture à Barkedji en 1991.

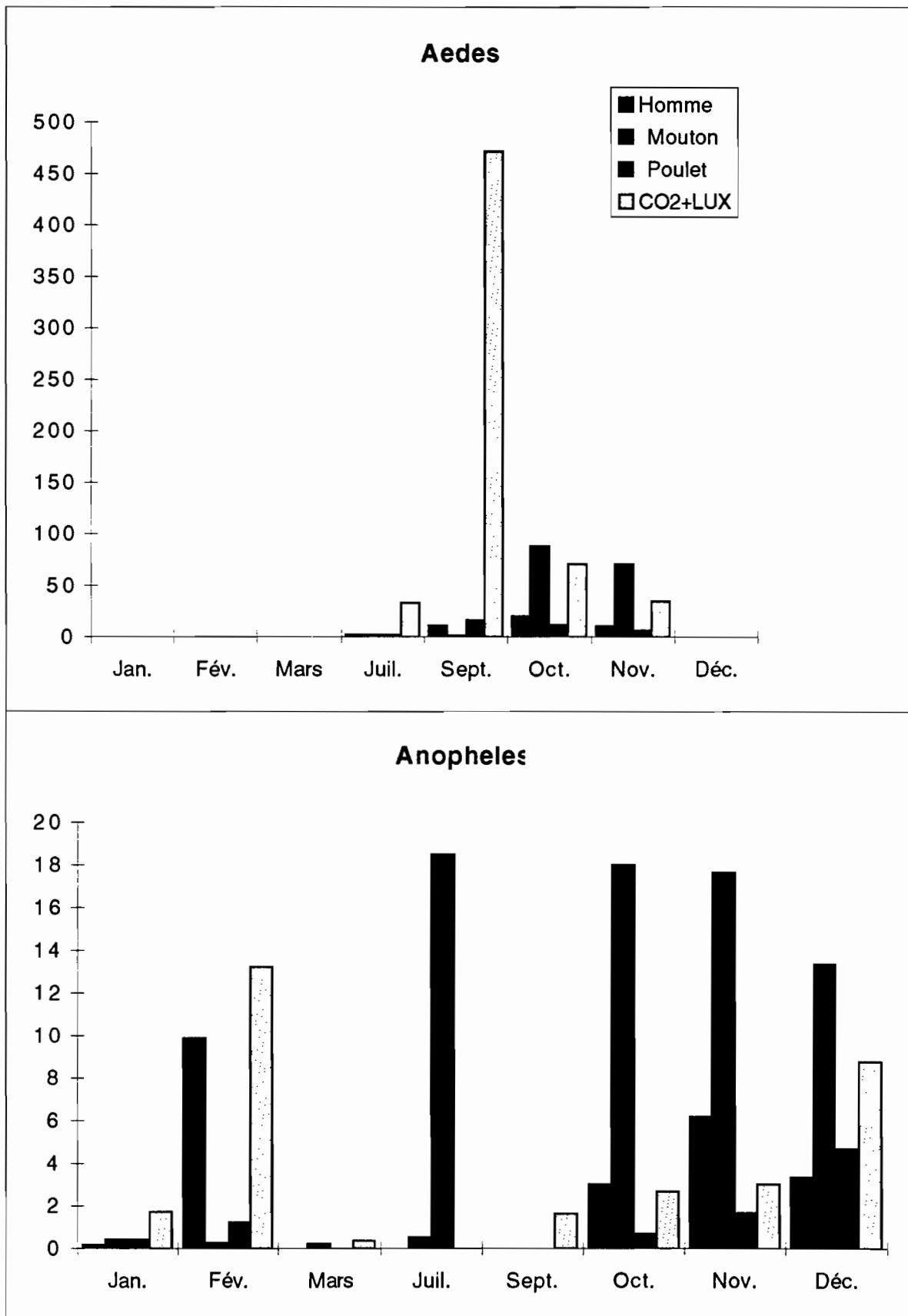
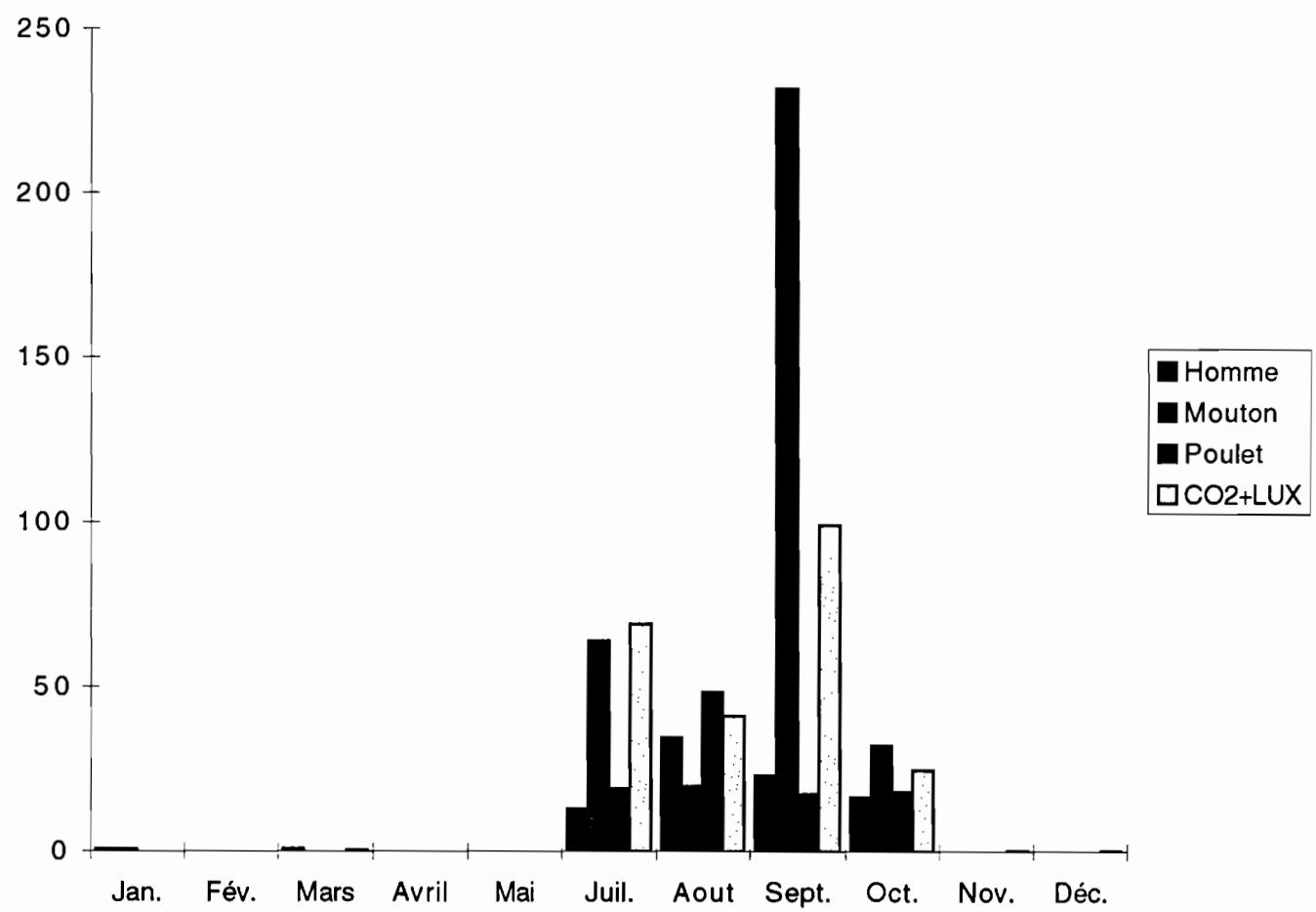


Figure A17: Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par méthode de capture à Barkedji en 1991.

Aedes



Anopheles

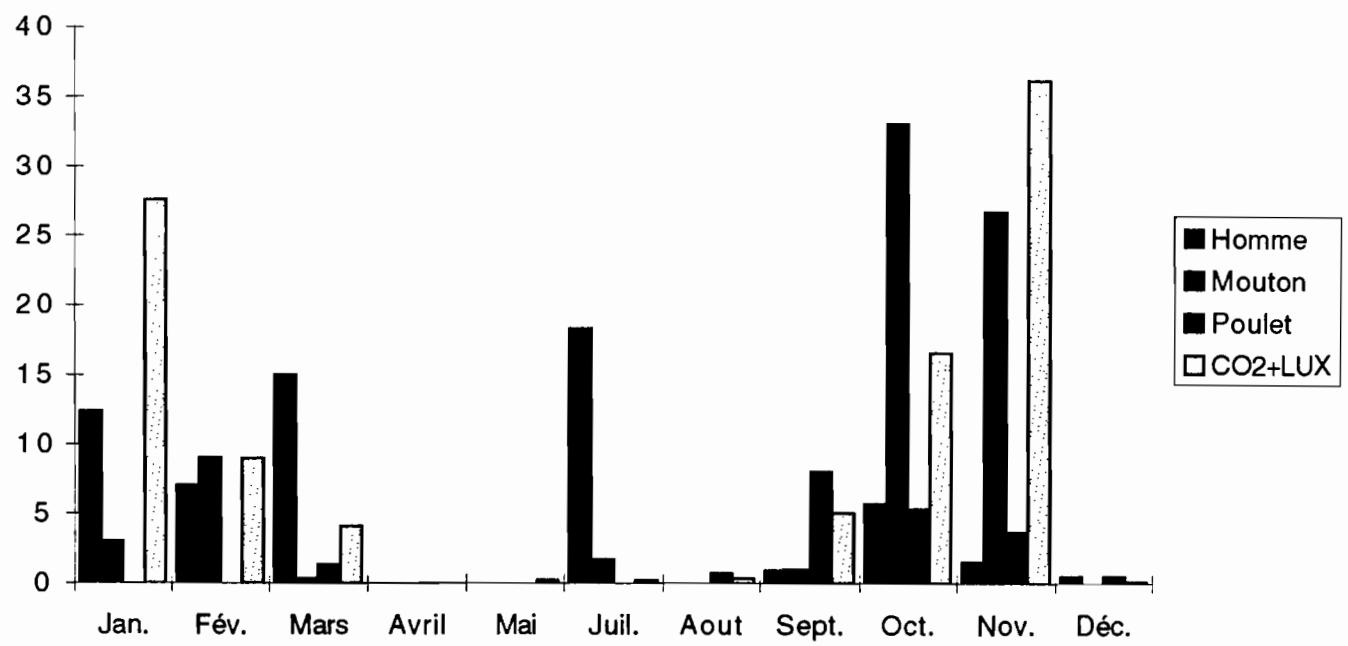
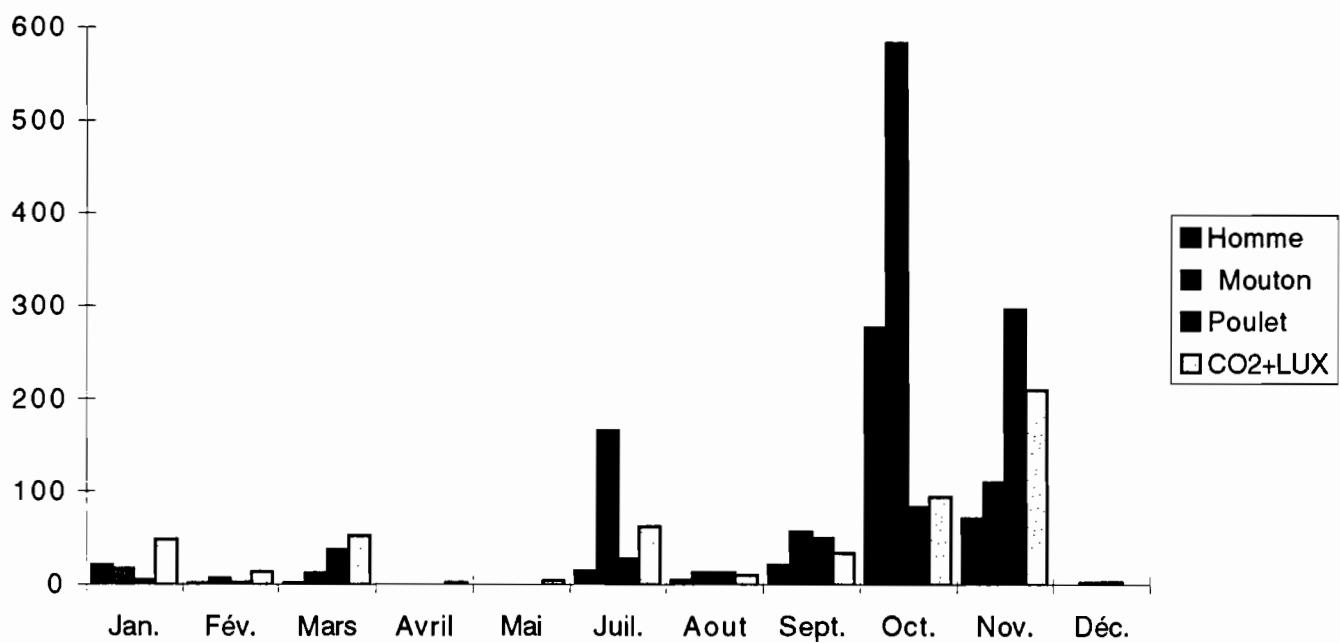


Figure A18: Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par methode de capture à Barkedji en 1992

Culex



Mansonia

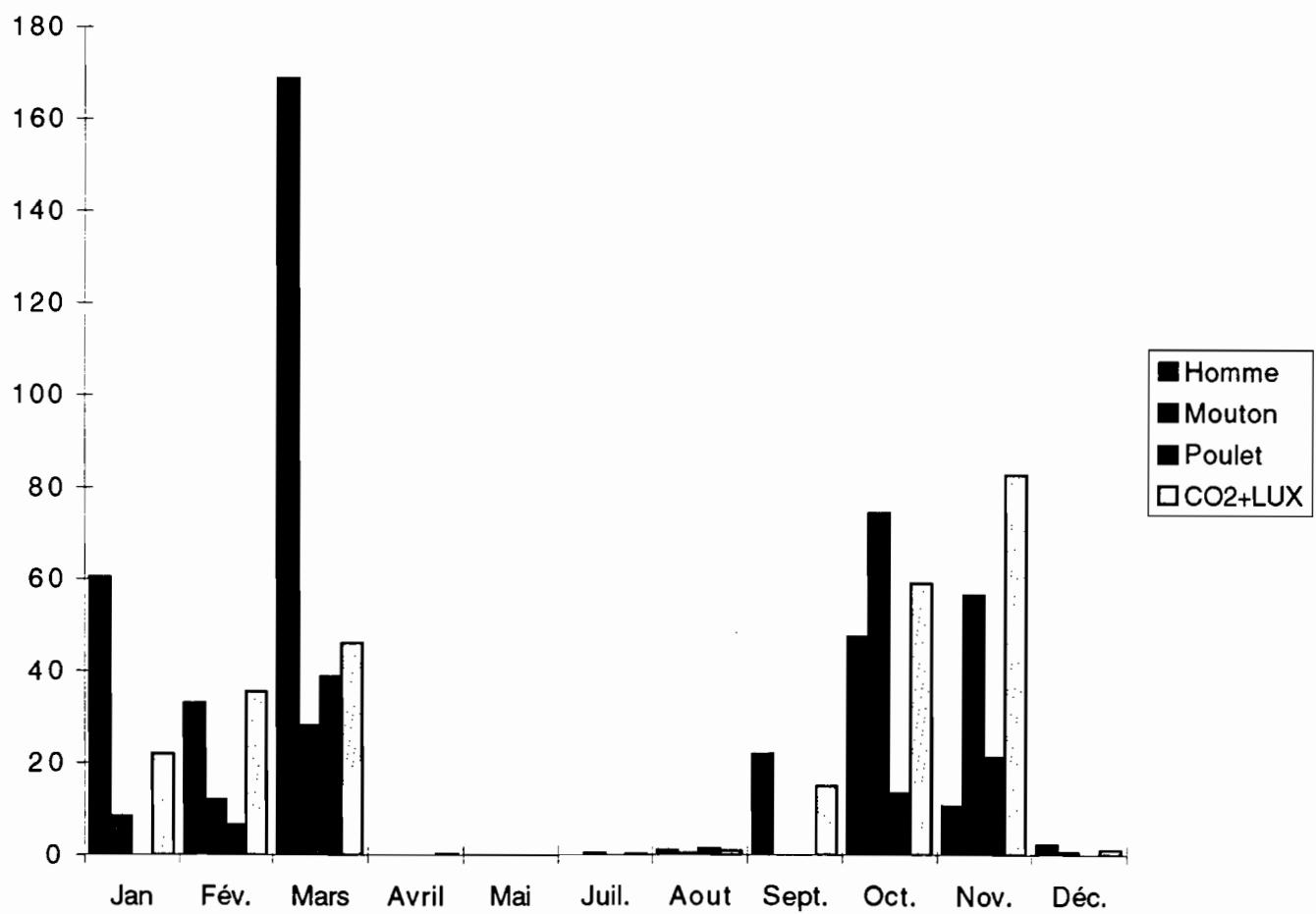


Figure A18: Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par méthode de capture à Barkedji en 1992.

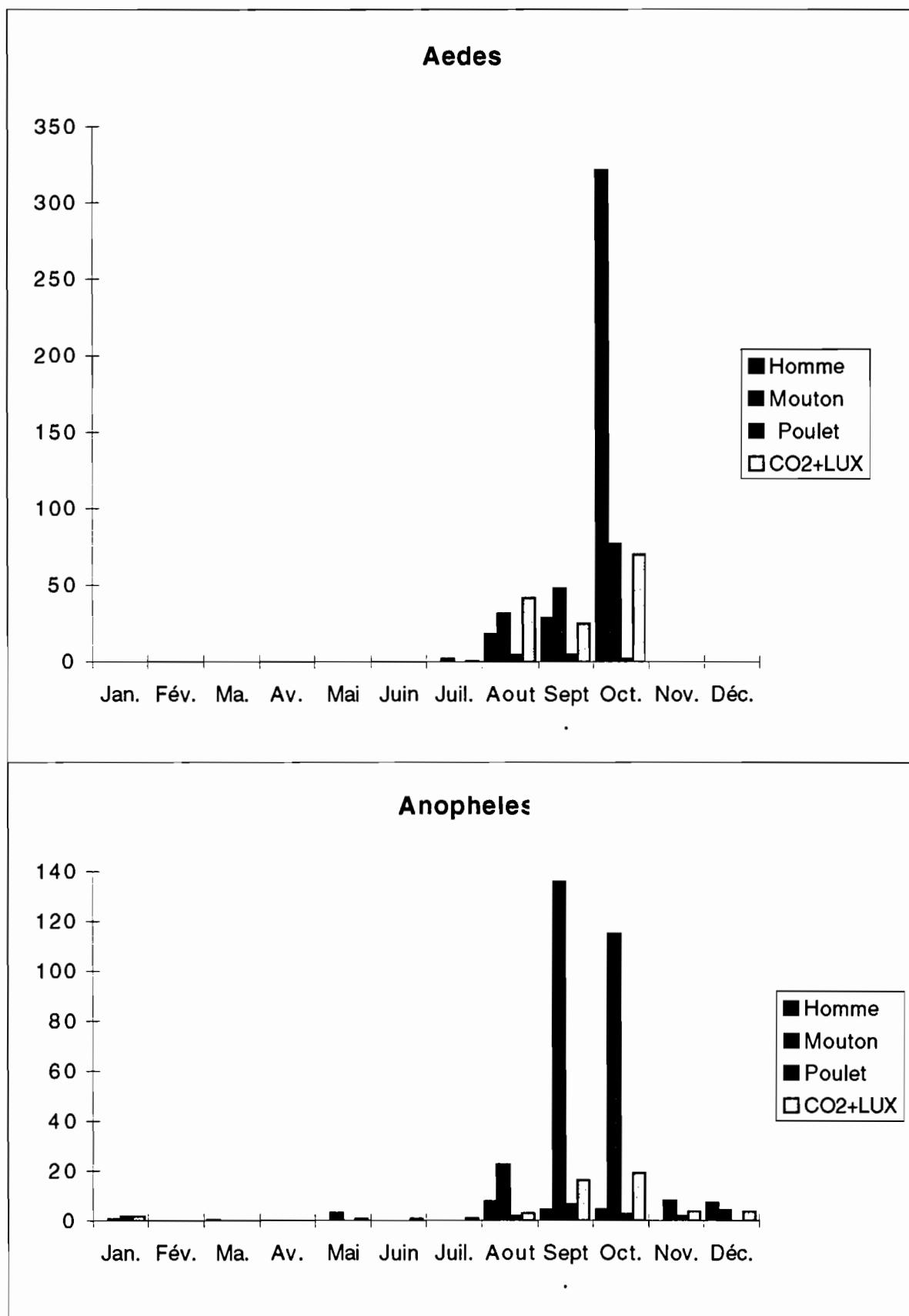


Figure A19: Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par méthode de capture à Barkedji en 1993.

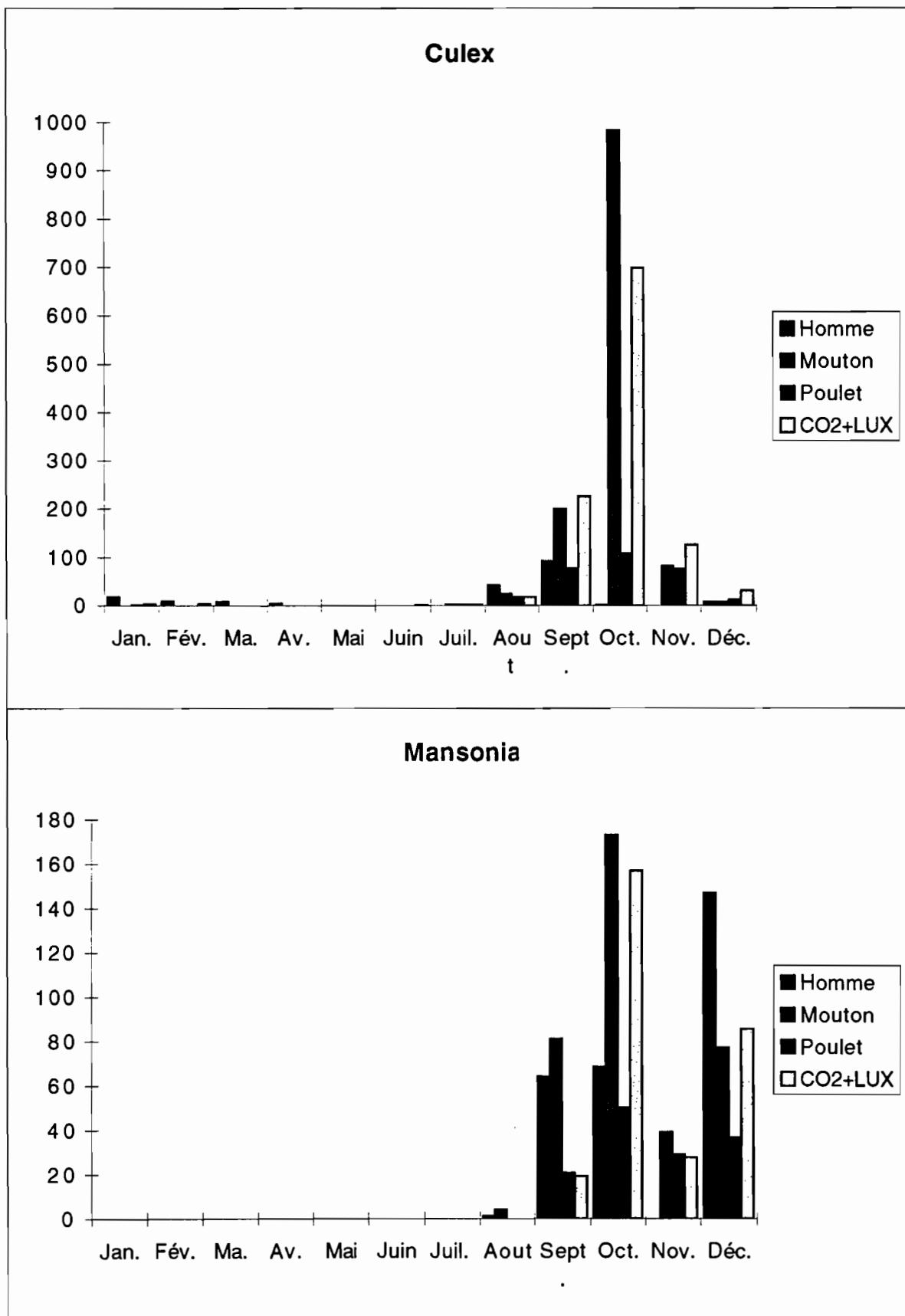


Figure A19: Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par méthode de capture à Barkedji en 1993.

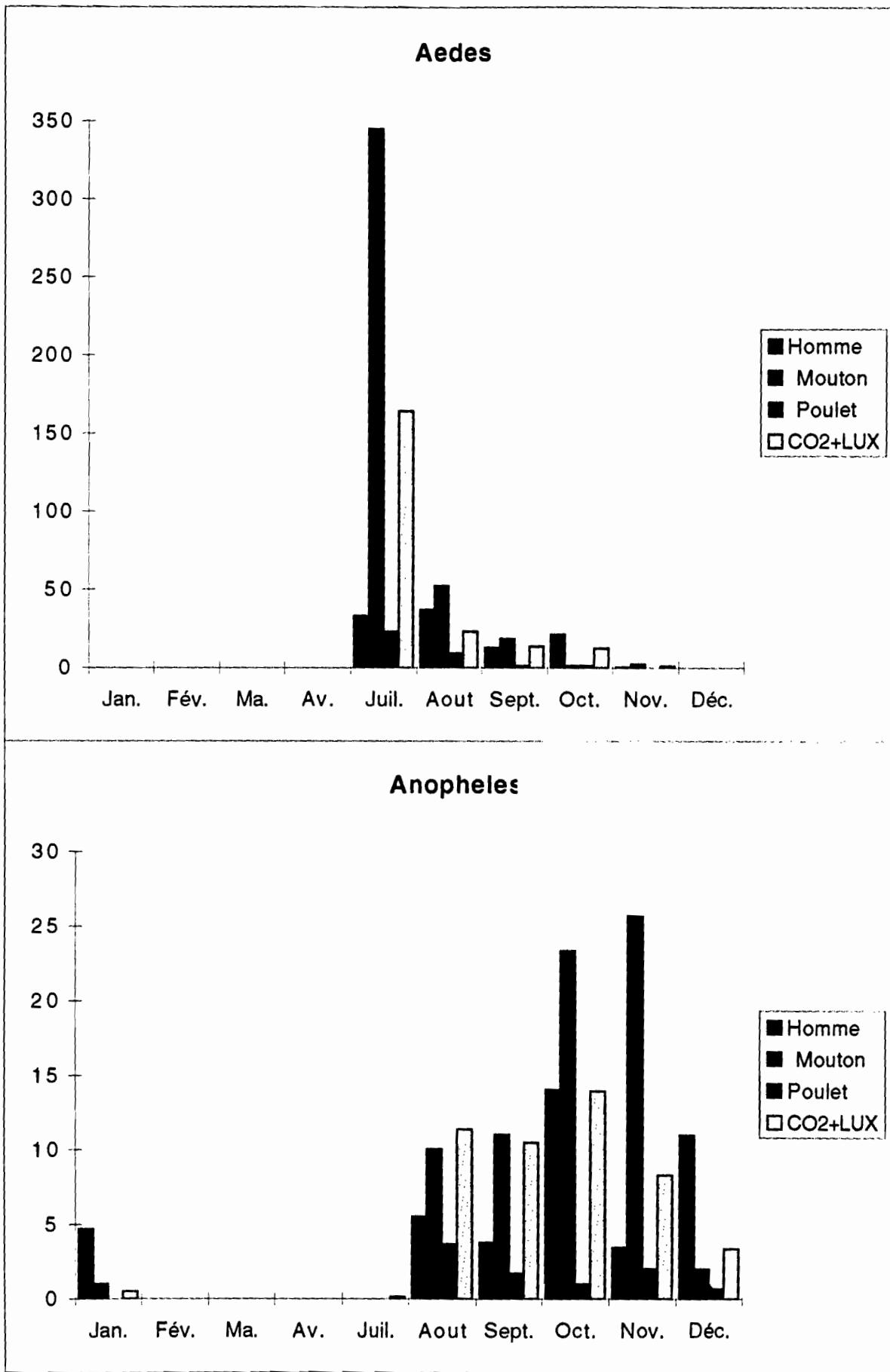


Figure A20: Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par méthode de capture à Barkedji en 1994.

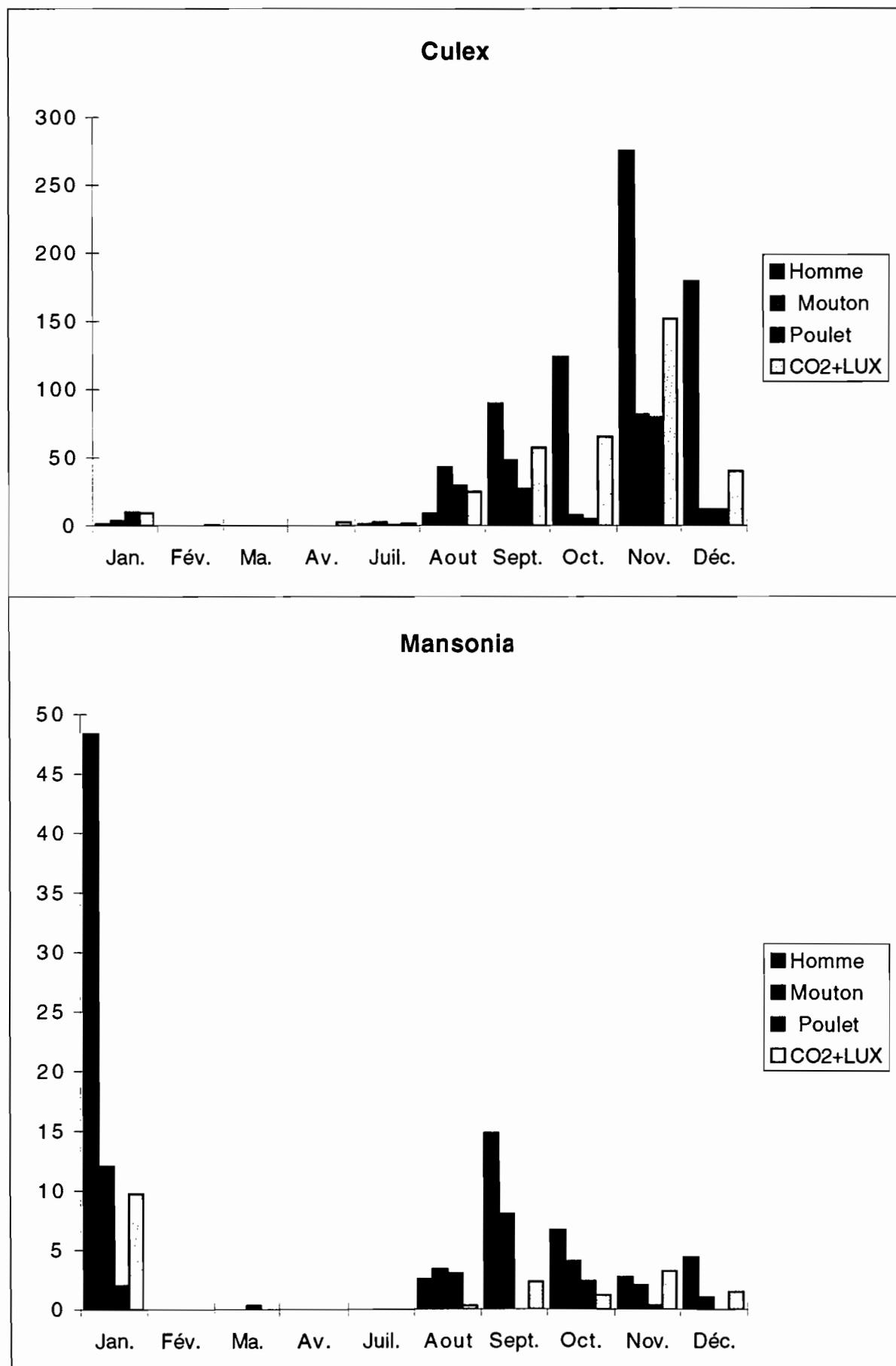


Figure A20: Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par methode de capture à Barkedji en 1994.

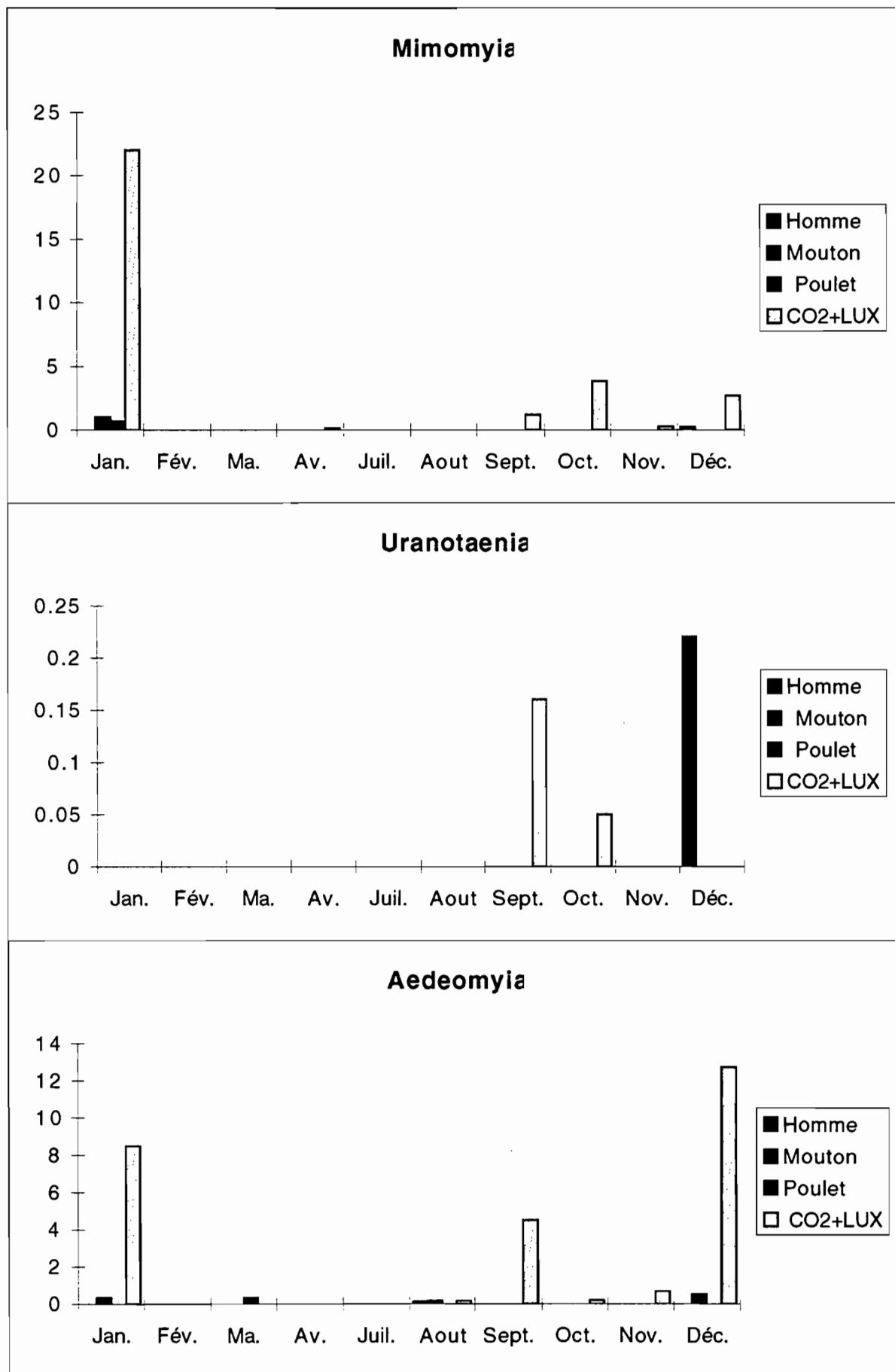


Figure A20: Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par méthode de capture à Barkedji en 1994.

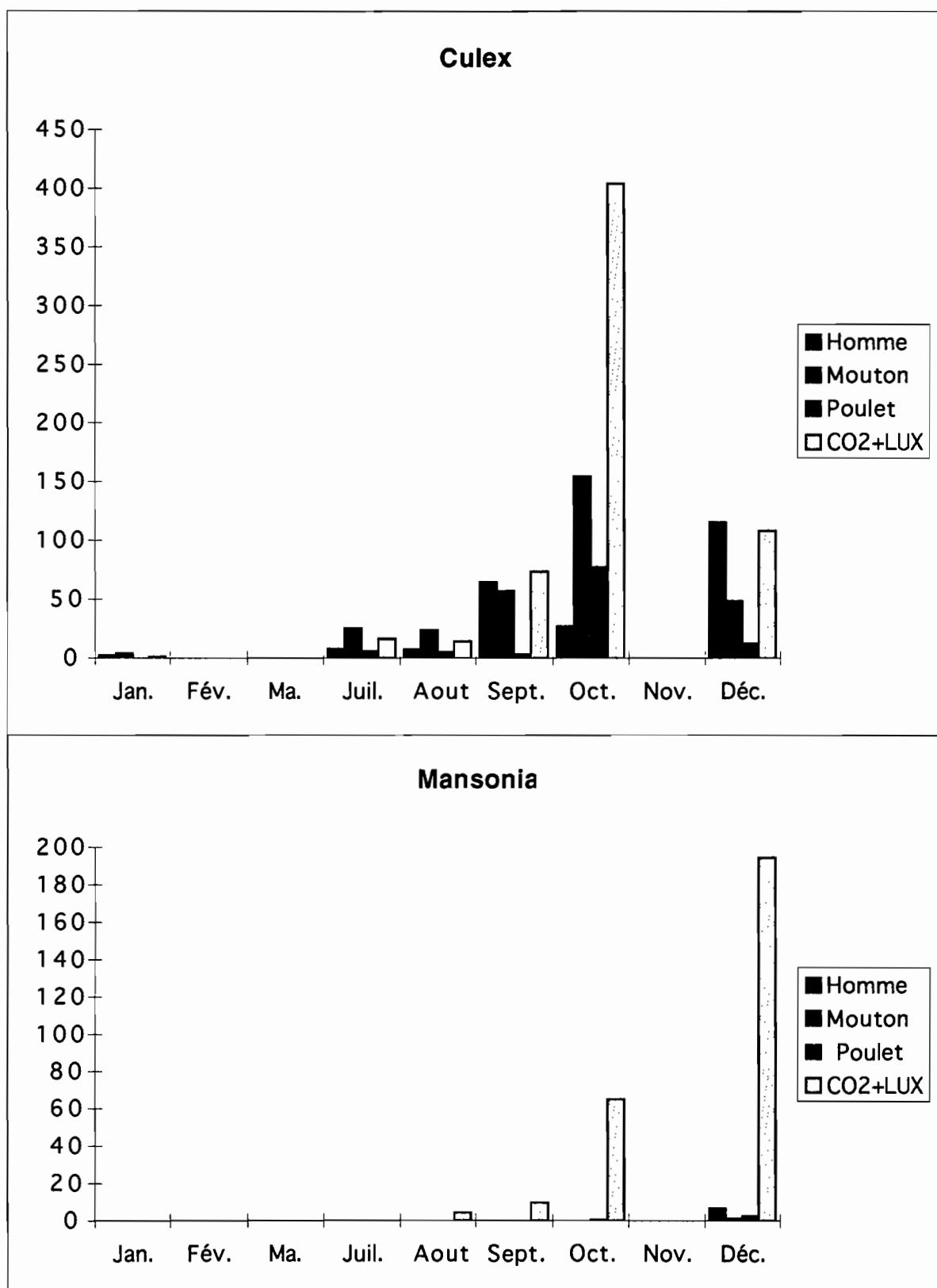


Figure A21: Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par methode de Capture à Barkedji en 1995.

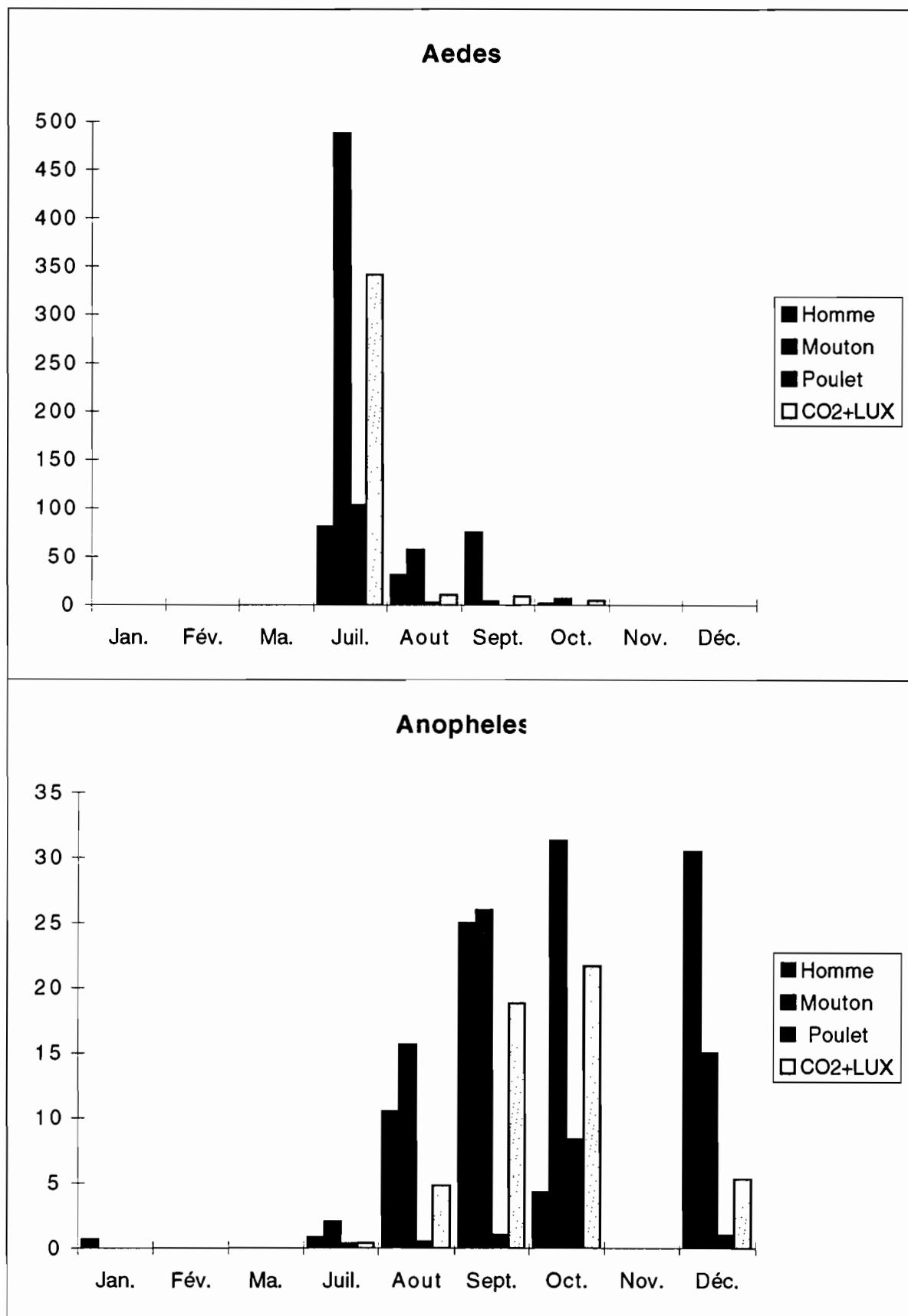


Figure A21: Fluctuations mensuelles des genres de moustiques par methode de Capture à Barkedji en 1995.

Fréquence mensuelle des captures			Janvier				Février				Mars				Avril				Mai				Juin				
Genre	Sous Genre	Spécies	II	PM	PP	PCO2	II	PM	PP	PCO2	II	PM	PP	PCO2	II	PM	PP	PCO2	II	PM	PP	PCO2	II	PM	PP	PCO2	
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles coustani</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Anopheles ziemanni</i>	0	0,25	0,4	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Cellia	<i>Anopheles gambiae</i>	0,33	0	0	0	0,75	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	0	0	0	22,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	0,25	0	0	0	0	0,25	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Aedeomyia	Lepiothoraxa	<i>Aedeomyia africana</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Aedes dalzielii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Aedes fowleri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Aedes minutus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Aedes vexans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Mucidus	<i>Aedes sudanensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Neomelaniconion	<i>Aedes mcintoshi</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Stegomyia	<i>Aedes aegypti</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Culex	Culex	<i>Culex bitaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex decens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex neavei</i>	0	0	0	0	0,75	2,1	0	1,25	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex perfuscus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,25	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex poicilipes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	67,8	1,5	2,1	0	0,25	0,33	3	0	0	(2)7,5	2,5	7	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex univittatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0,25	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Lutzia	<i>Culex tigripes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mansonia	Mansonioides	<i>Ficalbia uniformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Mansonia africana</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Mansonia sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia mediolineata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Mimomyia hispida</i>	0,33	0	0	0	0	0	0,33	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Mimomyia lacustris</i>	0	0	1,2	0	0	0	0	1	0	0	0,75	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Mimomyia plumosa</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Mimomyia splendens</i>	0	0	0	0	0	0	0,25	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Uranotaenia sp</i>	0	0,25	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Diptères divers sauvages			0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Phlebotome sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Ceratopogonide sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Tableau A37. Densité comparée des espèces culicidiennes capturées à Barkedji en 1991, selon la méthode de capture.

Fréquence mensuelle des captures			Juillet				Aout				Septembre				Octobre				Novembre				Décembre					
Genre	Sous Genre	Espèces	II	PM	PP	PCO2	H	II	PM	PP	PCO2	H	II	PM	PP	PCO2	H	PM	PP	PCO2	H	PM	PP	PCO2				
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles coustani</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Anopheles ziemanni</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8,33	11,3	33)4,	0	
	Cellia	<i>Anopheles domesticus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Anopheles gambiae</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1,67	6,33	0,67	0	0	0	0	0	0	0	0,33	2	0	0	
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	0,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0,33	0	0	0	
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,33	8,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
Aedeomyia	Lepiothauma	<i>Aedeomyia africana</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes dalzielii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes fowleri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes minutus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,33	0,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes vexans</i>	1	2,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1,67	54,7	4,67	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Mucidus	<i>Aedes sudanensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9,67	0,33	0,66	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Neomelaniconion	<i>Aedes mcintoshi</i>	0	0,5	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Stegomyia	<i>Aedes aegypti</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes luteocephalus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes metallicus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes unilineatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,66)	0	-0,3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	66)5,	0
Culex	Culex	<i>Culex antennatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex bitaeniorhynchus</i>	0	0,5	10,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0,66	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0,33	0	0	0	
		<i>Culex decens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,33	1	1	0	0	0	0	0	0	0	1,33	0	0	0	
		<i>Culex neavei</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,66	0		
		<i>Culex perfuscus</i>	0	1	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	15,3	39	23	0	0	0	0	0	0	0	33)89	66)21	10,3	0
		<i>Culex poicilipes</i>	0	4,5	1,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	1,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2)32,	2,33	0	
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	4	2,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex univittatus</i>	1,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,33	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0,66	0	0	0
		<i>Culex sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Culex tigripes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Ficalbia uniformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Mansonia africana</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1,67	0,33	0,33	0	0	0	0	0	0	0	0	67)77	2,67)1	67)9,	0
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,33	0,33	0,33	0	0	0	0	0	0	0	0	3	2,67	0	0
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia mediolineata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Mimomyia hispida</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Mimomyia lacustris</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Mimomyia plumosa</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Mimomyia splendens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1,67	66)8,	6	0
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Uranotaenia sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Diptères divers sauvages			0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Phlebotome sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Ceratopogonide sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	

Tableau A37. Densité comparée des espèces culicidiennes capturées à Barkedji en 1991, selon la méthode de capture.

Fréquence mensuelle des captures			Janvier				Février				Mars				Avril				Mai					
Genre	Sous Genre	Espèces	H	PM	PP	P CO2	II	PM	PP	P CO2	II	PM	PP	P CO2	II	PM	PP	P CO2	II	PM	PP	P CO2		
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles ziemanni</i>	4,5	2,33	0	26,26	3,75	1,33	0	0,93	0	0,28	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Anopheles gambiae</i>	2	0	0	0,27	2	1,33	0	0	0,33	0,28	0,33	0,66	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Celilia	<i>Anopheles pharoensis</i>	(1,5)9,5	(0,33)6	0	0,86	(0,75)4,75	(0,33)6	0	(5,14)2,78	14,67	0	0,66	3,21	0	0	0	0	0,5	0	0	0,2		
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0,07	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
Aedeomyia	Lepiothauma	<i>Aedeomyia africana</i>	0,17	0,33	0	22,26	0	0,33	0	(1,93)5,43	0	1,33	1	(4,27)21,6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes vexans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0,33	0	0	0,07	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Stegomyia	<i>Aedes metallicus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes unilineatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0,33	0	0	0,28	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Culex	Culex	<i>Culex antennatus</i>	1,17	0,67	0	11,8	0	0	0	0,66	2,33	0,33	(0,07)7	0	0	0	3,5	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex bitaeniorynchus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex decens</i>	0	0	0	0	0	0,66	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	7	0	0	(0,25)0,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex neavei</i>	0	(0,33)9,66	(0,66)4	9,33	0,25	(0,33)3	(1)1	(2,43)5,21	0	9,67	36,67	(6,93)40,5	0	0	0	1,25	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex perfuscus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,5	0	0	0	0	0	
		<i>Culex poicilipes</i>	9,33	5	1	26,8	1,25	0,33	0	1	0,66	(1,66)9,67	0	1,29	0	0	0	0,25	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex univittatus</i>	0	2,33	0	0	0	0	0	0,64	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Mansonia	Mansonioides	<i>Mansonia africana</i>	(6,5)57,5	(4,67)18	(1)4,5	(9,25)21,6	(4,25)36,25	(4,66)18	(1)4,5	(8,21)27	(9,75)117,5	(0,66)27,33	(5,33)33,33	(3,86)45,36	0	0	0	0,25	0	0	0	0	0	0
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia plumosa</i>	0,17	0	0	0,27	0	0	0	0,07	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Mimomyia splendens</i>	0,17	(2,33)12	(1,35)7	(28,56)115,53	0	1	0	(16,64)91,86	0,66	3,66	4,33	(0,57)208,5	0	0	0	0,25	0	0	0	0	0	0
Diptères divers sauvages																								
			Phlebotome sp	0	0	0	0	27,5	0	0	7,38	27,5	0	0	7,38	0	0	0	712,8	0	0	0	59	
			Ceratopogonide sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	

Tableau A38. Densité comparée des espèces culicidiennes capturées à Barkedji en 1992, selon la méthode de capture.

Fréquence mensuelle des captures			Juillet				Août				Septembre				Octobre				Novembre			Décembre						
Genre	Sous Genre	Espèces	H	PM	PP	P CO2	II	PM	PP	P CO2	II	PM	PP	P CO2	II	PM	PP	P CO2	II	PM	PP	P CO2	H	PM	PP	P CO2		
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles costalis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2,5	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Anopheles siemanni</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0,33	0	7,33	0	2,33	22	3,66	15,13	3	24,3	3	0	0	0,5	0	0		
	Cellia	<i>Anopheles gambiae</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1	1	0	2	0,66	0,66	0,2	0	0	0	0	0,5	0	0	0	0	
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0,66	1,33	0,33	9,22	0	0	0,66	0,3	0	0,5	0	0	1,33	7,33	1	0,73	0	0	0	0	0	0	0,05	0		
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	2,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
	Aedeomyia	<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,66	0,66	0,13	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Lepiothuma</i>	<i>Aedeomyia africana</i>	0,11	(0,66)1,33	0	3,94	0	0	0	0,5	0	0	0,33	0	0	0	0	0,5	0	0	0	0	0	0	0	0	
Aedes	Aedes	<i>Aedes fowleri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0,66	0,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Aedes minimus</i>	0	0	0	0	0,33	0	0	0,4	0	0	0	0	0,11	0,33	0,33	0,21	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	0	0	0	0,33	0	2,7	4,33	9,5	5	0	0,88	20,67	16	10,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes vexans</i>	3,33	58,67	18,67	50,05	1	15,66	44,33	31,6	14,33	201	4,67	0	1	8,67	1,33	3,46	0	0	0	0	0	0	0	0,17	0	
		<i>Diceromyia</i>	<i>Aedes furcifer</i>	0	0	0	0,05	1,11	0	0	0	(2,66)9	0	0	0	1,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	<i>Mycidius</i>	<i>Aedes sudanensis</i>	0	0	0	0	0	0,3	0	0,83	9,67	8	0	0	0,22	3	0,33	0,54	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Neomelanconion</i>	<i>Aedes McIntoshi</i>	0	1	0	4,11	0	2,33	9,66	4,93	0	2	0	0	0	0,33	0	0,5	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Stegomyia</i>	<i>Aedes aegypti</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1,66	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Culex	<i>Aedes metallicus</i>	2,33	0	0	0,44	0,78	0	0	0,03	14,33	1,5	0	0	0,44	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex unilineatus</i>	1	1	0,33	0,61	0	1	0	0,57	(0,66)11	0	1,33	0	1,67	0	0	0,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex</i>	<i>Culex antennatus</i>	0	3	0,33	2,28	0	0	0,33	0,3	0	1	0	0	0,22	0,66	0,66	0,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mansonia	Mansonioides	<i>Culex bitaeniorthynchus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0,66	7,5	0	0	0	0	0,66	0	0,17	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex decens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Mimomyia	<i>Culex ethiopicus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0,33	7	1,33	0	0	0	1	2,87	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex neavei</i>	0	28,67	3,67	3,22	0	9,33	6,33	0,4	(0,33)0,33	3,5	1,33	0	0	2,33	1,66	0,17	0	0	0	0	0	0	0	0	1,25	
		<i>Culex perfuscus</i>	0	12,66	15,66	5,11	0	3	5	0,01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Minomyia	Mimomyia	<i>Culex poicilipes</i>	17,77	28,67	(0,33)4	14,33	1,55	0	2,33	4,07	62	37,5	34,33	0	91,88	579	180,67	16,21	0	0	0	0	0	0	0	0,5	0	0
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0,11	114	4	38,67	0,22	0,66	1,33	4,53	0	0	0	0	0,11	0,33	1,66	0,17	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
		<i>Diptères divers sauvages</i>	0	0	0	0	0	0	0,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Phlebotome sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0,33	0	0,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Ceratopogonide sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0,33	0	0,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	

Tableau A38. Densité comparée des espèces culicidiennes capturées à Barkedji en 1992, selon la méthode de capture.

Fréquence mensuelle des captures			Janvier				Février				Mars				Avril				Mai						
Genre	Sous Genre	Espèces	H	PM	PP	P CO2	II	PM	PP	P CO2	II	PM	PP	P CO2	H	PM	PP	P CO2	H	PM	PP	P CO2			
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles coustani</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Anopheles siemanni</i>	0	1	1	0,6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
	Cellia	<i>Anopheles gambiae</i>	0	0	0,5	0	0	0	0	0	0,5	0	0	0,05	0	0	0	0	1	0	0	0,11	0		
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0,11	0		
		<i>Anopheles refipes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Anopheles squamiferus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
Aedeomyia	Lepiothoraxa	<i>Aedeomyia africana</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,11		
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Aedes datrichi</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Aedes fowleri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Aedes minimus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Aedes vexans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
	Micidius	<i>Aedes sudanicus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
	Neomelanconion	<i>Aedes McIntoshi</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
	Steゴmyia	<i>Aedes aegypti</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0,2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
Culex	Culex	<i>Aedes latwocephalus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Aedes metallicus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Aedes unilineatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Culex annularis</i>	0,5	0	0,5	(0,07)1,53	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Culex bimaculatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Culex decens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Culex sticticus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Culex larvalis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0,13	0	0	0	0,11	0	0	0	0,33	0	0	0	0		
		<i>Culex perfundens</i>	0	0	0	0	(0,2)0,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Culex poicilipes</i>	0	0	0,5	(0,07)0,2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,33	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	(11,5)19,5	0	0	0	26,5	0	0	0	0	13	0	0	0	14,33	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Culex univittatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
	Lutzia	<i>Culex tigrinus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
Ficalbia	Ficalbia	<i>Ficalbia uniformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
Mansonia	Mansonioides	<i>Mansonia africana</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,09	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Mansonia sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia mediolineata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Mimomyia hispida</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Mimomyia plumaosa</i>	0	0	0	0,07	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Mimomyia splendens</i>	0	0	0	0,07	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	0	1,27	0	0	0	0,2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
Diptères divers sauvages																									
			Phlebotome sp	0	0	0	611,8	0	0	0	1088,53	0	4	0	1478,39	0	0	0	48,86	0	0	0	3,55		
			Ceratopogonide sp	0	0	0	19,93	0	0	0	0	0	0	0	1,61	0	0	0	0,57	0	0	0	5,11		

Tableau A39: Densité comparée des espèces culicidiennes récoltées à Barkedji en 1993 selon les méthodes de capture utilisées.

Fréquence mensuelle des captures			Juillet				Août				Septembre				Octobre				Novembre				Décembre				
Genre	Sous Genre	Espèces	H	PM	PP	P CO2	H	PM	PP	P CO2	H	PM	PP	P CO2	H	PM	PP	P CO2	H	PM	PP	P CO2	H	PM	PP	P CO2	
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles coustani</i>	0	0	0	0	0	0	0,16	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Anopheles siemensi</i>	0	0	0	0	0,125	1,33	0,33	0,24	0,33	123,33	4,33	12,43	0,33	106	2,33	10,15	0	7,33	(0,33)1	(0,03)2,03	0	(0,33)2,66	0	2,24	
	Celia	<i>Anopheles gambiae</i>	0	0	0	0,23	1,75	4,66	0,83	1,74	2,66	9,33	1	9,66	1,66	0	0,33	1,81	0	0	(2)0,66	(0,17)2,25	7	0	0	0	
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Anopheles pharoenensis</i>	0	0	0	0	0,75	6,17	0,5	0,85	1,33	1,66	1	1,78	2,33	5	0	1,07	0	0	0	0,28	0	0,33	0	0,43	
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	0	0	0	0	0,83	0	0,14	0	1	0	0,43	0	3	0	5,73	0	0,33	0	0	(0,33)0,33	0	(0,19)5,57		
	Aedeomyia	<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Lepiothrixma</i>	<i>Aedeomyia africana</i>	0	0	0	0	0	0	0,63	0	0	0	0,39	0	0	0	3,73	0	1	2	(41,14)28,93	(0,05)	(0,05)0,05	(0,05)	(37,47)35,66	
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argentoracutatus</i>	0	0	0	0	0,625	6,16	0	0,14	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Aedes delicti</i>	0	0	0	0	0,125	0	0,125	0,12	0,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Aedes fowleri</i>	0	0	0	0	0	0	0,5	0	0,26	0	0	0,13	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Aedes minimus</i>	0	0	0	0	0	0	1,5	0	0,4	2,66	18	0,66	0,65	0	0,66	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	0	0	0,87	2	0,16	1,58	1	13	0,33	10,34	1,66	41,33	0,66	27,88	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Aedes vexans</i>	0	2	0	0	2	(1,33)25,17	(0,66)3,83	(0,43)7,86	3	9,66	2,33	10,04	1,66	32,66	1,33	40,04	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	0	0	0	0	0	12	0	0	0	3,66	0	0	0	11	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Aedes sticticus</i>	0	0	0	0	0	0	0,16	0	0,49	0,66	6,66	0,33	2,3	0,33	2,33	0	1,77	0	0	0	0,03	0	0	0	
		<i>Neomelanconion</i>	<i>Aedes meistorchi</i>	0	0	0	0	0	0	0,16	0	0,02	0	0	0,33	0,13	0	0	0	0,008	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes aegypti</i>	0	0	0	0	0	0,25	0	0	0,03	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Aedes hebeccephala</i>	0	0	0	0	0,125	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
Culex	Culex	<i>Aedes metallicus</i>	0	0	0	0	1	0,33	0	0,03	8	0,33	0,66	0,09	3,33	0	0	0,004	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes tenuitarsus</i>	0	0	0	0	0,83	0,33	0	0,05	8,66	0	0	0,91	3,66	0	0	0,19	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex annulatus</i>	0	0	0	0	0	0	1,83	0,66	0,86	0,33	0	0	0,52	0	11	0	9,88	0	0	0	(0,03)1,28	0	0	0	
		<i>Culex bitaeniatus hynchus</i>	0	0	0	0	0,125	0,33	0,16	0,29	0	2	0,66	1,56	0,33	2,66	1,66	10,69	0	0,66	0	0,07	0	0	0	0	
		<i>Culex decens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,04	0	0	0	0,04	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex thalassinus</i>	0	0	0	0	0,125	4,33	1,16	3,53	5,66	9,33	4	37,39	5,33	2,33	0,33	11,83	0	0	0,33	0,03	0	0	0	0,05	
		<i>Culex neavei</i>	0	0	1	0	0	0	0	0,66	0	0	0,83	35,66	10,74	0,33	8,33	10	(0,5)36,30	0	0	4,66	0,21	0	(0,66)2,33	1	(1,66)23
		<i>Culex perfusus</i>	0	0	0	0	0,31	15,25	10,17	5,33	9,23	84,66	33,66	174,17	443,66	95,66	(0,17)623	0	73	54,33	(2,53)40,36	6,5	(0,33)1,33	(0,33)2,3	(0,03)15		
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	0	0	0	0	0,125	2,17	5,5	1,47	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
	Lutzia	<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	2	0	0,54	0	2,5	0,33	0,46	0	0,83	0	0,3	0	4,33	0	4,65	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex trivittatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	(0,33)3,33	(0,89)6,21	0,5	(0,33)1	(1,33)3	10,76		
Ficalbia	Ficalbia	<i>Culex tigrinus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,04	0	0	0	0	0	0	0,005		
Mansonia	Mansonioides	<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	0	0	4,125	3,16	1,33	2,51	25,66	15,66	8,66	(1,30)13,35	59,33	161,33	45,66	(0,23)152,27	0	(5,33)30,66	(4,66)31	(2,57)22,14	(0,24)13,76	(0,90)102,93	0	(45,14)138	
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia maculipennis</i>	0	0	0	0	1	9,5	0,83	1,49	50,33	65,33	11,66	4,3	9	10,66	4,33	3	0	(5)8	(0,66)2,66	2,57	0	0	0		
		<i>Mimomyia hispida</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,004	0	0	0	0,21	0	0	0		
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0,02	0	0	0	0	0	0	0	3,04	0	0	0	0	0	0	(0,05)0,14		
		<i>Mimomyia phoenicea</i>	0	0	0	0,08	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1,69	0	0	1	0,33	(0,14)0,43	0	0	0		
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Mimomyia splendens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	(0,04)2,22	0,66	0,66	0	46,65219,9	0	(0,17)0,5	(0,11)0,07	(8,39)23	1	(0,33)2,33	(0,33)1	(20,67)99,43	
		<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1,35	0	0	0	(0,82)2,03	0	0	0	0	
		Diptères divers sauvages	0	0	0	0,23	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	65,52		
		<i>Phlebotomus sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	(1,66)182,90		
		<i>Ceratopogonidae sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		

Tableau A39 Densité comparée des espèces culicidiennes récoltées à Barkedji en 1993 selon les méthodes capture utilisées.

Fréquence mensuelle des captures			Janvier				Février				Mars				Avril				
Genre	Sous Genre	Espèces	H	PM	PP	PCO ₂	H	PM	PP	PCO ₂	H	PM	PP	PCO ₂	H	PM	PP	PCO ₂	
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles coustani</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Anopheles ziemanni</i>	0	0	0	0,21	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Cellia	<i>Anopheles gambiae</i>	4	0,66	0	0,05	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0,66	0,33	0	0,21	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	0	0	0,1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Aedeomyia	Lepiothorax	<i>Aedeomyia africana</i>	0	0,33	0	(3,26)4,71	0	0	0	0	0	0	0,33	0	0	0	0	0	
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes dalselli</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes fowleri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes minimus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes vexans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Mycidius	<i>Aedes sudanensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Neomelaniconion	<i>Aedes meintoshi</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Stegomyia	<i>Aedes aegypti</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Culex	Culex	<i>Aedes laterocephalus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes metallicus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes undulatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex antennatus</i>	0,66	1	0	0,74	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex bitaeniorynchus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex decens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex neavei</i>	0	(0,33)2	(0,33)3,33	(4,31)3,79	0	0	0	0,33	0	0	0	0,16	0	0	0	(1,1)1,3	0
		<i>Culex perfuscus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Ficalbia	<i>Culex poicilipes</i>	0,33	0	0	0,05	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Mansonia	Mansonioides	<i>Culex quinquefasciatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex univittatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Lutzia	<i>Culex tigripes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Ficalbia	<i>Ficalbia uniformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mansonia africana</i>	(0,33)4,8	(0,33)11	(0,33)2,66	(0,37)9,31	0	0	0	0	0	0	0,33	0	0	0	0	0	
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Mimomyia mediolineata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Mimomyia hispida</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Mimomyia mimomyiiformis</i>	0	0	0	(0,05)0,05	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Mimomyia plumosa</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Mimomyia splendens</i>	0	1	0,66	(3,58)18,31	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,1	0	
		<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		Diptères divers sauvages																	
		<i>Phlebotome sp</i>	0	0	0	225,05	0	0	0	1127,33	4	4	0,66	384,63	15	0	0	572,4	
		<i>Ceratopogonide sp</i>	0	0	0	49,1	0	0	0	20,73	0	0	0	0	0	0	0	0	

Tableau A40. Densité comparée des espèces culidiennes capturées à Barkedji en 1994 selon les méthodes de capture.

Préférence mensuelle des captures			Juillet				Août				Septembre				Octobre				Novembre				Décembre				
Genre	Sous Genre	Espèces	H	PM	PP	PCO2	H	PM	PP	PCO2	H	PM	PP	PCO2	H	PM	PP	PCO2	H	PM	PP	PCO2	H	PM	PP	PCO2	
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles coustani</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Anopheles nivombanni</i>	0	0	0	0,13	0,5	6,5	3	0,57	0,25	9,5	1,33	4,88	2,33	17	1	4,28	1	18,33	1,5	7,8	4	2	0	1,94	
	Cellis	<i>Anopheles fimbriovittatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,33	0,92	4	0,66	0	0,14	1,66	1,5	0,13	5,33	0	0	0,5
		<i>Anopheles gambiae</i>	0	0	0	0	3,66	1,16	0,5	0,16	0	0	0	0,33	0,92	4	0,66	0	0,14	1,66	1,5	0,13	5,33	0	0	0,5	
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0,25	0	0	0	0	2,16	1	0,16	0,16	3,5	1,5	0	2,28	6,66	4,33	0	1,19	0,66	5	0	0,73	1,66	0	0	0,37
	Anopheles	<i>Anopheles rufipes</i>	0	0	0	0	0	1,16	0	0	0	0	0	0	2,36	0	0,66	0	0,24	0	0,66	0	0,26	0	0	0,66	0,56
		<i>Anopheles squamiferus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,66	0,66	0	0,19	0	0	0	0	0	0	0	0	
Aedes	Lepiochauma	<i>Aedomyia africana</i>	0	0	0	0	0	0	0	0,16	0	0	0	4,48	0	0	0	0	0	0	0	0	0,41	0	0,5	0	2,68
	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	0	0	0	0	0,33	0,16	0,09	0,75	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes datunensis</i>	0,25	0	0	0,17	0,5	1	0	0,41	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes fowleri</i>	0	0	0,5	0,26	0	0	0	0	0	0,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes minimus</i>	0	0	0	0,04	0,83	2,33	0	0,07	0,25	1	0	0,08	0,66	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	0	0	3,33	17,66	5	8,76	1,75	14	0,66	9,36	1,66	0	1	0,66	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Aedes	<i>Aedes vexans</i>	9,6	34,4	11	150,08	4,83	27	5,33	13	0,75	1,5	0,66	3,44	0	0	0	9,93	0,33	1,66	0	0,86	0	0	0	0	0
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	1,25	0	0	0,22	9,5	0	0	0	6	0	0	0	18,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Mycetis	<i>Aedes sudanicus</i>	0,25	0	0	0,04	1	2,83	0,66	0,52	0,5	0	0	0,16	0	1,33	0,33	0,33	0	0,33	0	0	0	0	0	0	0
	Neomelanconion	<i>Aedes mitchelli</i>	0	0	0	0	0	0,16	0	0	1,21	0	0	0	0,2	0	0	0	0,05	0	0	0	0	0	0	0	
	Stegomyia	<i>Aedes aegypti</i>	0	0	0	0	0,66	0	0	0,02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes histonephalus</i>	0	0	0	0	1,66	0	0	0,07	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes metallicus</i>	0,75	0	0	0,13	11,83	2	0	0,16	3	0,5	0	0,12	0,66	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Aedes vexillarius</i>	0,25	1	0	0,22	3,16	0,16	0,33	0,47	0	1	0	0	0,24	0	0	0	0,09	0	0	0	0	0	0	0	
Culex	Culex	<i>Culex antennatus</i>	0	0	0	0	0	0	0,5	0,5	1,02	0	2	0	1,52	0,33	0	0,66	1,9	0	1,66	0	0	0	0	0,18	
		<i>Culex bitaenioidesynchus</i>	0	0	0	0	0,16	0,33	0,5	0,21	0	1	0	0,72	0	0	0	0,66	0,33	0,33	0,5	0,07	0	0	0	0	
		<i>Culex deonai</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	0	0	0	0	1	15,5	5,5	11,45	20,5	15,5	4,66	24,76	3,66	2	0,66	29,52	0	2	0	3,8	0,33	0	0	0
		<i>Culex narrus</i>	0,25	0	0	0	0	0	1,16	4,33	0,93	0	2	1,66	3,36	0	4,33	5	7,86	0	11	46,5	5,73	0,33	4	9,33	13,5
		<i>Culex perfundens</i>	0	0,33	0	0,08	0	0,83	2,5	0,43	0,25	0,5	0	0,2	0	3,33	0	0,14	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex poicilipes</i>	0,5	1	0	0,04	7,66	20,33	13,5	6,78	79	27	30,33	23,72	121	30,66	40	32,66	274,66	66,66	72,5	142	178,33	8	2,33	23,06	
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Mansonia	Mansonioides	<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	2,75	1	0,5	1,13	0	4	1,33	0,47	0	0	0	0	0,292	0	0	0	0,33	0	0	0	0	0	0	0	0,18
		<i>Culex univittatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Culex sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Lutzia	Lutzia	<i>Culex tigrinus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0,02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Ficalbia	<i>Ficalbia uniformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	7,25	7	0	1,56	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Mansonia		<i>Mansonia africana</i>	0	0	0	0	0,5	1,16	0,5	0,05	7,5	1	0	0,72	3,33	0,66	1,33	0,62	2,33	2	0,5	2,93	4,33	1	0	1,44	
Mimomyia	<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	0	0	0,33	1	2,5	0,21	0	0	0	0	3,33	3,33	1,33	0,52	0	0	0	0	0	0	0	0		
Uranotaenia	Mimomyia	<i>Mimomyia mediotincta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Mimomyia bipunctata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,44	0	0	0	0,05	0	0	0	0	0	0	0	0	
		<i>Mimomyia phumosa</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
		<i>Mimomyia splendens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,76	0	0	0	3,24	0	0	0	0,26	0	0	0	0	
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,16	0	0	0	0	0	0	0	0	0,66	0	0	0	
		<i>Uranotaenia mayeri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,05	0	0	0	0	0	0	0	0	
Diptères divers sauvages																											
Phlebotome sp			0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Centropogonide sp			0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	

Tableau A40: Densité comparée des espèces culicidiennes récoltées à Barkedji en 1994 selon les méthodes de capture utilisées.

Fréquence mensuelle des captures			Janvier				Février				Mars			
Genre	Sous Genre	Espèces	II	PM	PP	P CO2	II	PM	PP	P CO2	II	PM	PP	P CO2
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles coustani</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Anopheles ziemanni</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Cellia	<i>Anopheles gambiae</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Aedeomyia	Lepiothauma	<i>Aedeomyia africana</i>	0	0	0	(1,63)1,07	0	0	0	0	0	0	0	0
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Aedes dalzielii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Aedes fowleri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Aedes minutus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Aedes ochraceus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Aedes vexans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Diceromyia	<i>Aedes furcifer</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Mucidus	<i>Aedes sudanensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Neomelaniconion	<i>Aedes mcintoshii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Stegomyia	<i>Aedes aegyptii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Aedes luteocephalus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Aedes metallicus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Aedes unilineatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Culex	Culex	<i>Culex antennatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex bitaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex decens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex neavei</i>	0	0	7	(11,43)2,07	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex perfuscus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex poicilipes</i>	0	0	0	(0,07)0,07	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex univittatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Lutzia		<i>Culex sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Culex tigripes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Ficalbia	Ficalbia	<i>Ficalbia uniformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Mansonia africana</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Mansonia uniformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Mansonia sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia mediolineata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Mimomyia hispida</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Mimomyia plumosa</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
		<i>Mimomyia splendens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia balfouri</i>												
		Diptères divers sauvages												
		<i>Phlebotome sp</i>	0	0	0	0,86	0	0	0	2305,5	0	0	0	29,93
		<i>Ceratopogonide sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Tableau A41: Densité comparée des espèces culicidiennes récoltées à Barkedji en 1995 selon les méthodes de capture utilisées.

Fréquence mensuelle des captures			Juillet				Aout				Septembre				Octobre				Novembre				Décembre			
Genre	Sous Genre	Spèces	H	PM	PP	P CO2	PM	PP	P CO2	H	PM	PP	P CO2	H	PM	PP	P CO2	H	PM	PP	P CO2	H	PM	PP	P CO2	
Anopheles	Anopheles	<i>Anopheles coustani</i>	0	0	0	0																				
		<i>Anopheles siemanni</i>	0,14	1	0	0,27																				
	Cellia	<i>Anopheles gambiae</i>	0,14	0	0,33	0,1																				
		<i>Anopheles hancocki</i>	0	0	0	0																				
		<i>Anopheles pharoensis</i>	0,43	1	0	0																				
		<i>Anopheles rufipes</i>	0	0	0	0																				
		<i>Anopheles squamosus</i>	0	0	0	0																				
Aedeomyia	Lepiothorax	<i>Aedeomyia africana</i>	0	1,66	0	0,65																				
Aedes	Aedimorphus	<i>Aedes argenteopunctatus</i>	0	0	0	0																				
		<i>Aedes dalzielii</i>	0,28	0	0	0,89																				
		<i>Aedes fowleri</i>	0	0,33	0	0,03																				
		<i>Aedes minimus</i>	0,14	0	0	0																				
		<i>Aedes ochraceus</i>	0,14	3,66	0,33	(0,62)2,55																				
		<i>Aedes vexans</i>	(0,14)83,85	(11,66)479,3	(1,66)100,66	(0,89)317,89																				
	Dicromyia	<i>Aedes furcifer</i>	0	0	0	0																				
	Micidius	<i>Aedes sudanensis</i>	0,14	0,33	0,33	0,41																				
	Neomelaniconion	<i>Aedes mcintoshi</i>	0	1	0	1,17																				
	Stegomyia	<i>Aedes aegypti</i>	0	0	0	0																				
Culex	Culex	<i>Culex antennatus</i>	0	0,33	0	1,07																				
		<i>Culex bitaeniorynchus</i>	0	0	0	0																				
		<i>Culex decens</i>	0	0	0	0																				
		<i>Culex ethiopicus</i>	0	0	0	0,1																				
		<i>Culex neavei</i>	0	0	0	3,13																				
		<i>Culex perfuscus</i>	0	0	0,66	1,51																				
		<i>Culex poicilipes</i>	1,43	5,33	1,33	2,83																				
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	0	0	0	0																				
		<i>Culex tritaeniorynchus</i>	6	15,66	3,66	8,07																				
	Lutzia	<i>Culex univittatus</i>	0	0	0	0																				
Ficalbia	Ficalbia	<i>Ficalbia uniformis</i>	0	0	0	0																				
Mansonia	Mansonioïdes	<i>Mansonia africana</i>	1,86	0	0	0,07																				
		<i>Mansonia uniformis</i>	0,14	0	0	0,03																				
		<i>Mansonia sp</i>	0	0	0	0																				
Mimomyia	Mimomyia	<i>Mimomyia medicolineata</i>	0	0	0	0																				
		<i>Mimomyia hispida</i>	0	0	0	0																				
		<i>Mimomyia mimomyiaformis</i>	0	0	0	0																				
		<i>Mimomyia plumosa</i>	0	0	0	0																				
		<i>Mimomyia splendens</i>	0	0	0	0,23																				
Uranotaenia	Uranotaenia	<i>Uranotaenia balfouri</i>	0	0	0	0																				
		Diptères divers sauvages																								
		<i>Phlebotome sp</i>	0	0	0	0																				
		<i>Ceratopogonide sp</i>	0	0	0	0																				
Au une donnée																										

Tableau A41: Densité comparée des espèces culicidiennes récoltées à Barkedji en 1995 selon les méthodes de capture utilisées.

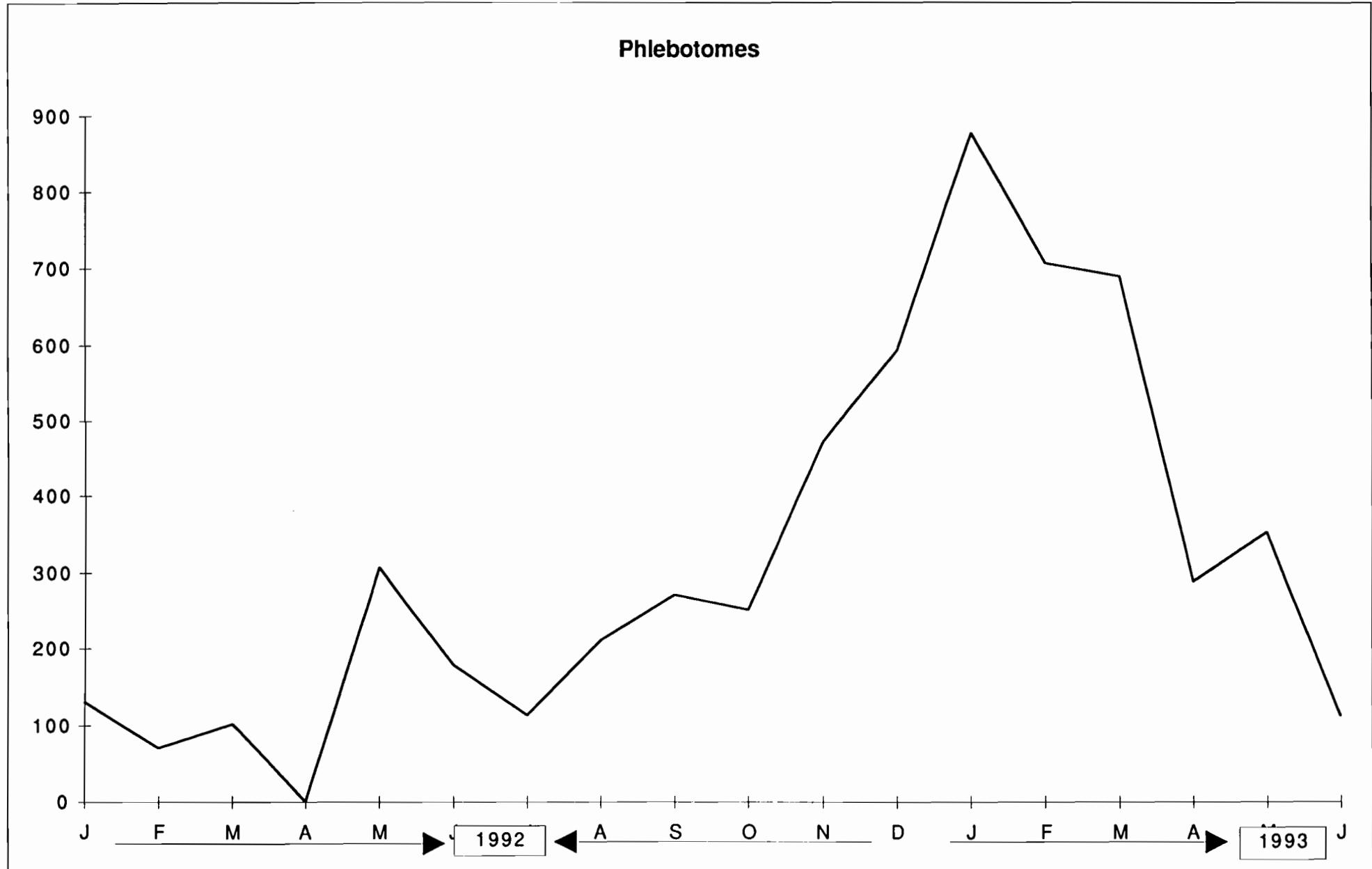
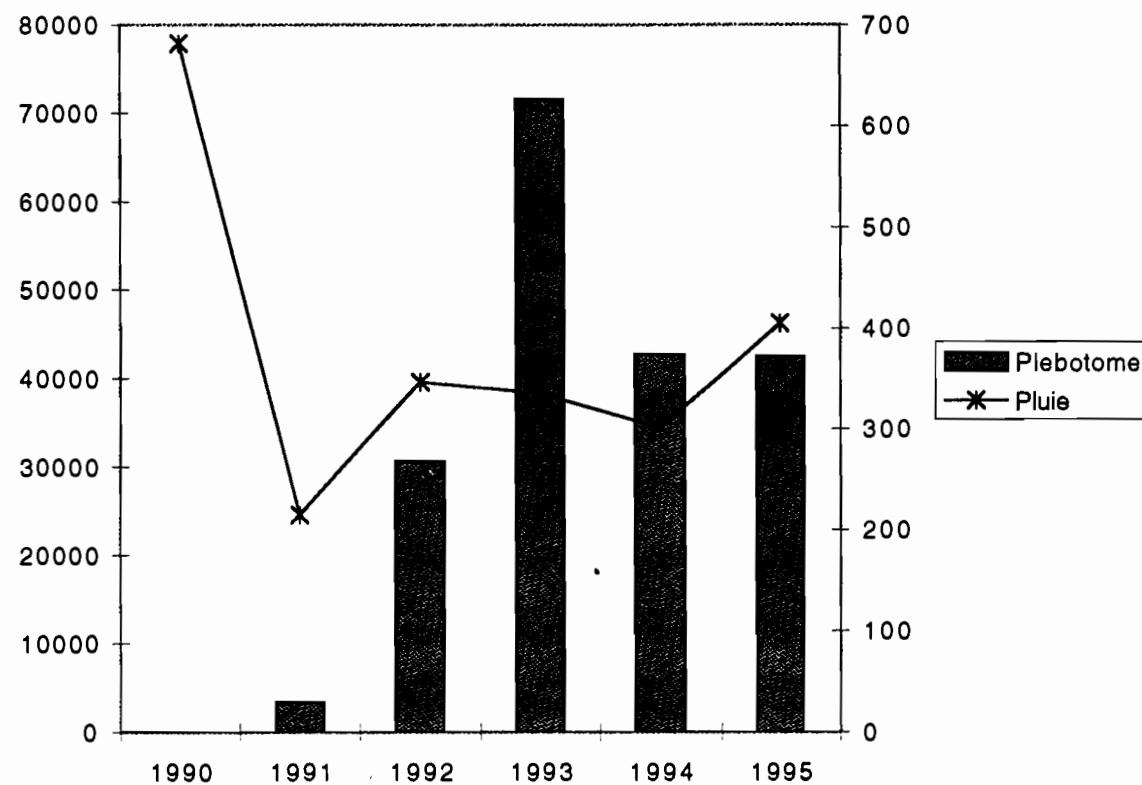


Figure A22: Variation des populations de Phlébotomes à Barkedji en 1992-1993.

Les phlebotomes à Barkedji de 1990 à 1995.



1991

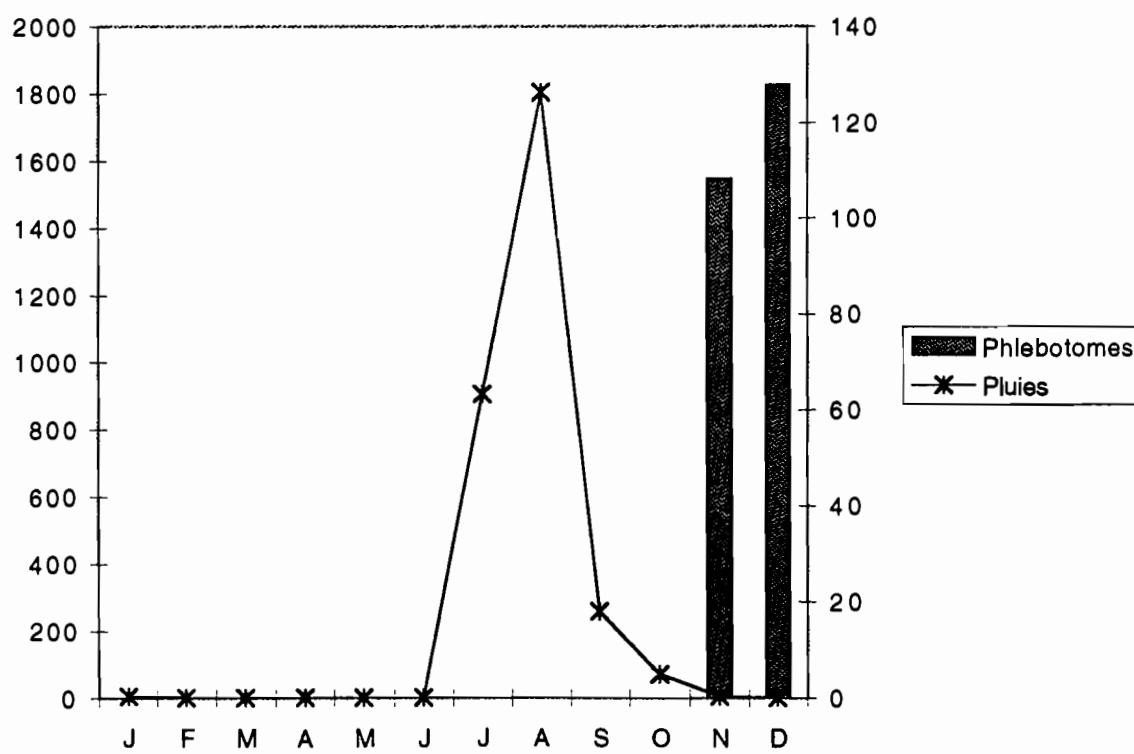


Figure A23. Les phlebotomes à Barkedji.

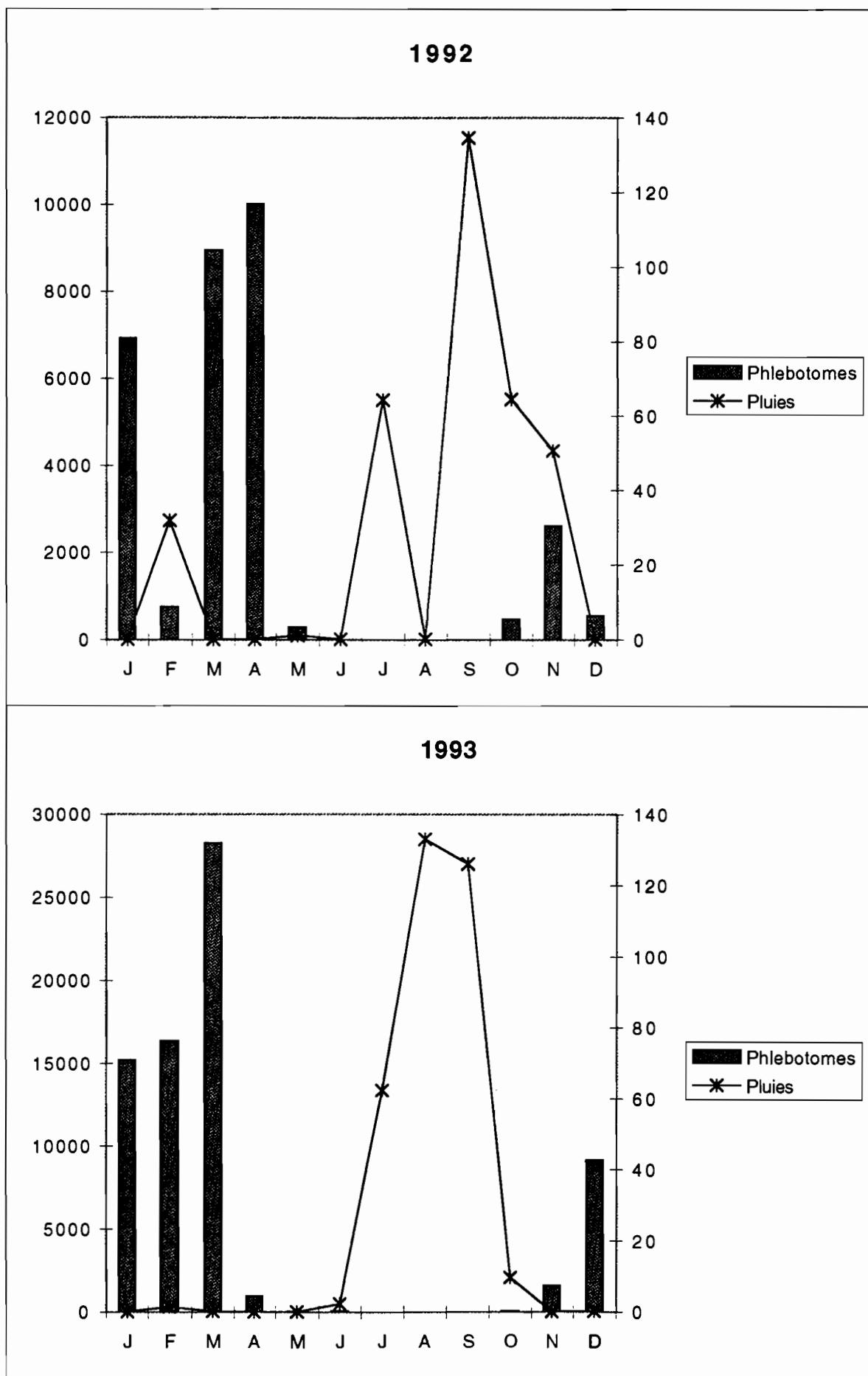


Figure A23. Les phlebotomes à Barkedji.

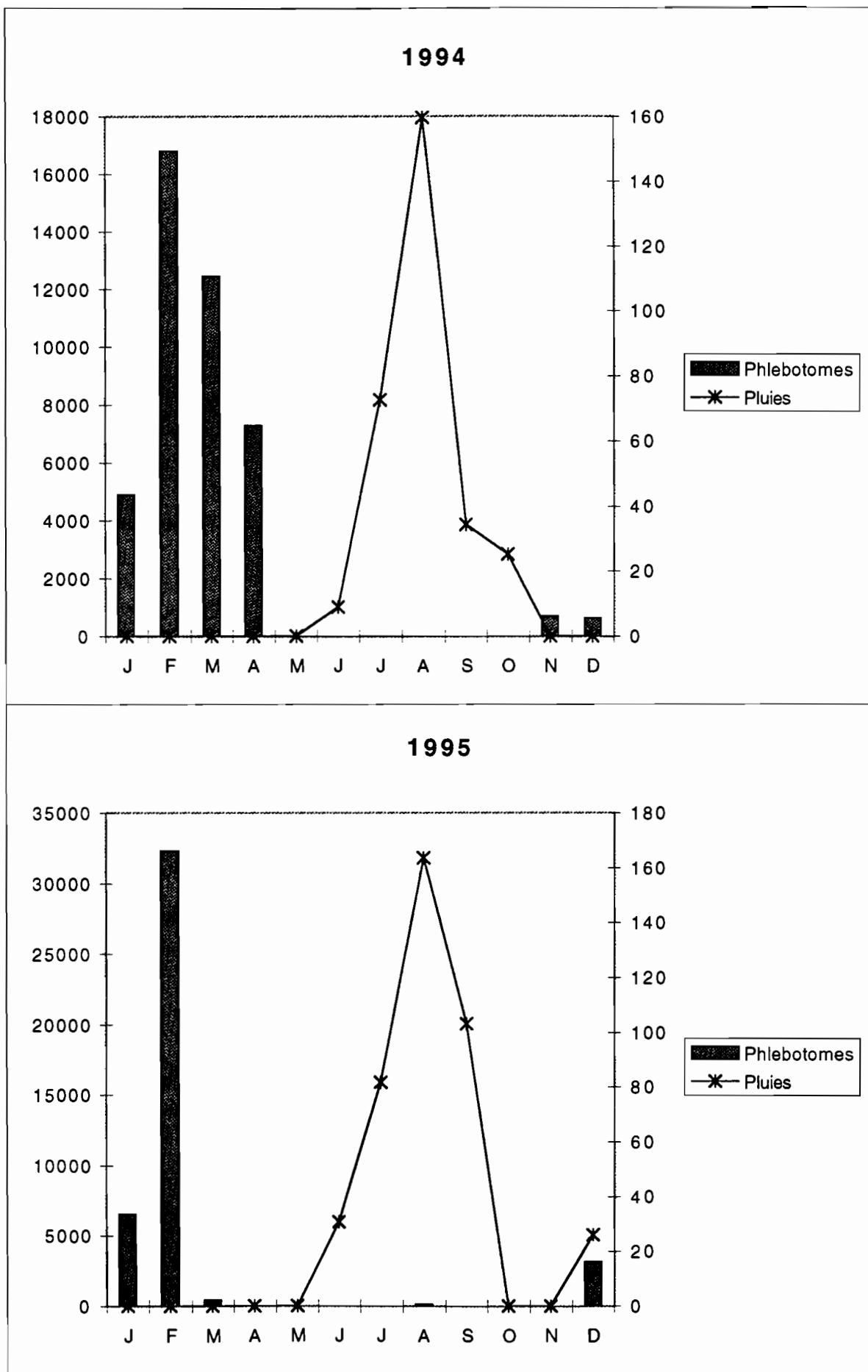


Figure A23. Les phlebotomes à Barkedji.

Genre	Espèce	Nombre total Capturés	Nombre de lots constitués	Nombre de souches positives						
				Fièvre Jaune	Chikungunya	Zika	Dengue 2	Bagaza	Kedougou	Total
<i>Aedes</i> <i>(Diceromyia)</i>	<i>furcifer</i>	2364	26	1	1	1	6	0	0	9
	<i>taylori</i>	1256	19	0	0	0	6	0	0	6
	<i>luteocephalus</i>	1353	23	1	0	1	7	0	0	9
	<i>dalzieli</i>	13700	144	0	0	1	0	0	5	6
<i>Culex</i> <i>(Culex)</i>	<i>perfuscus</i>	564	9	0	0	0	0	1	0	1
Total Général		19237	221	2	1	3	19	1	5	31

Tableau A46 : Les virus et leurs vecteurs à Kedougou en 1990.

18

Genre	Espèce	Nombre total Capturés	Nombre de lots constitués	Nombre de souches positives						
				Babanki	Chikungunya	Wesselsbron	West Nile	Zika	Kedougou	Ngari
<i>Anopheles</i> <i>(Cellia)</i>	<i>rufipes</i>	6463	132	0	1	0	0	0	0	0
										1
<i>Aedes</i> <i>(Diceromyia)</i>	<i>furcifer</i>	4469	138	0	1	0	0	0	0	0
	<i>argenteopunctatus</i>	2565	64	0	0	0	0	0	0	1
	<i>dalzieli</i>	10122	192	2	1	2	0	0	2	0
	<i>fowleri</i>	3126	68	0	0	0	0	3	0	3
<i>Culex</i> <i>(Culex)</i>	<i>ethiopicus</i>	107	7	0	1	0	0	0	0	0
	<i>perfuscus</i>	1020	15	1	0	0	2	0	0	3
Total Général		21409	484	3	4	2	2	3	2	1

Tableau A47 : Les virus et leurs vecteurs à Kédougou en 1991

Les virus isolés à Kédougou en 1990					
Genre	Virus	Isolé sur:	Date	Lieu de l'isolement	Nombre
Alphavirus	Chikungunya	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	13/11/90	"PK10"	1
Flavivirus	Bagaza	<i>Culex (Cx.) perfuscus</i>	5/07/90	Silling	1
	Fièvre Jaune	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	9/11/90	Station	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	10/11/91	Station	1
	Total Fièvre Jaune				2
	Zika	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	25/10/90	Silling	1
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	30/09/90	Silling	1
		<i>Aedes (Ae.) dalzielii</i>	8/11/90	Silling	1
	Total Zika				3
Kedougou	<i>Aedes (Ae.) dalzielii</i>	4/07/90	Ngari	1	
	<i>Aedes (Ae.) dalzielii</i>	5/07/90	Silling	1	
	<i>Aedes (Ae.) dalzielii</i>	6/07/90	Silling	1	
	<i>Aedes (Ae.) dalzielii</i>	6/07/90	Kedougou	1	
	<i>Aedes (Ae.) dalzielii</i>	7/07/90	kedougou	1	
	Total Kedougou				5
Dengue 2	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	25/10/90	"PK10"	1	
	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	27/10/90	"PK10"	1	
	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	28/10/90	"PK10"	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	7/11/90	"PK10"	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	7/11/90	"PK10"	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	8/11/90	"PK10"	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	8/11/90	"PK10"	1	
	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	8/11/90	Silling	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	9/11/90	"PK10"	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	10/11/90	Silling	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	10/11/90	"PK10"	1	
	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	10/11/90	"PK10"	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	12/11/90	Silling	1	
	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	12/11/90	"PK10"	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	13/11/90	"PK10"	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	13/11/90	"PK10"	1	
	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	14/11/90	"PK10"	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	14/11/90	"PK10"	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	14/11/90	"PK10"	1	
	Humain (militaire français)	7/11/90	Kedougou	1	
	Humain (enfant, 15 ans)	10/11/90	Silling	1	
	Total Dengue				21
	Total Général				33

Tableau A48 : Les virus les vecteurs et les sites d'isolement à Kédougou en 1990.

Les virus isolés à Kédougou en 1991					
Genre	Virus	Isolé sur:	Date	Lieu de l'isolement	Nombre
Alphavirus	Chikungunya	<i>Aedes (Ae.) dalzielii</i>	25/10/91	Silling	1
		<i>Culex (Cx.) ethiopicus</i>	9/11/91	Silling	1
		<i>Anopheles (Ce.) rufipes</i>	10/11/91	Silling	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	13/11/90	Silling	1
	Total Chikungunya				
	Babanki	<i>Aedes (Ae.) dalzielii</i>	4/07/91	Silling	1
		<i>Culex (Cx.) perfuscus</i>	6/07/91	Kédougou	1
		<i>Culex (Cx.) perfuscus</i>	6/07/91	Kédougou	1
	Total Babanki				
Flavivirus	Wesselsbron	<i>Aedes (Ae.) dalzielii</i>	10/11/91	Sol "PK10"	1
		<i>Aedes (Ae.) dalzielii</i>	10/11/91	Silling	1
	Total Wesselsbron				
	West Nile	<i>Culex (Cu.) perfuscus</i>	5/07/91	Ngari	1
		<i>Culex (Cu.) perfuscus</i>	5/07/91	Ngari	1
	Total West Nile				
	Zika	<i>Aedes (Ae.) fowleri</i>	10/07/91	Silling	1
		<i>Aedes (Ae.) fowleri</i>	10/07/91	Silling	1
		<i>Aedes (Ae.) fowleri</i>	10/07/91	Silling	1
	Total Zika				
	Kédougou	<i>Aedes (Ae.) dalzielii</i>	6/07/91	Silling	1
		<i>Aedes (Ae.) dalzielii</i>	28/10/91	Kédougou	1
	Total Kédougou				
Bunyavirus	Ngari	<i>Ae. (Ae.) argenteopunctatus</i>	26/10/91	Ngari	1
	Total Ngari				
	Total Général				
					17

Tableau A49 : Les virus, les vecteurs et les sites d'isolement à Kédougou en 1991.

Genre	Espèce	Nombre total Capturé	Nombre de lots constitués	Nombre de souches positives								
				Fièvre Jaune	Zika	Ngari	Chikungunya	Wesselsbron	Wess-Y310	West Nile	Kedougou	Total
<i>Anopheles</i> <i>(Anopheles)</i>	<i>coustoni</i>	456	35	0	0	0	0	0	1	0	0	1
	<i>domicola</i>	67	10	0	0	0	0	1	0	0	0	1
	<i>freetownensis</i>	3	1	0	0	0	0	1	0	0	0	1
	<i>funestus</i>	1097	50	0	0	0	0	1	0	0	0	1
	<i>pharoensis</i>	42	10	0	0	0	0	1	0	0	0	1
	<i>pretoriensis</i>	116	14	0	0	0	0	1	0	0	0	1
	<i>rufipes</i>	1937	57	0	0	0	0	2	1	0	0	3
<i>Aedes</i> <i>(Diceromyia)</i>	<i>sturcifer</i>	8148	196	0	0	0	24	0	0	0	0	24
	"	Mâles	36	6	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>taylori</i>	2678	84	2	0	0	2	0	0	0	0	4
	"		3	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>luteocephalus</i>	2146	69	0	0	0	8	1	0	0	0	9
	<i>vittatus</i>	813	35	0	0	0	1	1	0	0	0	2
	<i>argenteopunctatus</i>	2565	64	0	0	0	1	0	0	0	0	1
	<i>dalzieli</i>	5064	130	0	7	0	6	0	0	0	4	17
	<i>minutus</i>	4566	102	0	0	0	0	5	0	0	0	5
	<i>vexans</i>	17	5	0	0	1	0	0	0	0	0	1
<i>Culex</i> <i>(Culex)</i>	<i>antennatus</i>	48	9	0	0	0	0	1	0	0	0	1
	<i>bitaeniorhynchus</i>	21	7	0	0	0	0	1	0	0	0	1
	<i>neavei</i>	90	14	0	0	0	0	0	0	2	0	2
	<i>perfuscus</i>	112	18	0	0	0	0	1	0	1	0	2
<i>Uranotaenia</i> <i>(Pseudolicalbia)</i>	<i>mashonaensis</i>	14	4	0	0	0	0	1	0	0	0	1
Total Général		30039	921	2	7	1	42	18	2	3	4	79

Tableau A50 : Les virus et leurs vecteurs à Kedougou en 1992.

Les virus isolés à Kédougou en 1992						
Genre	Virus	Isolé sur:	Date	Lieu de l'isolement	Nombre	
Alphavirus	Chikungunya	<i>Aedes (Ae.) argenteopunctatus</i>	9/07/92	Silling	1	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	10/07/92	Ngari	1	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	11/07/92	Ngari	1	
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	11/07/92	Keniotio	1	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	20/10/92	Station	1	
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	20/10/92	Savane	1	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	20/10/92	Cascade	2	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	20/10/92	Ngari	1	
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	20/10/92	Deux Rivières	2	
		<i>Aedes (Ae.) dalzieli</i>	20/10/92	Ngari	2	
		<i>Aedes (St.) taylori</i>	21/10/92	Sol	1	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	21/10/92	Marigot	2	
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	21/10/92	Marigot	1	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	21/10/92	Cascade	1	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	21/10/92	Station	2	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	21/10/92	Ngari	1	
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	21/10/92	Ngari	1	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	22/10/92	Savane	2	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	22/10/92	Silling	1	
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	22/10/92	Silling	1	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	22/10/92	Station	1	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	22/10/92	Deux Rivières	1	
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	22/10/92	Deux Rivières	1	
		<i>Aedes (Ae.) dalzieli</i>	22/10/92	Silling	1	
		<i>Aedes (Ae.) dalzieli</i>	22/10/92	Sol	1	
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	23/10/92	Marigot	1	
		<i>Aedes (Ae.) vittatus</i>	23/10/92	Sol	1	
		<i>Aedes (Ae.) dalzieli</i>	23/10/92	Silling	2	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	28/11/92	Station	1	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	28/11/92	Marigot	1	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	29/11/92	Silling	1	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	29/11/92	Station	2	
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	1/12/92	Station	1	
Total Chikungunya					42	
Flavivirus	Wesselsbron	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	12/07/92	Ngari	1	
		<i>Aedes (Ae.) vittatus</i>	12/07/92	Ngari	1	
		<i>Aedes (Ae.) minutus</i>	11/07/92	Ngari	1	
		<i>Aedes (Ae.) minutus</i>	13/07/92	Bandalassi	1	
		<i>Aedes (Ae.) minutus</i>	14/07/92	Bandalassi	3	
		<i>Anopheles (Ce.) funestus</i>	20/10/92	Ngari	1	
		<i>Anopheles (Ce.) pretoriensis</i>	20/10/92	Ngari	1	
		<i>Anopheles (Ce.) freetownensis</i>	20/10/92	Ngari	1	
		<i>Anopheles (Ce.) domicola</i>	20/10/92	Ngari	1	
		<i>Anopheles (Ce.) pharoensis</i>	20/10/92	Ngari	1	
		<i>Uranotaenia (Ps.) mashonaensis</i>	20/10/92	Ngari	1	
		<i>Culex (Cx.) tritaeniorhynchus</i>	20/10/92	Ngari	1	
		<i>Culex (Cx.) antennatus</i>	20/10/92	Ngari	1	
		<i>Anopheles (Ce.) rufipes</i>	21/10/92	Ngari	2	
		<i>Culex (Cx.) perfuscus</i>	21/10/92	Ngari	1	
Total Wesselsbron					18	
<i>Anopheles (Ce.) rufipes</i>		21/10/92	Ngari	1		
<i>Anopheles (Ce.) coustani</i>		22/10/92	Ngari	1		
Total Wess-Y310					2	
West Nile		<i>Culex (Cx.) perfuscus</i>	29/11/92	Keniotio	1	
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	30/11/92	Kedougou	1	
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	1/12/92	Kedougou	1	
Total West Nile					3	
Fièvre Jaune	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	25/10/92	Marigot	2		
Total Fièvre Jaune					2	
Zika	<i>Aedes (Ae.) dalzieli</i>	22/10/92	Silling	4		
		23/10/92	Silling	3		
Total Zika					7	
Kedougou	<i>Aedes (Ae.) dalzieli</i>	22/10/92	Silling	4		
		Total Kedougou			4	
Bunyavirus	Ngari	<i>Aedes (Ae.) vexans</i>	20/10/92	Ngari	1	
		Total Ngari			1	
Total Général					79	

Tableau A51 : Les virus, les vecteurs et les sites d'isolement à Kédougou en 1992.

Genre	Espèce	Nombre total Capturé	Nombre de lots constitués	Nombre de souches positives								
				Fièvre Jaune	Zika	YF-Zika	Ngari	Gomoka	Ar D 66707	Ar D 66707-Babanki	Wesselsbron	Total
<i>Anopheles</i> <i>(Cellia)</i>	<i>rufipes</i>	13822	305	0	0	0	0	1	0	0	0	1
<i>Aedes</i> <i>(Diceromyia)</i>	<i>furcifer</i>	8703	233	130	5	2	0	0	0	0	0	137
	"	117	12	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>taylori</i>	1900	79	35	2	0	0	0	0	0	0	37
	"	36	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>(Stegomyia)</i>	<i>luteocephalus</i>	1712	72	22	2	2	0	0	0	0	0	26
<i>(Aedimorphus)</i>	<i>vittatus</i>	1020	59	0	2	0	0	0	0	0	0	2
	"	239	12	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>dalzielii</i>	10650	273	0	12	0	0	0	0	0	0	12
	<i>minutus</i>	2721	72	0	0	0	2	0	0	0	1	3
<i>Culex</i> <i>(Culex)</i>	<i>bitaeniorhynchus</i>	56	16	0	0	0	1	0	0	0	0	1
	<i>perfuscus</i>	534	38	0	0	0	0	0	1	1	0	2
Total Général		27688	872	187	23	4	3	1	1	1	1	221

Tableau A52 . Les virus et leurs vecteurs à Kédougou en 1993.

Les virus isolés à Kédougou en 1993					
Genre	Virus	Isolé sur:	Date	Lieu de l'isolement	Nombre
Flavivirus	Wesselsbron	<i>Aedes (Ae.) minurus</i>	12/07/93	Kedougou	1
	Total Wesselsbron				1
Flavivirus	Fièvre Jaune	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	19/10/93	Cascade	3
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	19/10/93	Deux Rivières	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	19/10/93	Deux Rivières	2
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	19/10/93	Marigot	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	19/10/93	Marigot	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	19/10/93	Station	3
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	19/10/93	Savane	1
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	20/10/93	Deux Rivières	1
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	20/10/93	Deux Rivières	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	20/10/93	Savane	1
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	20/10/93	Cascade	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	20/10/93	Cascade	1
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	20/10/93	Ngari	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	20/10/93	Ngari	3
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	21/10/93	Savane	2
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	21/10/93	Deux Rivières	1
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	21/10/93	Cascade	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	21/10/93	Cascade	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	21/10/93	Sol	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	21/10/93	Station	2
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	21/10/93	Silling	2
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	22/10/93	Station	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	22/10/93	Station	5
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	22/10/93	Deux Rivières	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	22/10/93	Deux Rivières	1
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	22/10/93	Marigot	2
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	22/10/93	Marigot	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	22/10/93	Savane	2
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	22/10/93	Sol	2
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	23/10/93	Cascade	1
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	23/10/93	Station	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	23/10/93	Station	3
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	23/10/93	Sol	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	23/10/93	Savane	1
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	23/10/93	Savane	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	23/10/93	Deux Rivières	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	23/10/93	Marigot	1
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	23/10/93	Marigot	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	24/10/93	Deux Rivières	2
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	24/10/93	Sol	1
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	24/10/93	Cascade	1
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	24/10/93	Cascade	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	24/10/93	Cascade	2
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	24/10/93	Cascade	1
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	24/10/93	Station	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	24/10/93	Kenioto	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	25/10/93	Deux Rivières	2
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	25/10/93	Sol	1
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	25/10/93	Sol	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	25/10/93	Savane	2
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	25/10/93	Marigot	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	25/10/93	Marigot	1
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	25/10/93	Marigot	1
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	25/10/93	Station	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	25/10/93	Station	2
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	25/10/93	Cascade	1
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	25/10/93	Cascade	2
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	25/10/93	Station	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	25/10/93	Bandaressi	2
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	25/10/93	Sol	1
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	25/10/93	Deux Rivières	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	26/10/93	Deux Rivières	2
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	26/10/93	Marigot	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	26/10/93	Savane	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	26/10/93	Station	4
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	26/10/93	Station	1
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	26/10/93	Station	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	26/10/93	Cascade	1
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	26/10/93	Cascade	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	17/11/93	Marigot	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	17/11/93	Savane	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	17/11/93	Sol	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	17/11/93	Station	3
		<i>Aedes (Di.) taylori</i>	17/11/93	Deux Rivières	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	18/11/93	Cascade	4
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	18/11/93	Marigot	1

Tableau A53: Les virus, les vecteurs et les sites d'isolement à Kédougou en 1993.

	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	18/11/93	Savane	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	18/11/93	Cascade	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	18/11/93	Station	4	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	18/11/93	Marigot	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	18/11/93	Savane	1	
	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	18/11/93	Savane	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	18/11/93	Deux Rivières	3	
	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	18/11/93	Station	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	18/11/93	Ngari	3	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	19/11/93	Sol	4	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	19/11/93	Sol	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	19/11/93	Station	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	19/11/93	Marigot	3	
	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	19/11/93	Station	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	19/11/93	Savane	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	19/11/93	Siling	4	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	19/11/93	Cascade	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	19/11/93	Station	5	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	19/11/93	Deux Rivières	1	
	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	19/11/93	Station	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	19/11/93	Savane	3	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	19/11/93	Savane	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	19/11/93	Cascade	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	19/11/93	Sol	2	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	20/11/93	Sol	4	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	20/11/93	Station	2	
	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	20/11/93	Station	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	20/11/93	Cascade	1	
	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	20/11/93	Marigot	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	20/11/93	Station	2	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	20/11/93	Deux Rivières	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	21/11/93	Sol	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	21/11/93	Station	3	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	21/11/93	Cascade	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	21/11/93	Marigot	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	21/11/93	Savane	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	21/11/93	Deux Rivières	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	21/11/93	Cascade	2	
	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	21/11/93	Marigot	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	21/11/93	Savane	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	22/11/93	Savane	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	22/11/93	Deux Rivières	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	22/11/93	Station	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	22/11/93	Deux rivières	1	
	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	22/11/93	Station	1	
	Total Fièvre Jaune			187	
Zika	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	21/10/93	Cascade	1	
	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	21/10/93	Marigot	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	21/10/93	Savane	1	
	<i>Aedes (Di.) taylori</i>	21/10/93	Siling	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	21/10/93	Siling	1	
	<i>Aedes (Ae.)vittatus</i>	21/10/93	Marigot	1	
	<i>Aedes (Ae.)dalziell</i>	22/10/93	Siling	4	
	<i>Aedes (Ae.) dalziell</i>	23/10/93	Kenioto	1	
	<i>Aedes (Ae.)vittatus</i>	23/10/93	Kenioto	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	24/10/93	Cascade	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	24/10/93	Station	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	24/10/93	Bandafassi	1	
	<i>Aedes (Ae.) dalziell</i>	26/10/93	Marigot	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	17/11/93	Deux Rivières	1	
	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	18/11/93	Sol	1	
	<i>Aedes (Ae.) dalziell</i>	19/11/93	Ngari	1	
	<i>Aedes (Ae.) dalziell</i>	20/11/93	Bandafassi	4	
	Total Zika			23	
Bunyavirus	<i>Ngari</i>	<i>Aedes (Ae.) minutus</i>	12/07/93	Kedougou	2
		<i>Culex (Cx.) bitaeniorhynchus</i>	12/07/93	Kedougou	1
	Total Ngari			3	
Orbivirus	Groupe Corripata				
	Ar D 66707	<i>Culex (Cx.) perfuscus</i>	8/07/93	Ngari	1
	Total Ar D 66707				1
	Groupe Ieri				
	Gomoka	<i>Anopheles (Ce.) rufipes</i>	7/07/93	Ngari	1
	Total Gomoka				1
Souche Mixte	Fièvre Jaune-Zika	<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	19/10/93	Savane	1
		<i>Aedes (Di.) furcifer</i>	19/10/93	Ngari	1
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	22/10/93	Station	1
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	22/10/93	Cascade	1
	Total fièvre jaune-Zika				4
	Ar D 66707 (Sanar)-Babanki	<i>Culex (Cu.) perfuscus</i>	8/07/93	Siling	1
	Total Ar D 66707 (Sanar)-Babanki				1
	Total Général				221

Tableau A53: Les virus, les vecteurs et les sites d'isolement à Kédougou en 1993.

Genre	Espèce	Nombre total Capturés	Nombre de lots constitués	Nombre de souches positives									Total
				Fièvre Jaune	Zika	Ngari	Babanki	Pongola	Boubouï	Ar D 66707	Ar A 20149 (Uganda S)		
<i>Anopheles</i> (<i>Anopheles</i>) (<i>Cellia</i>)	<i>coustoni</i> <i>pretoriensis</i>	833 162	42 19	0 0	0 0	1 1	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	1 1
<i>Aedes</i> (<i>Diceromyia</i>)	<i>furcifer</i> "	Femelles Mâles	10565	300	0	0	0	0	0	0	0	1	1
<i>(Stegomyia)</i>	<i>luteocephalus</i>		23	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>(Aedimorphus)</i>	<i>vittatus</i> "		3717	127	7	0	0	0	0	0	0	0	7
	<i>dalzielii</i>		846 239	63 12	0 0	0 0	0 0						
<i>Culex</i> (<i>Culex</i>)	<i>duttoni</i> <i>perfuscus</i> <i>quinquefasciatus</i>	1 590 33	1 35 7	0 0 0	0 0 0	0 1 0	0 0 0	0 0 0	0 0 0	0 0 1	1 0 0	1 1 1	
Total Général		17582	619	7	1	2	1	1	1	1	2	16	

88

Tableau A54 : Les virus et leurs vecteurs à Kédougou en 1994.

Genre	Espèce	Nombre total Capturés	Nombre de lots constitués	Nombre de souches positives					Total
				Pongola	Ar D 95737	Chandipura	Saboya		
<i>Aedes</i> (<i>Aedimorphus</i>)	<i>fowleri</i> "	Femelles Mâles	1663 13	75 1	1 0	0 0	0 0	0 0	1 0
<i>Phlebotomes</i> (<i>Phlebotomus</i>)	<i>sp</i>		23122	238	0	2	3	11	16
Total Général		24785	313	1	2	3	11	17	

Tableau A55 : Les virus et leurs vecteurs à Kédougou en 1995.

Tab. A56 KDG virus vect. 94

Les virus isolés à Kédougou en 1994					
Genre	Virus	Isolé sur:	Date	Lieu de l'isolement	Nombre
Alphavirus	Babanki	<i>Culex (Cx.) perfuscus</i>	7/11/94	Kenioto	1
	Total Babanki				1
Flavivirus	Ar A 20149 (Uganda S)	<i>Culex (Cx.) duttoni</i>	3/11/94	Ngari	1
		<i>Aedes (Ae.) furcifer</i>	3/11/94	Savane	1
	Total Ar A 20149 (Uganda S)				2
	Bouboui	<i>Aedes (Ae.) dalzieli</i>	8/11/94	Sol	1
	Total Bouboui				1
	Fièvre Jaune	<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	2/10/94	Station	1
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	6/11/94	Sol	1
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	6/11/94	Savane	1
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	7/11/94	Station	2
		<i>Aedes (St.) luteocephalus</i>	8/11/94	Station	2
	Total Fièvre Jaune				7
	Zika	<i>Aedes (Ae.) dalzieli</i>	1/07/94	Kenioto	1
	Total Zika				1
Bunyavirus	Ngari	<i>Anopheles (An.) coustani</i>	4/10/94	Silling	1
		<i>Anopheles gambiae s. l.</i>	4/10/94	Silling	1
		<i>Anopheles (Ce.) pretoriensis</i>	4/10/94	Silling	1
	Total Ngari				3
	Pongola	<i>Aedes (Ae.) dalzieli</i>	6/11/94	Silling	1
	Total Pongola				1
Orbivirus	Ar D 66707 (Sanar)	<i>Culex (Cx.) quinquefasciatus</i>	12/07/94	Kénioto	1
		<i>Culex (Cx.) perfuscus</i>	12/07/94	Kenioto	1
	Total Ar D 66707 (Sanar)				1
	Total Général				18

Les virus isolés à Kédougou en 1995					
Genre	Virus	Isolé sur:	Date	Lieu de l'isolement	Nombre
Flavivirus	Saboya	Phlebotome (Ph.) sp	20/04/95	Kedougou	1
		Phlebotome (Ph.) sp	21/04/95	Kedougou	2
		Phlebotome (Ph.) sp	23/04/95	Kedougou	8
	Total Saboya				11
Bunyavirus	Pongola	<i>Ae. fowleri</i>	31/05/95	Silling	1
	Total Pongola				1
Rhabdovirus	Chandipura	Phlebotome (Ph.) sp	22/04/95	Kedougou	3
	Total Chandipura				3
Non classé	Ar D 95737	Phlebotome (Ph.) sp	19/04/95	Kedougou	1
		Phlebotome (Ph.) sp	22/04/95	Kedougou	1
	Total Ar D 95737				2
Total Général					17

Tableau A59 : Les virus, les vecteurs et les sites d'isolement à Kédougou en 1995.

Genre	Espèce	Nombre total Capturés	Nombre de lots constitués	Nombre de souches positives				
				Babanki	Bagaza	West Nile	West Nile-Bagaza	Total
<i>Culex</i> <i>(Culex)</i>	<i>neavei</i>	199	10	0	1	3	0	4
	<i>poicilipes</i>	21668	221	0	5	23	17	45
<i>Aedeomyia</i> <i>(Lepiothauma)</i>	<i>africana</i>	963	14	0	1	0	0	1
<i>Mimomyia</i> <i>(Mimomyia)</i>	<i>sp.</i>	136	2	0	0	2	0	2
	<i>hispida</i>	1195	14	1	0	9	0	10
	<i>lacustris</i>	767	10	0	0	4	0	4
	<i>splendens</i>	3789	43	0	1	4	0	5
Total Général		28717	314	1	8	45	17	71

Tableau A59: Les virus et leurs vecteurs à Barkedji en 1990.

Genre	Espèce	Nombre total Capturés	Nombre de lots constitués	Nombre de souches positives		
				Babanki	West Nile	Total
<i>Culex</i> <i>(Culex)</i>	<i>ethiopicus</i>	641	32	0	1	1
	<i>neavei</i>	756	26	1	1	2
	<i>poicilipes</i>	7363	202	0	1	1
<i>Mimomyia</i> <i>(Mimomyia)</i>	<i>splendens</i>	7050	108	0	1	1
<i>Uranotaenia</i> <i>(Uranotaenia)</i>	<i>sp.</i>	48	5	1	0	1
Total Général		15858	373	2	4	6

Tableau A60. Les virus et leurs vecteurs à Barkedji en 1991.

Les virus isolés à Bakedji en 1990					
Genre	Virus	Isolé sur:	Date	Lieu de l'isolement	Nombre
Alphavirus	Babanki	<i>Mimomyia (Mi.) hispida</i>	17/10/90	Bakedji	1
Flavivirus	Bagaza	<i>Culex (Cx.) neavei</i>	16/10/90	Bakedji	1
		<i>Aedeomyia (Le.) africana</i>	17/10/90	Bakedji	1
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	18/10/90	Bakedji	1
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	19/10/90	Bakedji	1
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	20/10/90	Bakedji	1
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	29/10/90	Bakedji	2
		<i>Mimomyia (Mi.) splendens</i>	29/10/90	Bakedji	1
Total Bagaza					8
West Nile	West Nile	<i>Mimomyia (Mi.) splendens</i>	16/10/90	Bakedji	1
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	16/10/90	Bakedji	7
		<i>Mimomyia (Mi.) sp.</i>	16/10/90	Bakedji	2
		<i>Mimomyia (Mi.) lacustris</i>	16/10/90	Bakedji	1
		<i>Mimomyia (Mi.) lacustris</i>	17/10/90	Bakedji	3
		<i>Mimomyia (Mi.) hispida</i>	17/10/90	Bakedji	4
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	18/10/90	Bakedji	1
		<i>Mimomyia (Mi.) hispida</i>	18/10/90	Bakedji	2
		<i>Mimomyia (Mi.) splendens</i>	18/10/90	Bakedji	1
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	19/10/90	Bakedji	1
		<i>Mimomyia (Mi.) hispida</i>	19/10/90	Bakedji	2
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	19/10/90	Bakedji	5
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	20/10/90	Bakedji	2
		<i>Mimomyia (Mi.) hispida</i>	20/10/90	Bakedji	1
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	27/11/90	Bakedji	2
		<i>Mimomyia (Mi.) splendens</i>	27/11/90	Bakedji	1
		<i>Culex (Cu.) xpoicilipes</i>	28/11/90	Bakedji	5
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	28/11/90	Bakedji	1
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	29/11/90	Bakedji	2
Total West Nile					45
Souche Mixte	West Nile-Bagaza	<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	16/10/90	Bakedji	2
		<i>Culex (Cu.) poicilipes</i>	19/10/90	Bakedji	3
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	20/10/90	Bakedji	6
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	27/11/90	Bakedji	4
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	28/11/90	Bakedji	1
		<i>Aedeomyia (Le.) africana</i>	16/10/90	Bakedji	1
		Total West Nile-Bagaza			
Total Général					71

Tableau A61 : Les virus, leurs vecteurs et les sites d'isolement à Bakedji en 1990.

Les virus isolés à Barkedji en 1991					
Genre	Virus	Isolé sur:	Date	Lieu de l'isolement	Nombre
Alphavirus	Babanki	<i>Uranotaenia (Ur.) sp.</i>	14/02/91	Barkedji	1
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	15/02/91	Barkedji	1
	Total Babanki				2
Flavivirus	West Nile	<i>Mimomyia (Mi.) splendens</i>	26/11/91	Barkedji	1
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	26/11/91	Barkedji	1
		<i>Culex (Cx.) ethiopicus</i>	26/11/91	Barkedji	1
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	27/11/91	Beli Boda	1
	Total West Nile				4
Total Général					6

Tableau A62: Les virus, leurs vecteurs et les sites d'isolement à Barkedji en 1991.

Genre	Espèce	Nombre total Capturés	Nombre de lots constitués	Nombre de souches positives								
				Bagaza	West Nile	Wesselsbron	Koutango	Saboya	Buniamvera	Chandipura	Ngari	Total
<i>Anopheles</i> <i>(Celia)</i>	<i>ziemanni</i>	1661	62	1	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Aedes</i> <i>(Aedimorphus)</i>	<i>ochraceus</i>	634	47	0	0	1	0	0	0	0	0	1
<i>Culex</i> <i>(Culex)</i>	<i>neavei</i> Femelles	1946	83	3	3	0	1	0	0	0	0	7
	" Mâles	132	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>perfuscus</i>	239	26	1	0	0	0	0	0	0	0	1
	<i>poicilipes</i>	11151	271	4	0	0	0	0	0	0	1	5
<i>Mansonia</i> <i>(Mansoniodes)</i>	<i>africana</i>	4524	145	0	0	0	0	0	4	0	0	4
	"	302	13	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>uniformis</i>	703	44	0	0	0	0	0	1	0	0	1
	"	22	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Phlebotome</i> <i>(Phlebotomus)</i>	<i>sp.</i>	30547	651	0	0	0	0	4	0	1	0	5
Total Général		51861	1352	9	3	1	1	4	5	1	1	25

Tableau A63: Les virus et leurs vecteurs à Bakedji en 1992.

Les virus isolés à Barkedji en 1992					
Genre	Virus	Isolé sur:	Date	Lieu de l'isolement	Nombre
Flavivirus	Bagaza	<i>Culex (Cx.) neavei</i>	3/11/92	Barkedji	2
		<i>Culex (Cx.) perfuscus</i>	3/11/92	Barkedji	1
		<i>Anopheles (Ce.) ziemanni</i>	3/11/92	Barkedji	1
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	4/11/92	Beli Boda	1
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	4/11/92	Beli Boda	1
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	5/11/92	Mogré	2
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	6/12/92	Barkedji	1
		Total Bagaza			9
West Nile	<i>Culex (Cx.) neavei</i>	4/11/92	Beli Boda	1	
		5/11/92	Mogré	2	
	Total West Nile				3
Wesselsbron	<i>Aedes (Ae.) ochraceus</i>	10/09/92	Mogré	1	
					1
					1
Koutango	<i>Culex (Cx.) neavei</i>	7/10/92	Beli Boda	1	
					1
					1
Saboya	<i>Phlebotomus (Ph.) sp.</i>	4/04/92	Barkedji	1	
		8/04/92	Barkedji	1	
		9/04/92	Beli Boda	2	
	Total Saboya				4
Bunyavirus	<i>Mansonia (Ma.) africana</i>	6/12/92	Barkedji	1	
		6/12/92	Barkedji	1	
		8/12/92	Mogré	3	
	Total Bunyavirus				5
Ngari	<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	7/10/92	Barkedji	1	
					1
Rabdovirus	Total Ngari				1
	<i>Chandipura</i>	<i>Phlebotomus (Ph.) sp.</i>	8/12/92	Mogré	1
	Total Chandipura				1
Total Général					25

Tableau A64 : Les virus, leurs vecteurs et les sites d'isolement à Barkedji en 1992.

Genre	Espèce	Nombre total Capturés	Nombre de lots constitués	Nombre de souches positives									
				Babanki	Bagaza	Ar D 65239 p. Bagaza	West Nile	Saboya	RVF (Zinga)	West Nile-Bagaza	West Nile-Babanki	Ar D 95737	Total
<i>Aedeomyia</i> <i>(Lepiothauma)</i>	<i>africana</i>	2549	75	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1
	"	1430	31	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aedes</i> <i>(Aedimorphus)</i>	<i>ochraceus</i>	1269	58	0	0	0	0	0	3	0	0	0	3
	<i>vexans</i>	4142	123	0	0	0	2	0	10	0	0	0	12
	"	33	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Culex</i> <i>(Culex)</i>	<i>antennatus</i>	482	48	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1
	<i>ethiopicus</i>	1669	69	0	0	0	1	0	0	1	0	0	2
	<i>neavei</i>	3527	120	9	5	49	3	0	0	0	4	0	70
	"	75	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>poicilipes</i>	28447	562	1	17	60	10	0	0	0	0	0	88
	"	183	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>perfuscus</i>	330	33	0	0	2	1	0	0	1	0	0	4
	<i>univittatus</i>	513	33	0	0	0	4	0	0	0	3	0	7
	"	89	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>sp.</i>	229	8	3	0	0	0	0	0	0	0	0	3
	"	263	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mansonia</i> <i>(Mansonioides)</i>	<i>africana</i>	4390	121	0	0	2	1	0	0	0	0	0	3
	<i>uniformis</i>	845	47	0	0	1	1	0	0	0	0	0	2
<i>Phlebotome</i> <i>(Phlebotomus)</i>	<i>sp.</i>	72014	651	0	0	0	0	41	0	0	0	4	45
Divers	Mouton	-	162	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1
Total Général		122479	2011	15	22	114	23	41	14	2	7	4	242

Tableau A65 : Les virus et leurs vecteurs à Barkedji en 1993.

Les virus isolés à Barkedji en 1993					
Genre	Virus	Isolé sur:	Date	Lieu de l'isolement	Nombre
Alphavirus	Babanki	<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	9/11/93	Bakedji	1
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	9/11/93	Bakedji	3
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	10/11/93	Beli Boda	3
		<i>Culex (Cx.) antennatus</i>	10/11/93	Beli Boda	1
		<i>Culex (Cx.) sp.</i>	10/11/93	Beli Boda	2
		<i>Aedeomyia (Le.) africana</i>	10/11/93	Beli Boda	1
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	11/11/93	Mogré	3
		<i>Culex (Cx.) sp.</i>	11/11/90	Mogré	1
					15
Total Babanki					15
Bagaza	Bagaza	<i>Culex (Cx.) neavei</i>	15/09/93	Beli Boda	2
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	16/09/93	Barkedji	1
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	13/10/93	Beli Boda	14
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	13/10/93	Beli Boda	3
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	14/10/93	Mogré	1
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	15/10/93	Barkedji	1
Total Bagaza					22
Ar D 65239 p. Bagaza	Ar D 65239 p. Bagaza	<i>Culex (Cx.) neavei</i>	15/09/93	Beli Boda	1
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	13/10/93	Beli Boda	27
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	13/10/93	Beli Boda	2
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	14/10/93	Mogré	13
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	14/10/93	Mogré	4
		<i>Mansonia (Ma.) africana</i>	14/10/93	Mogré	2
		<i>Mansonia (Ma.) uniformis</i>	14/10/93	Mogré	1
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	15/10/93	Barkedji	17
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	15/10/93	Barkedji	6
		<i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	9/11/93	Barkedji	3
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	9/11/93	Barkedji	24
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	10/11/93	Mogré	4
		<i>Culex (Cx.) perfuscus</i>	10/11/93	Mogré	2
		<i>Culex (Cx.) neavei</i>	11/11/93	Beli Boda	8
Total Ar D 65239 p. Bagaza					114

Tableau A66 : Les virus, leurs vecteurs et les sites d'isolement à Barkedji en 1993.

	West Nile	<i>Culex (Cx.) poicilipes</i> <i>Culex (Cx.) ethiopicus</i> <i>Mansonia (Ma.) uniformis</i> <i>Culex (Cx.) poicilipes</i> <i>Mansonia (Ma.) africana</i> <i>Aedes (Ae.) vexans</i> <i>Culex (Cx.) poicilipes</i> <i>Culex (Cx.) perfuscus</i> <i>Culex (Cx.) gr. univittatus</i> <i>Culex (Cx.) neavei</i> <i>Culex (Cx.) neavei</i> <i>Culex (Cx.) gr. univittatus</i>	15/09/93 15/09/93 15/09/93 13/10/93 13/10/93 14/10/93 15/10/93 9/11/93 10/11/93 10/11/93 11/11/93 11/11/93	Beli Boda Beli Boda Beli Boda Beli Boda Beli Boda Mogré Barkedji Barkedji Mogré Mogré Beli Boda Beli Boda	4 1 1 5 1 2 1 1 3 2 1 1	
	Total West Nile					23
	Saboya	<i>Phlebotome sp.</i> <i>Phlebotome sp.</i> <i>Phlebotome sp.</i>	19/01/93 22/03/93 15/12/93	Mogré Mogré Mogré	3 35 3	
	Total Saboya					41
	Phebovirus	RVF (Zinga)	<i>Aedes (Ae.) vexans</i> <i>Aedes (Ae.) ochraceus</i> <i>Aedes (Ae.) vexans</i> <i>Aedes (Ae.) ochraceus</i> Mouton <i>Aedes (Ae.) vexans</i> <i>Aedes (Ae.) vexans</i> <i>Aedes (Ae.) vexans</i>	14/10/93 14/10/93 15/10/93 15/10/93 19/10/93 9/11/93 10/11/93 11/11/93	Mogré Mogré Barkedji Barkedji Barkedji Barkedji Mogré Beli Boda	5 1 2 2 1 1 1 1
	Total RVF (Zinga)					14
	Souches mixtes	West Nile-Bagaza	<i>Culex (Cx.) perfuscus</i> <i>Culex (Cx.) ethiopicus</i>	9/11/93 9/11/93	Barkedji Barkedji	1 1
	Total West Nilc-Bagaza					2
		West Nile-Babanki	<i>Culex (Cx.) neavei</i> <i>Culex (Cx.) neavei</i> <i>Culex (Cx.) gr. univittatus</i>	10/11/93 11/11/93 11/11/93	Mogré Beli Boda Beli Boda	1 3 3
	Total West Nile-Babanki					7
		Ar D 95737	<i>Phlebotome sp.</i> <i>Phlebotome sp.</i> <i>Phlebotome sp.</i>	19/01/93 20/01/93 21/01/93	Barkedji Mogré Beli Boda	1 2 1
	Total Ar D 95737					4
	Total Général					242

Tableau A66 : Les virus, leurs vecteurs et les sites d'isolement à Barkedji en 1993.

Genre	Espèce	Nombre total	Nombre de lots constitués	Nombre de souches positives										Total
				Ar D 65239 p. Bagaza	West Nile	Saboya	Ngari	Gabek Forest	Ar D 66707 (Sanar)	Chandipura	Ar D 85737	West Nile-Ar D 65239 p. Bagaza	Ar D 65239-Babanki	
<i>Anopheles</i> (<i>Cellia</i>)	<i>pretoriensis</i>	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1
<i>Aedeomyia</i> (<i>Lepiothauma</i>)	<i>africana</i>	449	24	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aedes</i> (<i>Neomelaniconion</i>)	<i>mcintoshii</i>	58	11	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1
<i>Culex</i> (<i>Culex</i>)	<i>antennatus</i>	298	21	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2
	<i>neavei</i>	858	46	8	1	0	0	0	0	0	0	1	0	10
	<i>poicilipes</i>	7014	187	1	4	0	0	0	0	0	0	0	0	5
	<i>perfuscus</i>	59	14	0	0	0	0	0	4	0	0	0	0	4
Phlebotome (<i>Phlebotomus</i>)	<i>sp.</i>	42736	416	0	0	21	0	1	0	2	1	0	0	0
Total Général		51473	720	11	5	21	2	1	4	2	1	1	1	49

Tableau A67: Les virus et leurs vecteurs à Barkedji en 1994.

Genre	Espèce	Nombre total	Nombre de lots constitués	Nombre de souches positives					Total
				Gabek Forest	Chandipura	Saboya	Ar D 95737	Total	
Phlebotome (<i>Phlebotomus</i>)	<i>sp.</i>	66145	660	4	4	28	6	42	
Total Général		66145	660	4	4	28	6	42	

Tableau A68: Les virus et leurs vecteurs à Barkedji en 1995.

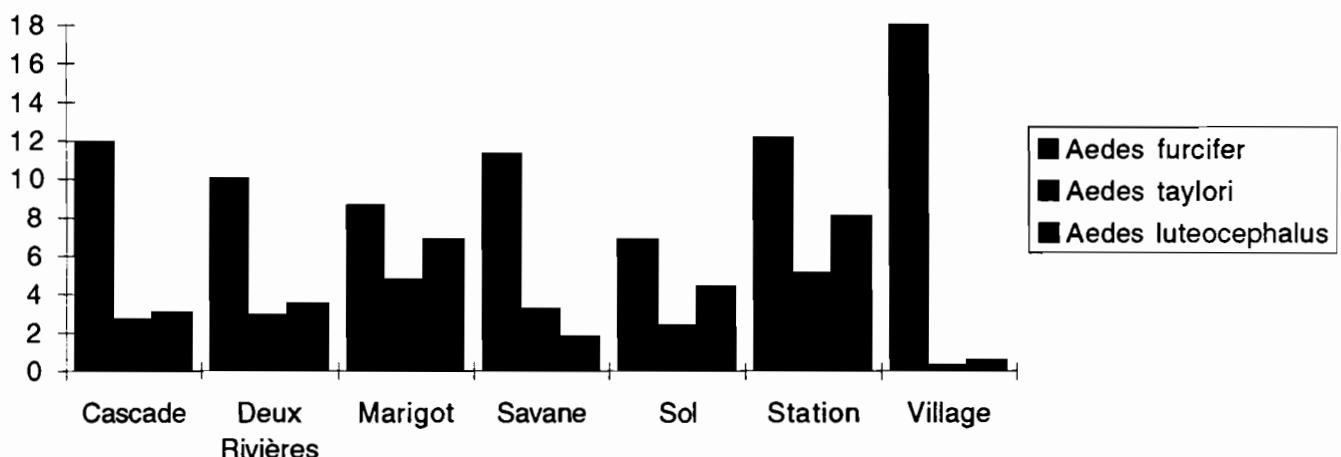
Les virus isolés à Barkedji en 1994					
Genre	Virus	Isolé sur:	Date	Lieu de l'isolement	Nombre
Phlavirus	Ar D 65239 p. Bagaza	<i>Culex (Cx.) neavei</i> <i>Culex (Cx.) neavei</i> <i>Aedeomyia (Le.) africana</i> <i>Culex (Cx.) neavei</i> <i>Culex (Cx.) neavei</i> <i>Culex (Cx.) antennatus</i> <i>Culex (Cx.) poicilipes</i> <i>Culex (Cx.) neavei</i> <i>Culex (Cx.) neavei</i> <i>Culex (Cx.) neavei</i>	7/01/94 6/11/94 7/11/94 15/11/94 16/11/94 16/11/94 16/11/94 17/11/94 19/11/94 7/12/94	Beli Boda Barkedji Mogré Barkedji Mogré Mogré Mogré Beli Boda Barkedji Mogré	2 1 1 1 1 1 1 1 1 1
	Total Ar D 65239 p. Bagaza				11
	West Nile	<i>Culex (Cx.) neavei</i> <i>Culex (Cx.) poicilipes</i> <i>Culex (Cx.) poicilipes</i> <i>Culex (Cx.) poicilipes</i> <i>Culex (Cx.) poicilipes</i>	7/01/94 14/09/94 15/09/94 13/10/94 6/12/94	Beli Boda Mogré Beli Boda Mogré Barkedji	1 1 1 1 1
	Total West Nile				5
	Saboya	<i>Phlebotome (Ph.) sp.</i> <i>Phlebotome (Ph.) sp.</i> <i>Phlebotome (Ph.) sp.</i> <i>Phlebotome (Ph.) sp.</i> <i>Phlebotome (Ph.) sp.</i> <i>Phlebotome (Ph.) sp.</i> <i>Phlebotome (Ph.) sp.</i>	7/01/94 8/02/94 9/02/94 11/03/94 16/03/94 17/03/94 14/04/94	Beli Boda Barkedji Mogré Barkedji Barkedji Barkedji Barkedji	2 1 3 1 9 2 3
	Total Saboya				21
Bunyavirus	Ngari	<i>Aedes (Ne.) mcintoshii</i> <i>Anopheles (Ce.) pretoriensis</i>	24/08/94 14/10/94	Mogré Barkedji	1 1
	Total Ngari				2
Phlebovirus	Gabek Forest	<i>Phlebotome (Ph.) sp.</i>	14/04/94	Barkedji	1
	Total Gabek Forest				1
Orbivirus	Ar D 66707 (Sanar)	<i>Culex (Cx.) perfuscus</i> <i>Culex (Cx.) perfuscus</i> <i>Culex (Cx.) perfuscus</i> <i>Culex (Cx.) perfuscus</i>	2/07/94 12/07/94 21/07/94 4/11/94	Barkedji Barkedji Barkedji Barkedji	1 1 1 1
	Total Ar D 66707				4
Rhabdovirus	Chandipura	<i>Phlebotome (Ph.) sp.</i>	16/03/94	Barkedji	2
	ArD 95737	<i>Phlebotome (Ph.) sp.</i>	7/01/94	Beli Boda	1
Souche Mixte	Total Chandipura				2
	West Nile-Ar D 65239 p. Bagaza	<i>Culex (Cx.) neavei</i>	16/11/94	Mogré	1
	Total West Nile-Ar D 65239 p. Bagaza				1
	Ar D 65239-Babanki	<i>Culex (Cx.) antennatus</i>	14/10/94	Barkedji	1
	Total Ar D 65239-Babanki				1
	Total Général				49

Tableau A69: Les virus, leurs vecteurs et les sites d'isolement à Barkedji en 1994.

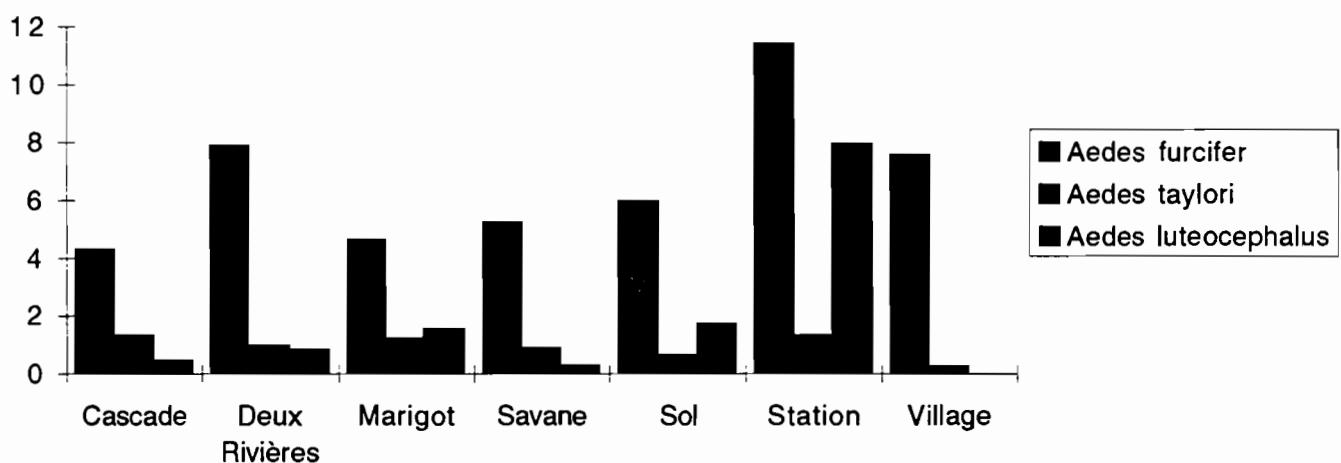
Les virus isolés à Barkedji en 1995					
Genre	Virus	Isolé sur:	Date	Lieu de l'isolement	Nombre
Phlavivirus	Saboya	<i>Phlebotome (Ph.) sp.</i>	24/01/95	Barkedji	2
		<i>Phlebotome (Ph.) sp.</i>	21/02/95	Barkedji	13
		<i>Phlebotome (Ph.) sp.</i>	22/02/95	Mogré	2
		<i>Phlebotome (Ph.) sp.</i>	20/04/95	Mogré	1
		<i>Phlebotome (Ph.) sp.</i>	21/04/95	Barkedji	2
		<i>Phlebotome (Ph.) sp.</i>	23/04/95	Beli Boda	8
	Total Saboya				28
Phlebovirus	Gabeck Forest	<i>Phlebotome (Ph.) sp.</i>	21/02/95	Barkedji	2
		<i>Phlebotome (Ph.) sp.</i>	22/02/95	Mogré	2
	Total Gabeck Forest				4
Rhabdovirus	Chandipura	<i>Phlebotome (Ph.) sp.</i>	22/01/95	Mogré	1
		<i>Phlebotome (Ph.) sp.</i>	22/04/95	Mogré	3
	Total Chandipura				4
Non groupé	Ar D 95737	<i>Phlebotome (Ph.) sp.</i>	21/02/95	Barkedji	3
		<i>Phlebotome (Ph.) sp.</i>	19/04/95	Barkedji	1
		<i>Phlebotome (Ph.) sp.</i>	22/04/95	Mogré	2
	Total Ar D 95737				6
Total Général					42

Tableau A70 : Les virus, leurs vecteurs et les sites d'isolement à Barkedji en 1995.

Juillet



Octobre



Novembre

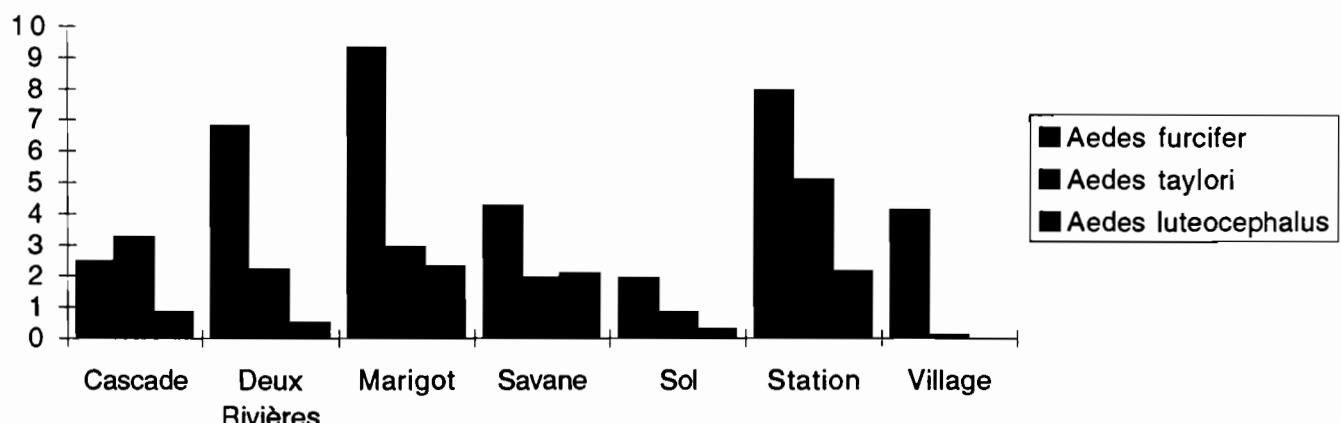
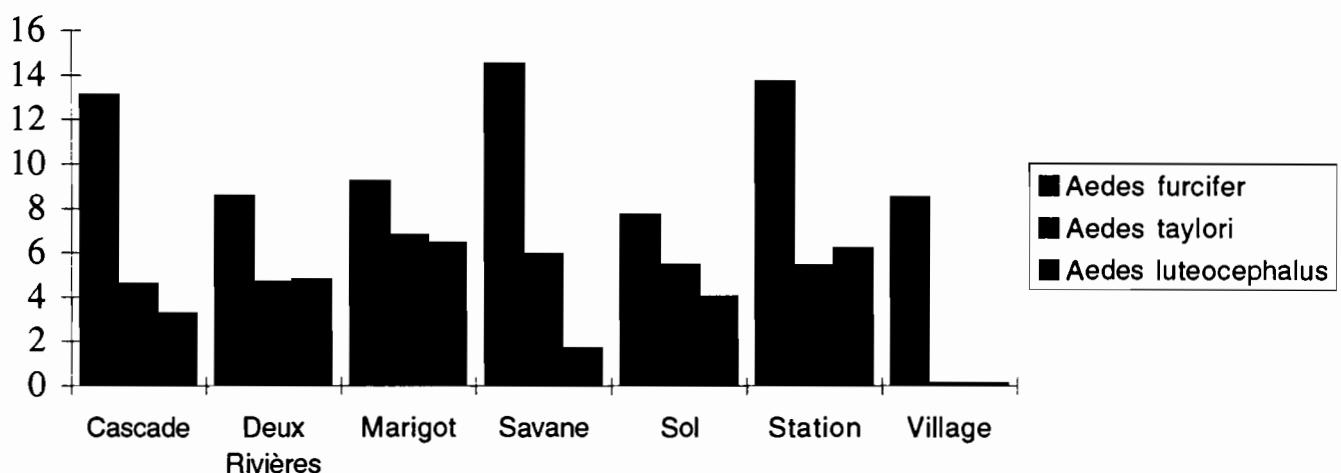
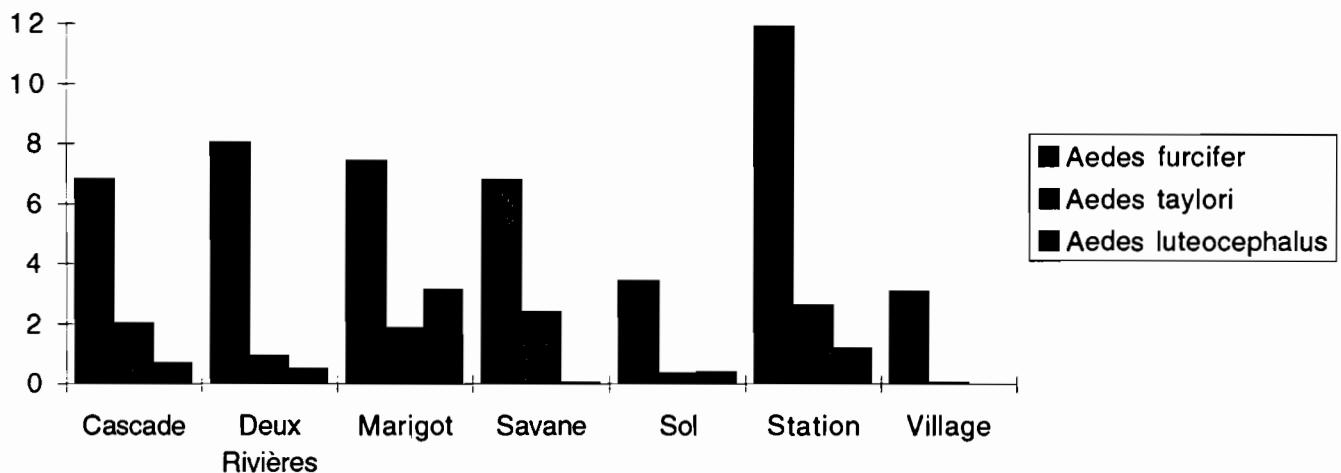


Diagramme A2 : Nombre de piqûres par homme, par heure et par site pour les vecteurs de fièvre jaune en 1991.

Juillet



Octobre



Novembre

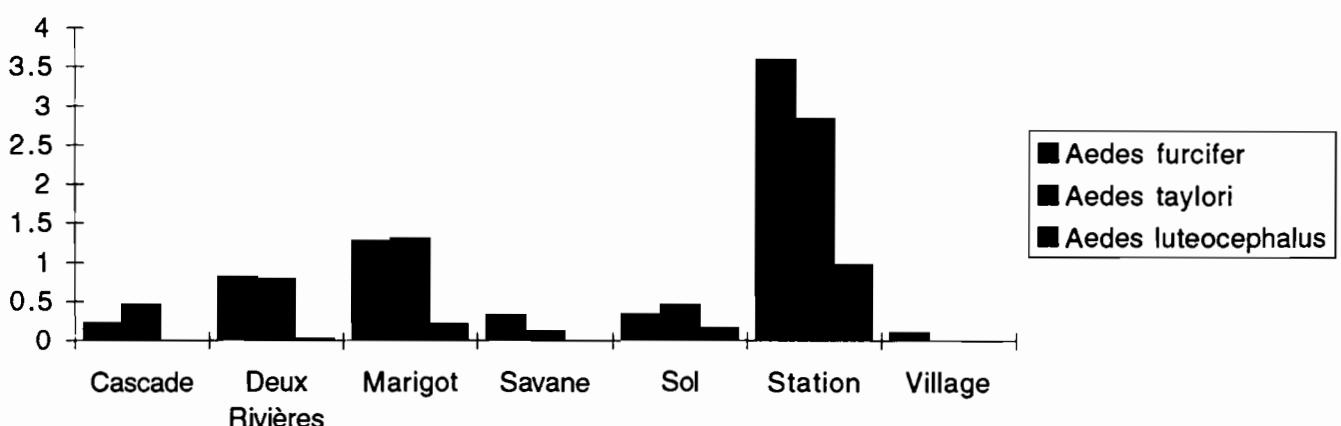
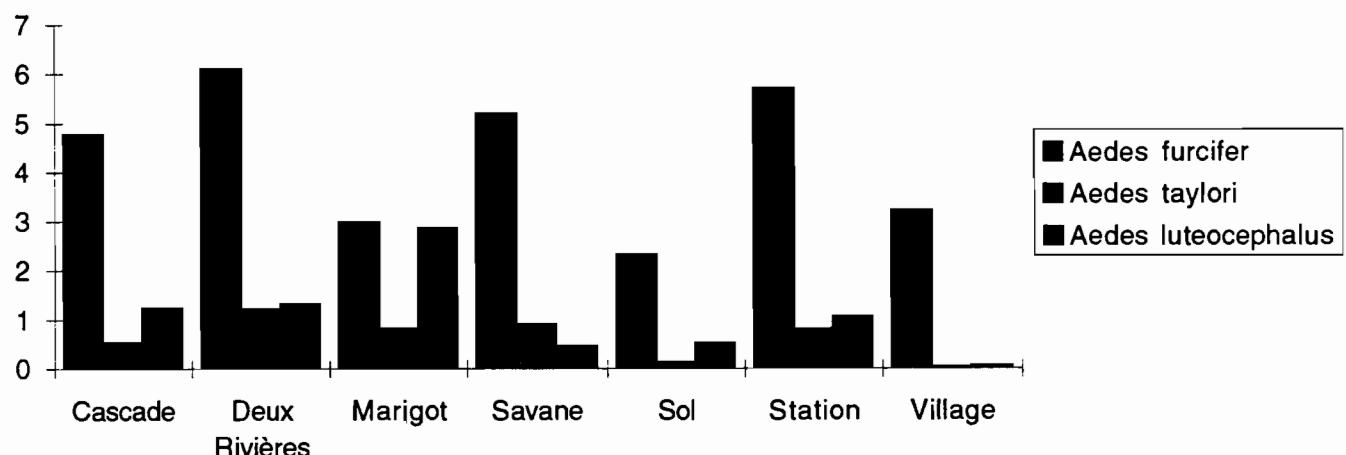
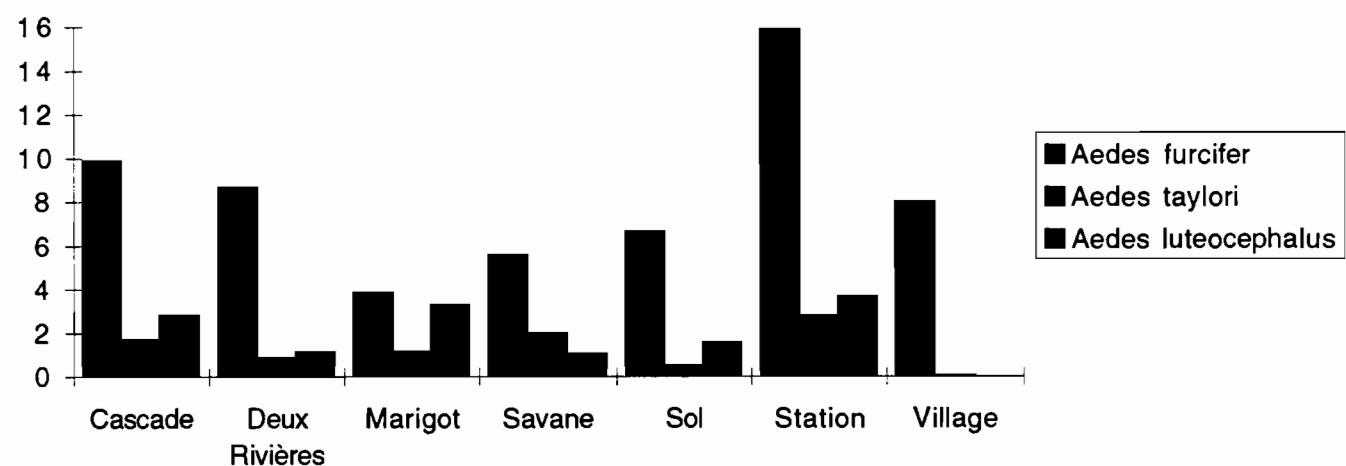


Diagramme A3 : Nombre de piqûres par homme, par heure et par site pour les vecteurs de fièvre jaune en 1992.

Juillet



Octobre



Novembre

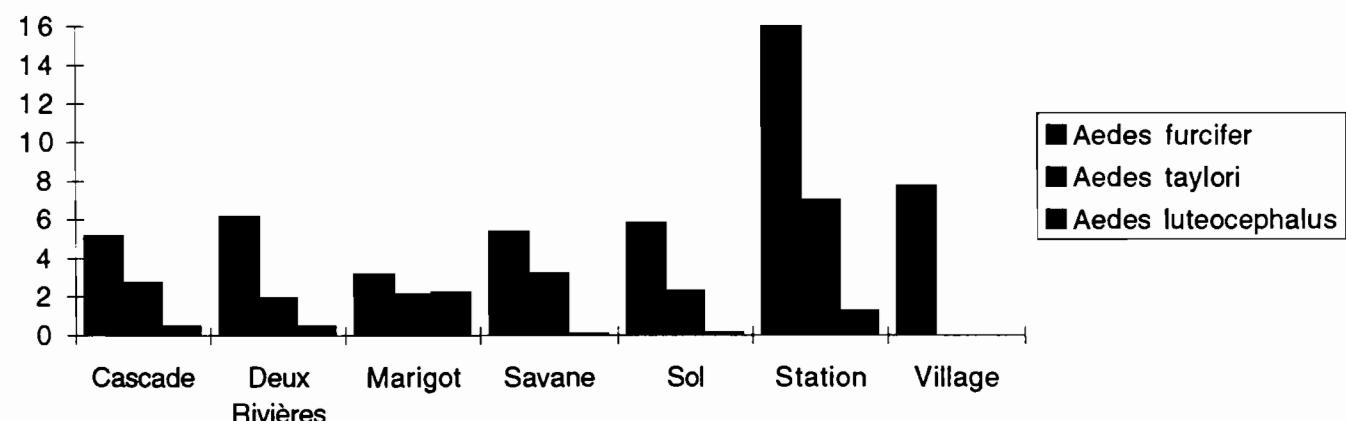
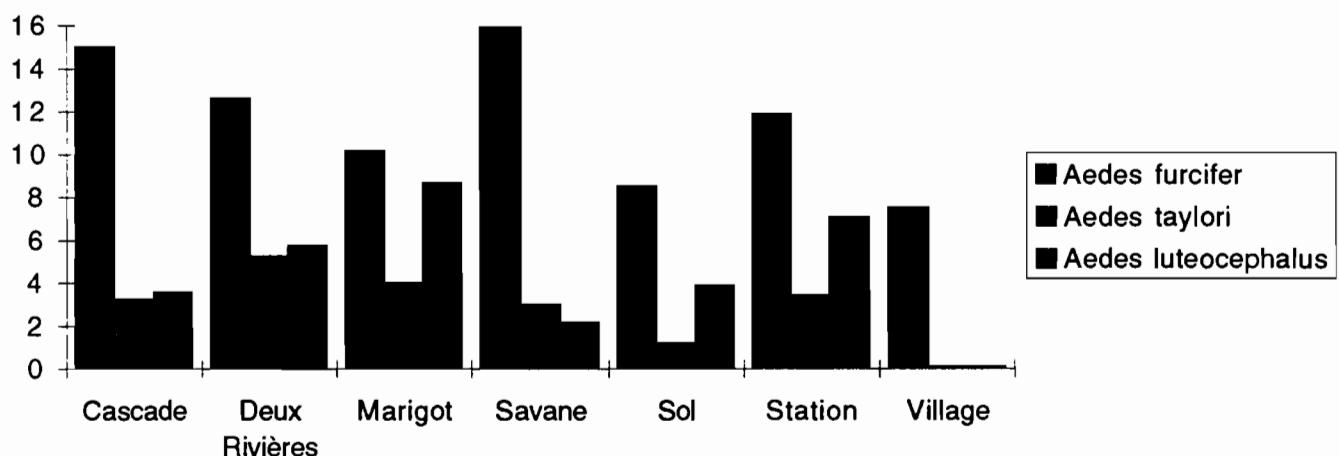
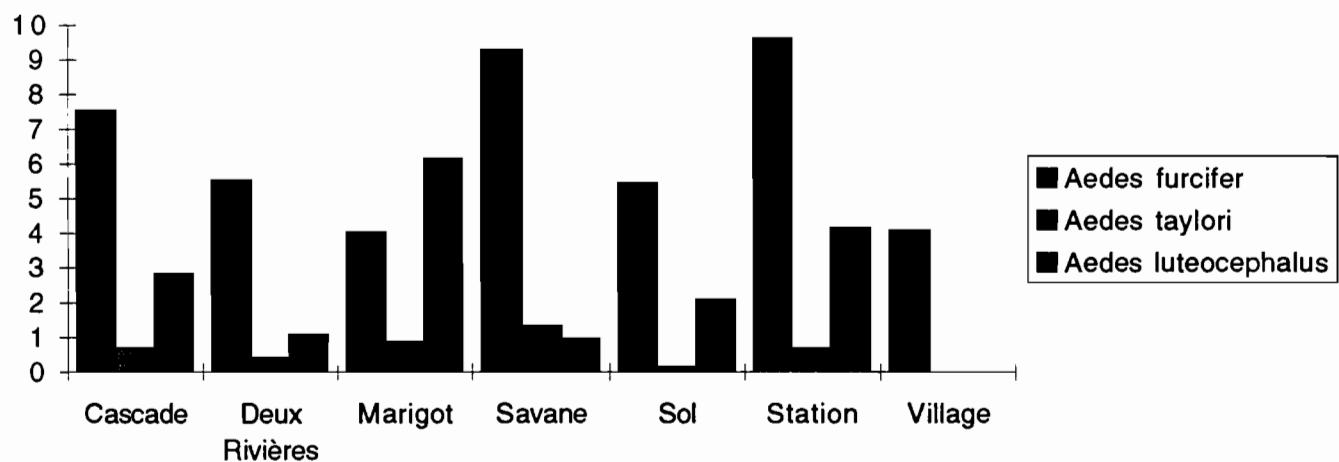


Diagramme A4 : Nombre de piqûres par homme, par heure et par site pour les vecteurs de fièvre jaune en 1993

Juillet



Octobre



Novembre

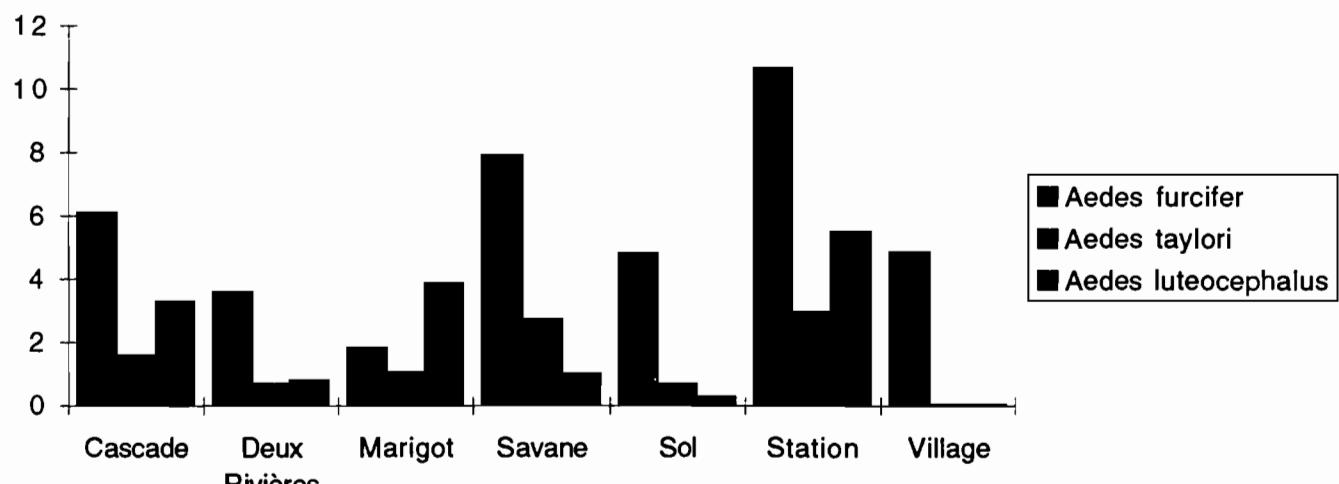


Diagramme A5 : Nombre de piqûres par homme, par heure et par site pour les vecteurs de fièvre jaune en 1994.

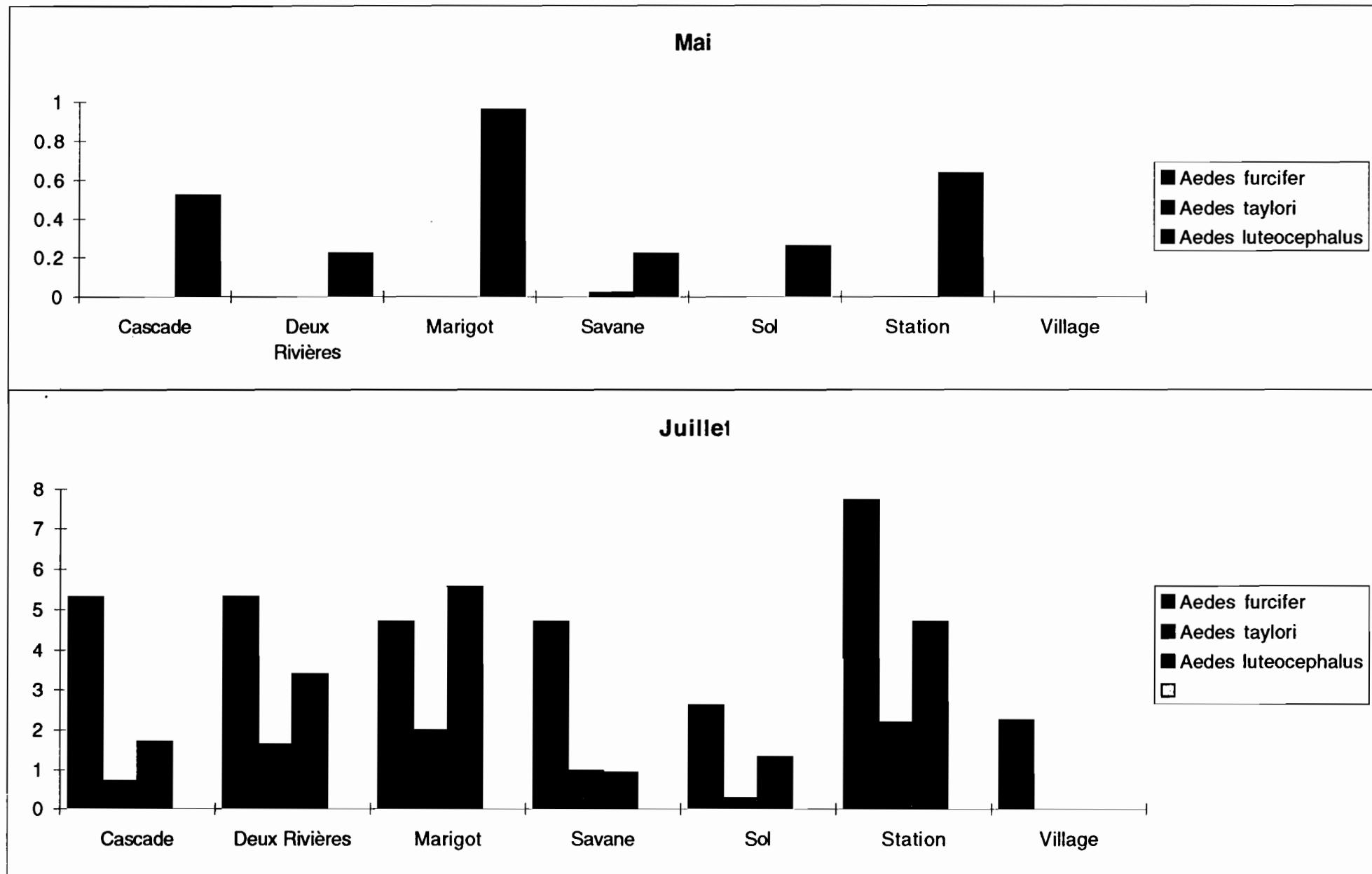


Diagramme A6: Nombre de piqûres par homme, par heure et par site pour les vecteurs de fièvre jaune en 1995.

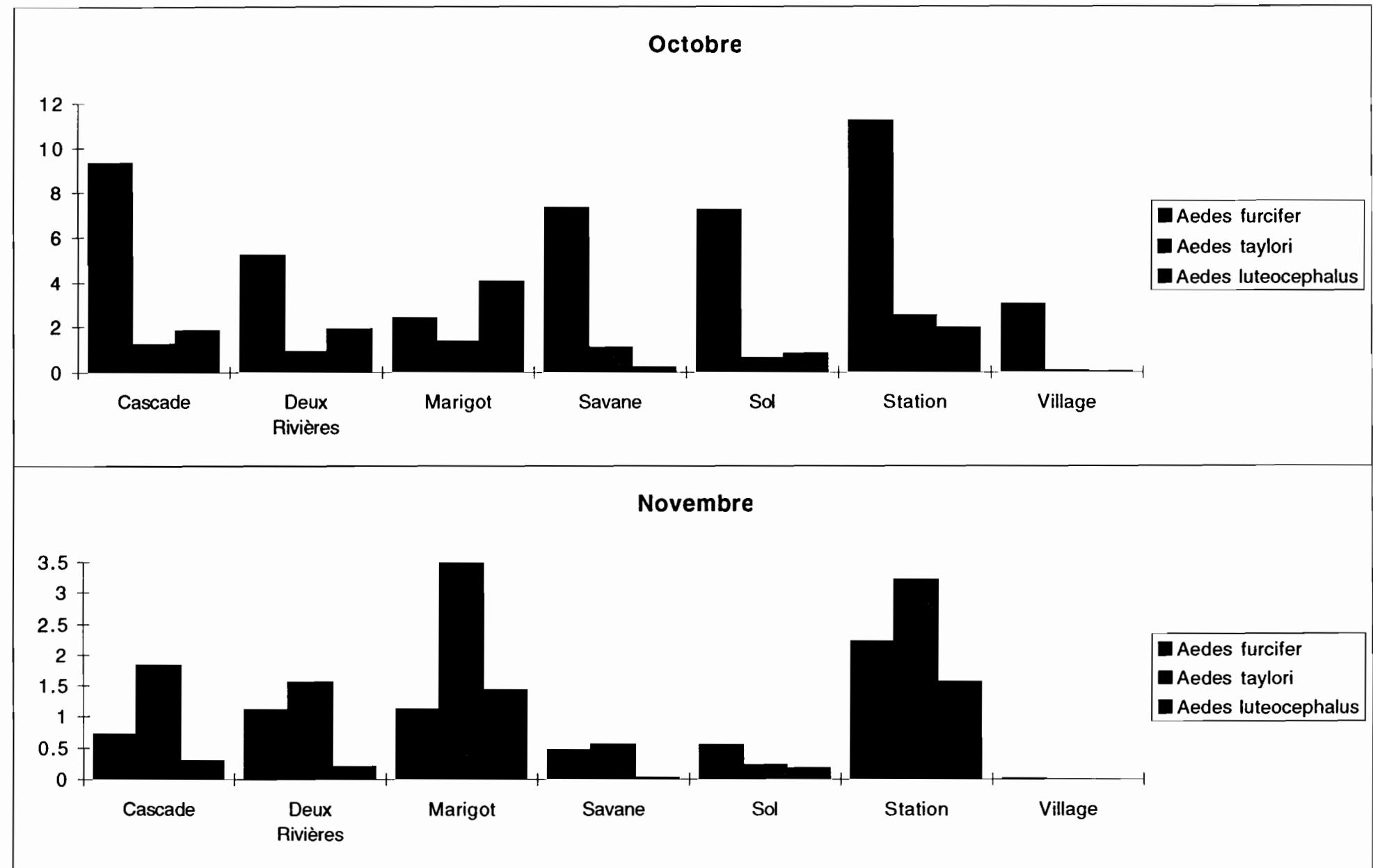


Diagramme A6: Nombre de piqûres par homme, par heure et par site pour les vecteurs de fièvre jaune en 1995.

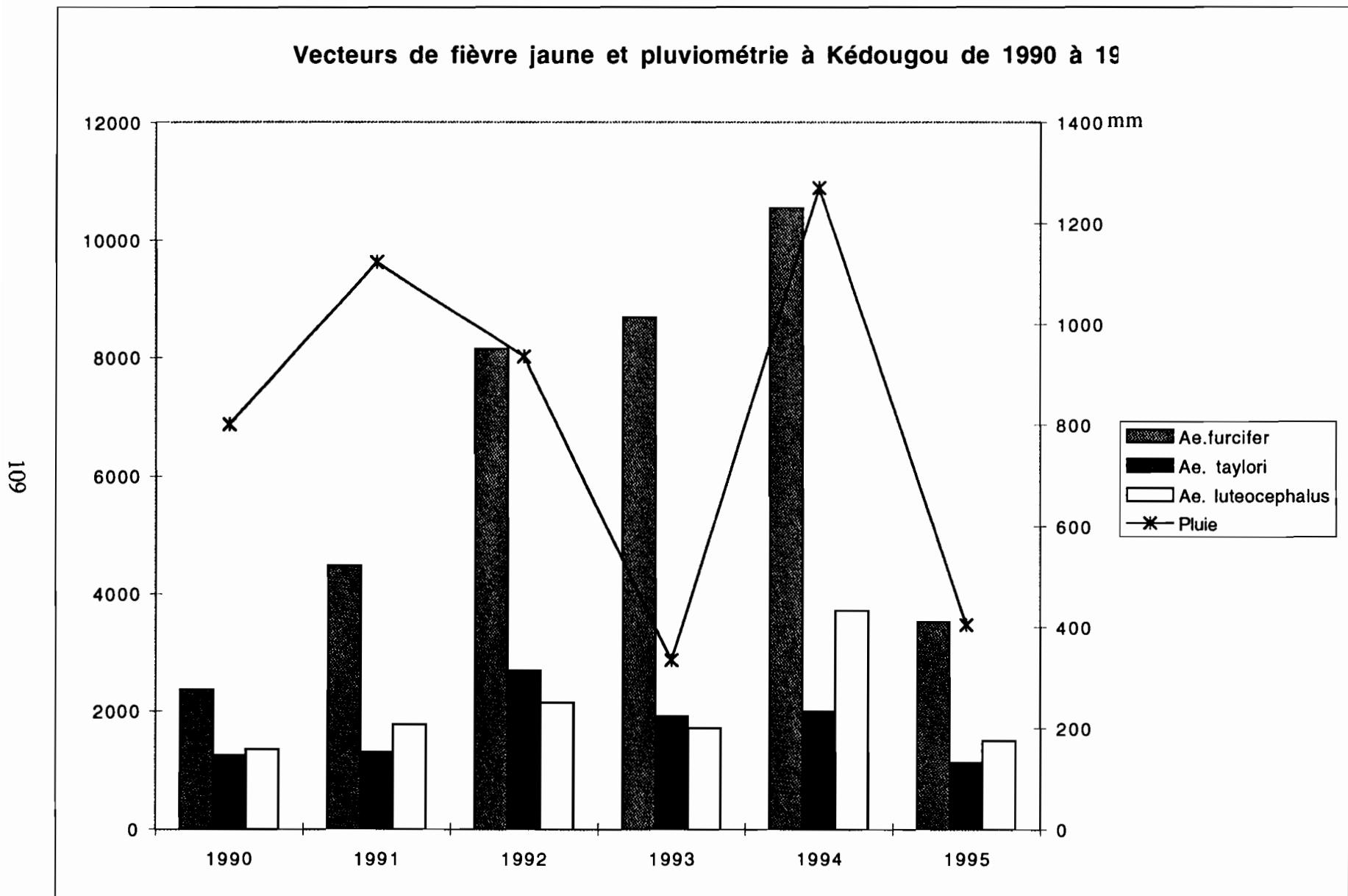


Figure A24: Variations annuelles des vecteurs de fièvre jaune à Kédougou de 1990 à 1995.

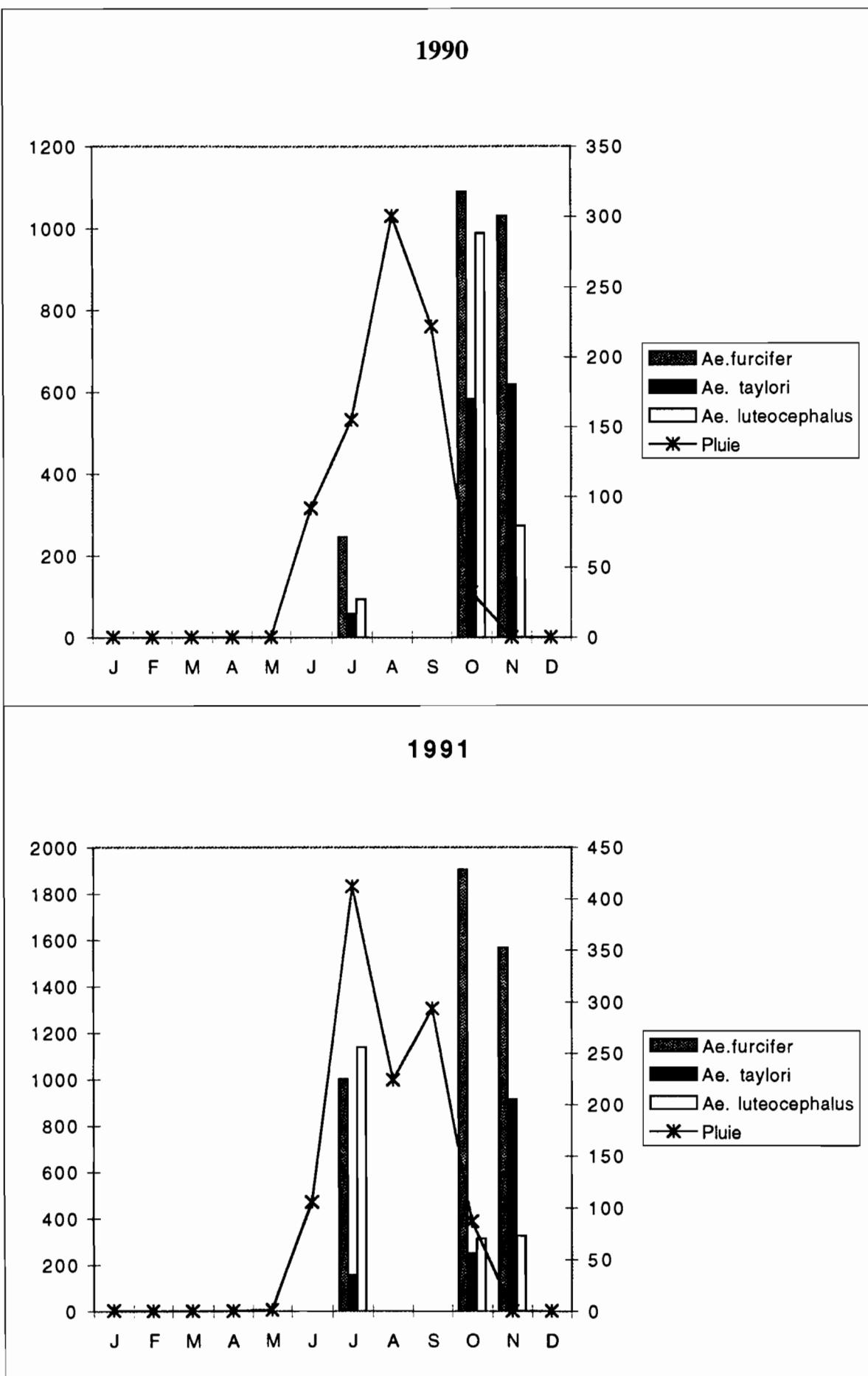


Figure A25: Variations mensuelles des vecteurs de fièvre jaune à Kédougou de 1990 à 1995.

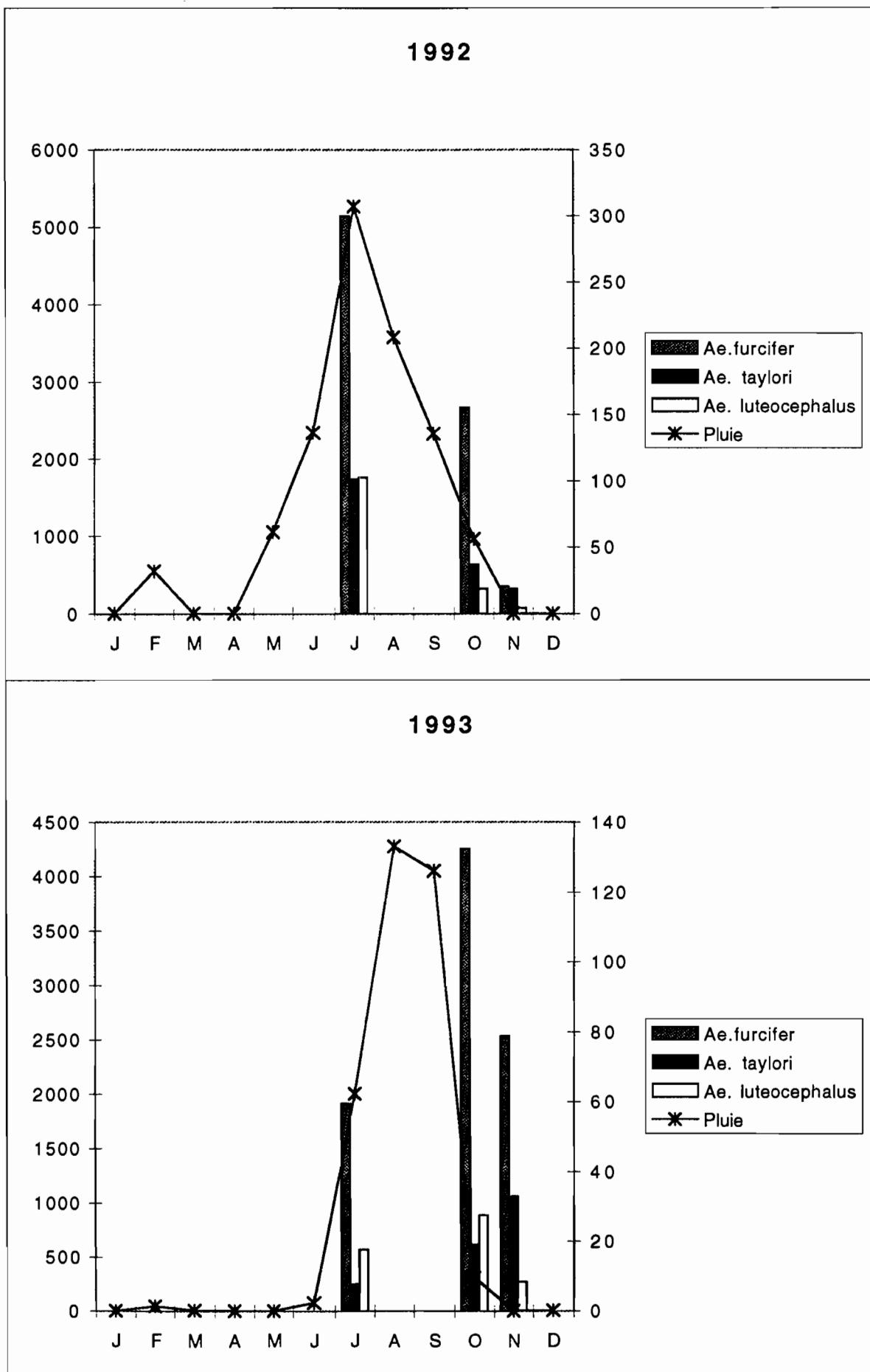


Figure A25: Variations mensuelles des vecteurs de fièvre jaune à Kédougou de 1990 à 1995.

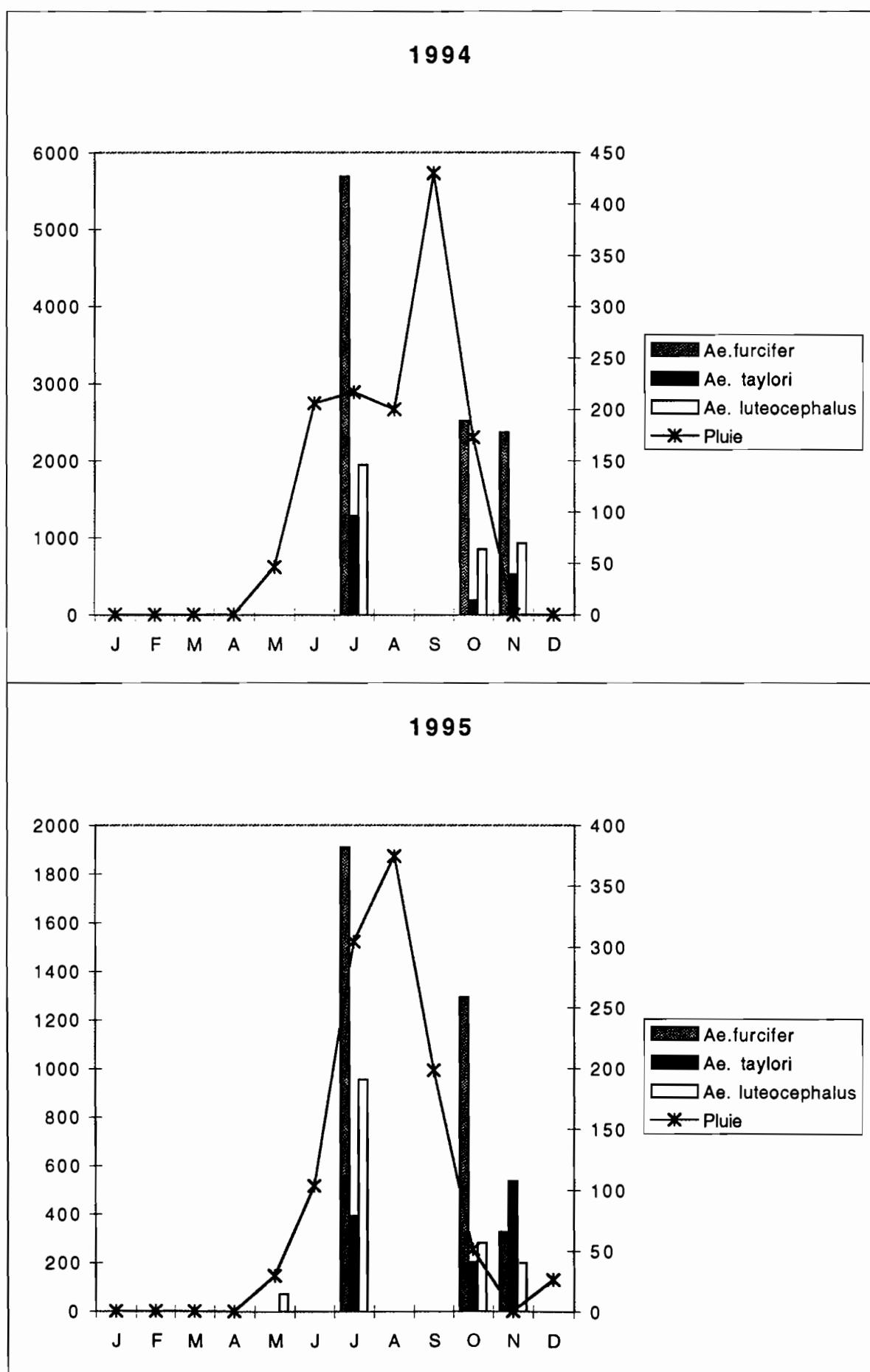


Figure A25: Variations mensuelles des vecteurs de fièvre jaune à Kédougou de 1990 à 1995.

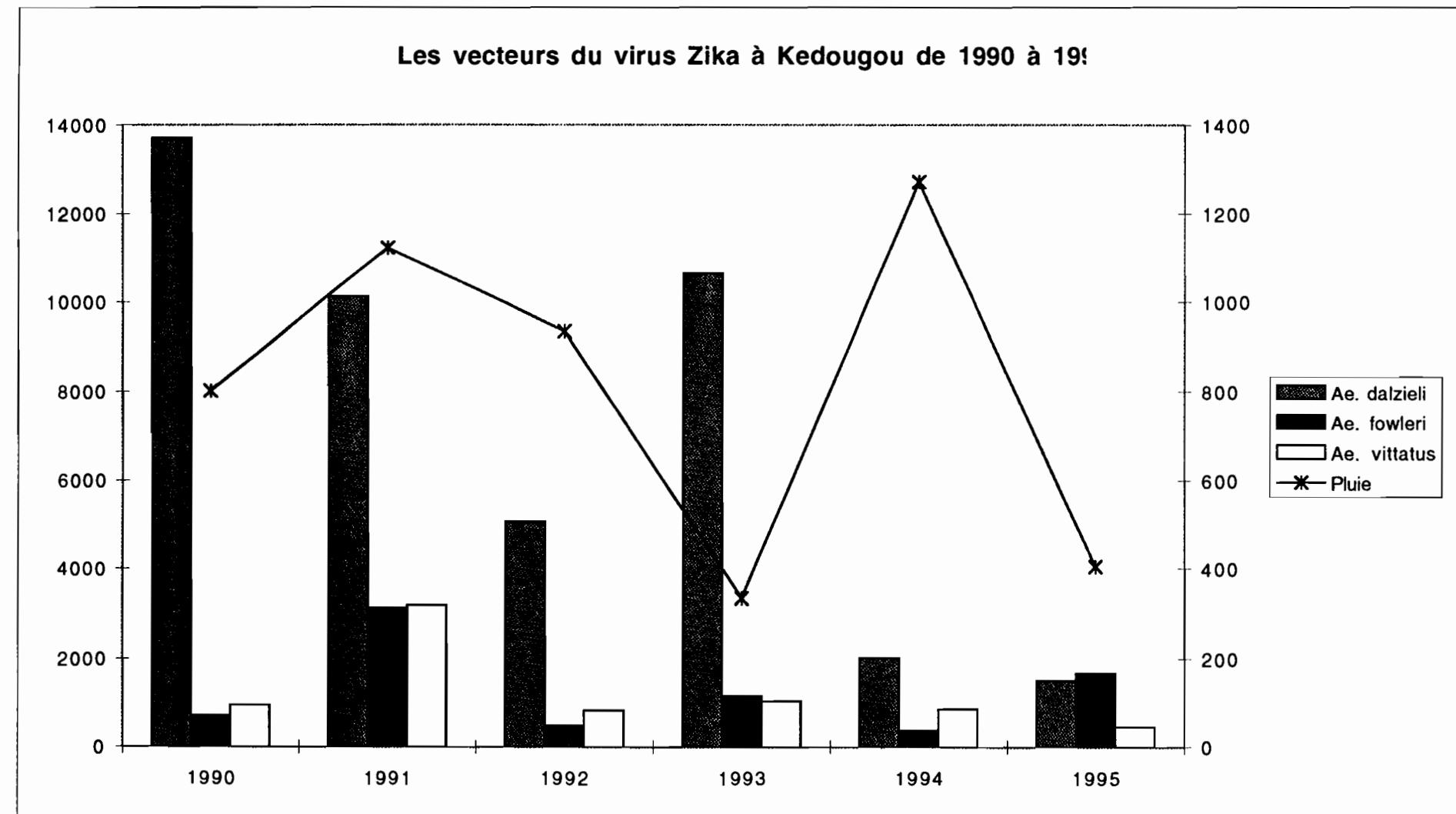


Figure A26: Variations annuelles des vecteurs de Zika à Kedougou de 1990 à 1995.

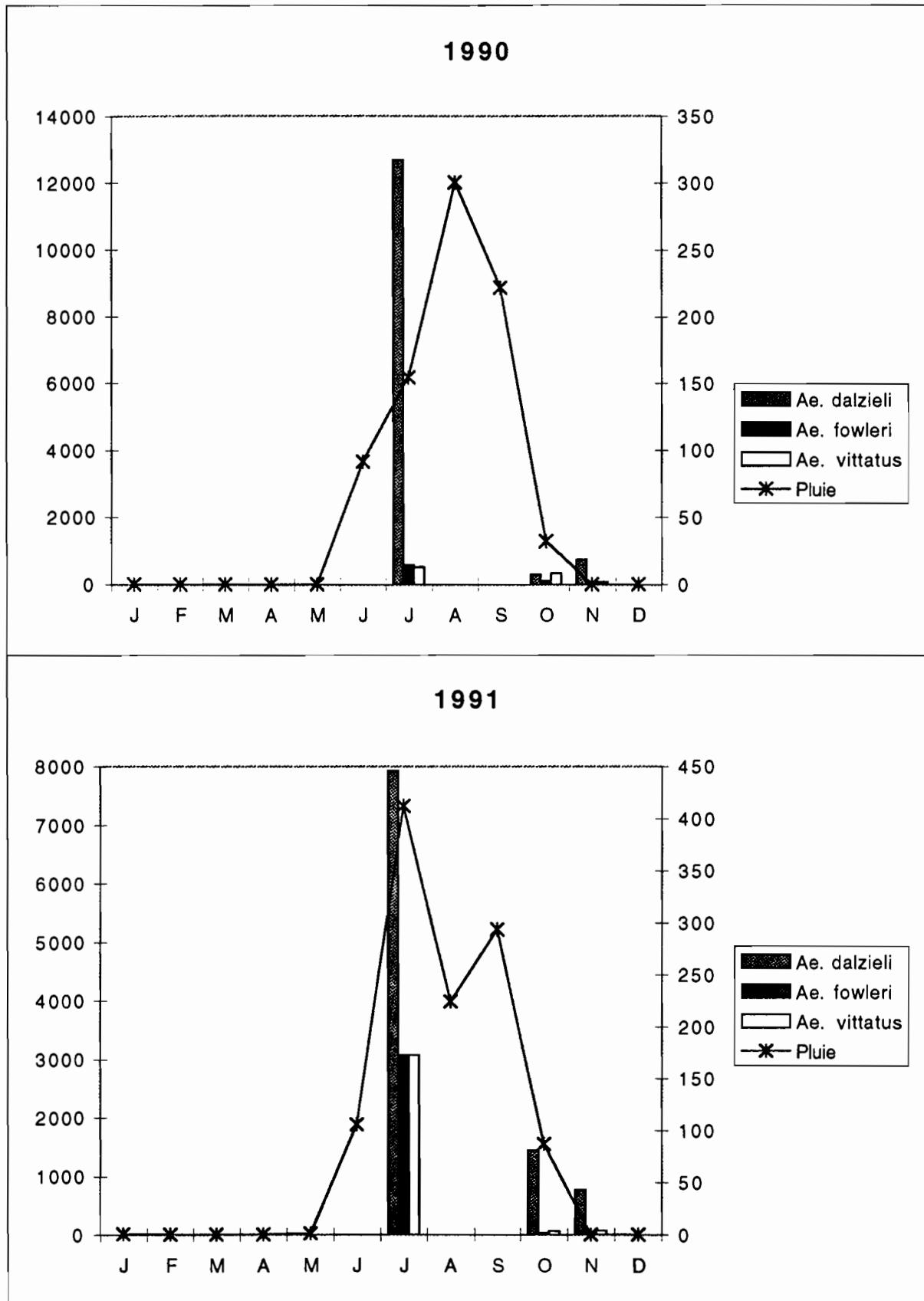


Figure A27: Variations mensuelles des vecteurs de Zika à Kedougou de 1990 à 1995.

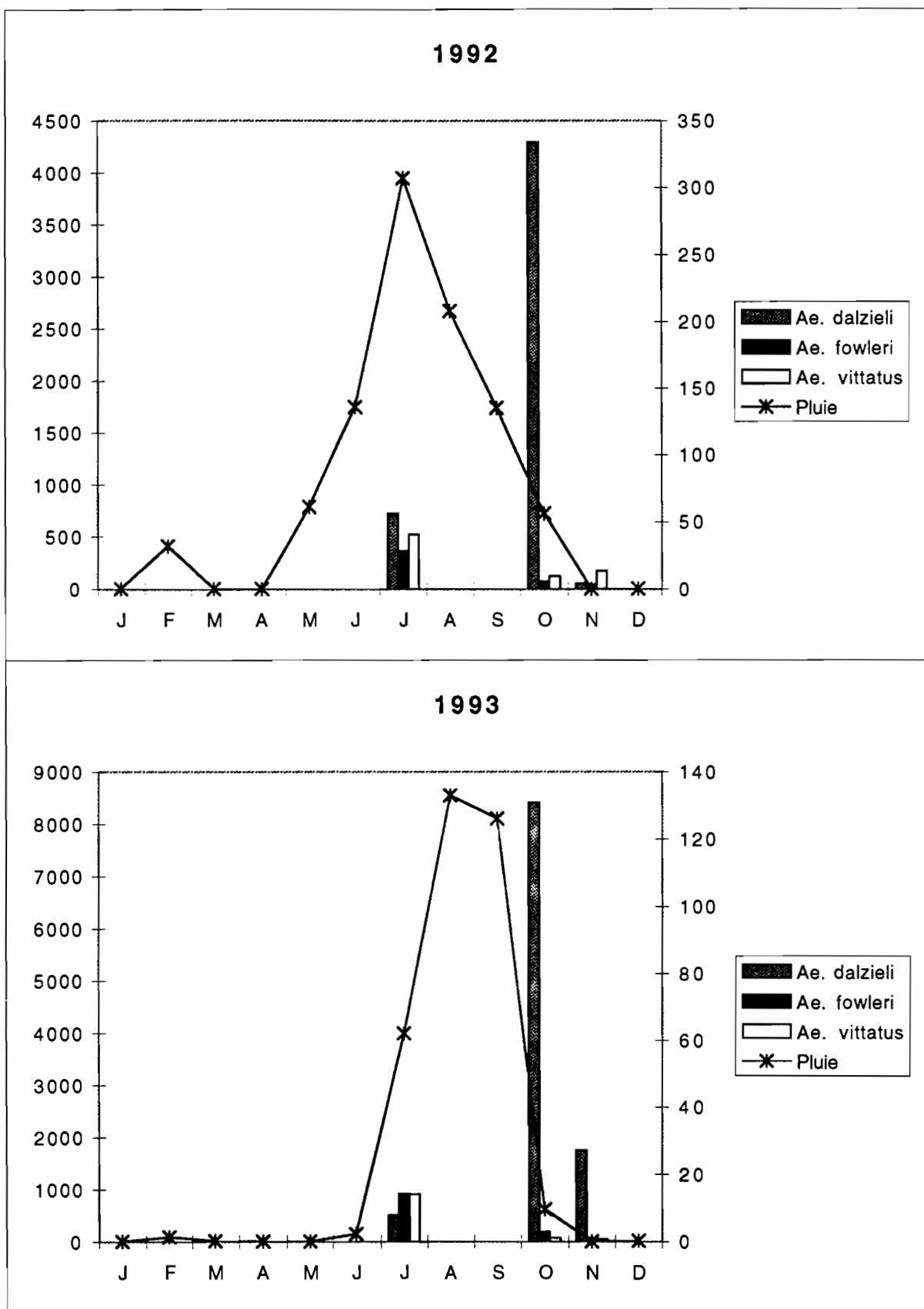


Figure A27: Variations mensuelles des vecteurs de Zika à Kedougou de 1990 à 1995.

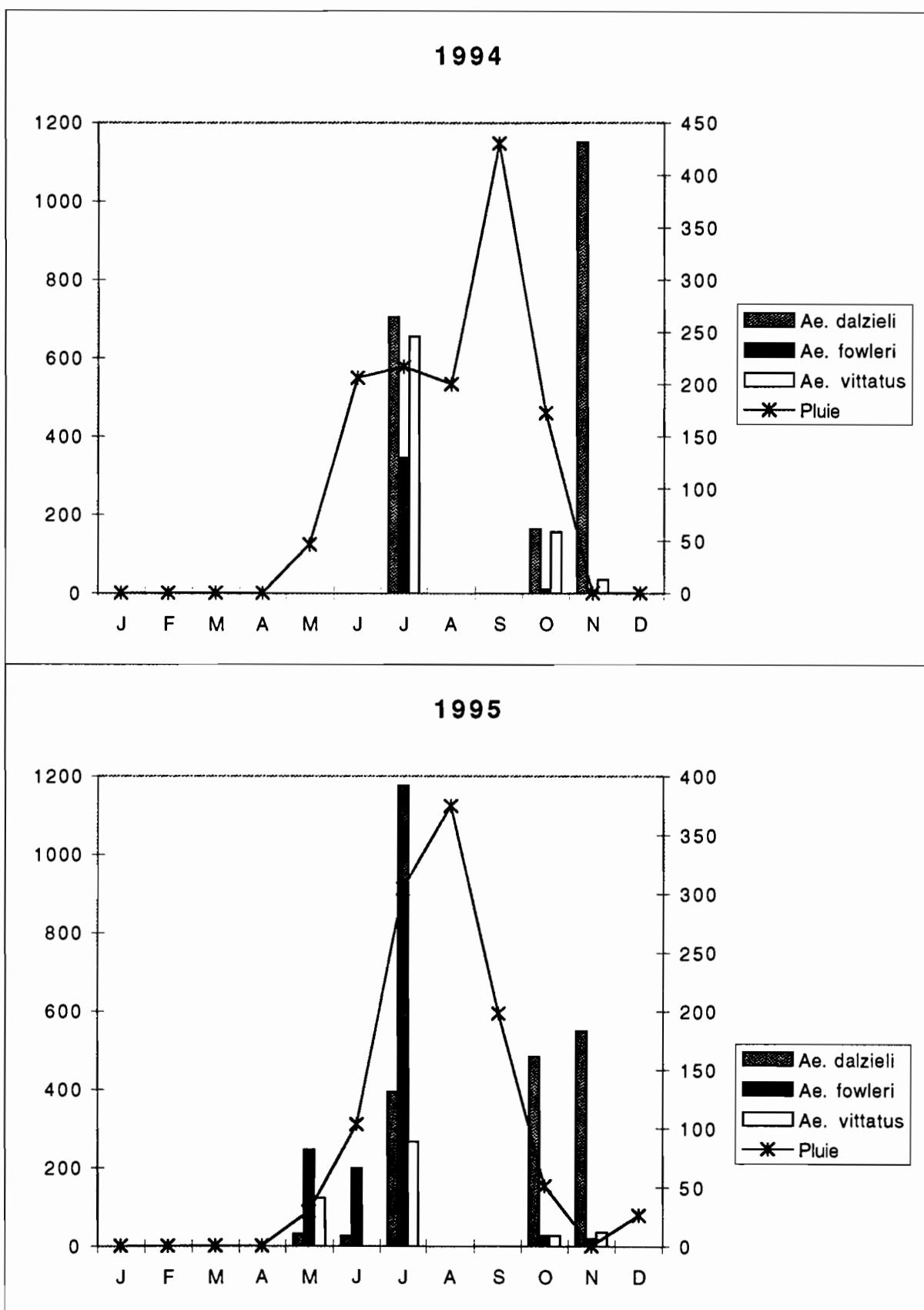


Figure A27: Variations mensuelles des vecteurs de Zika à Kedougou de 1990 à 1995.

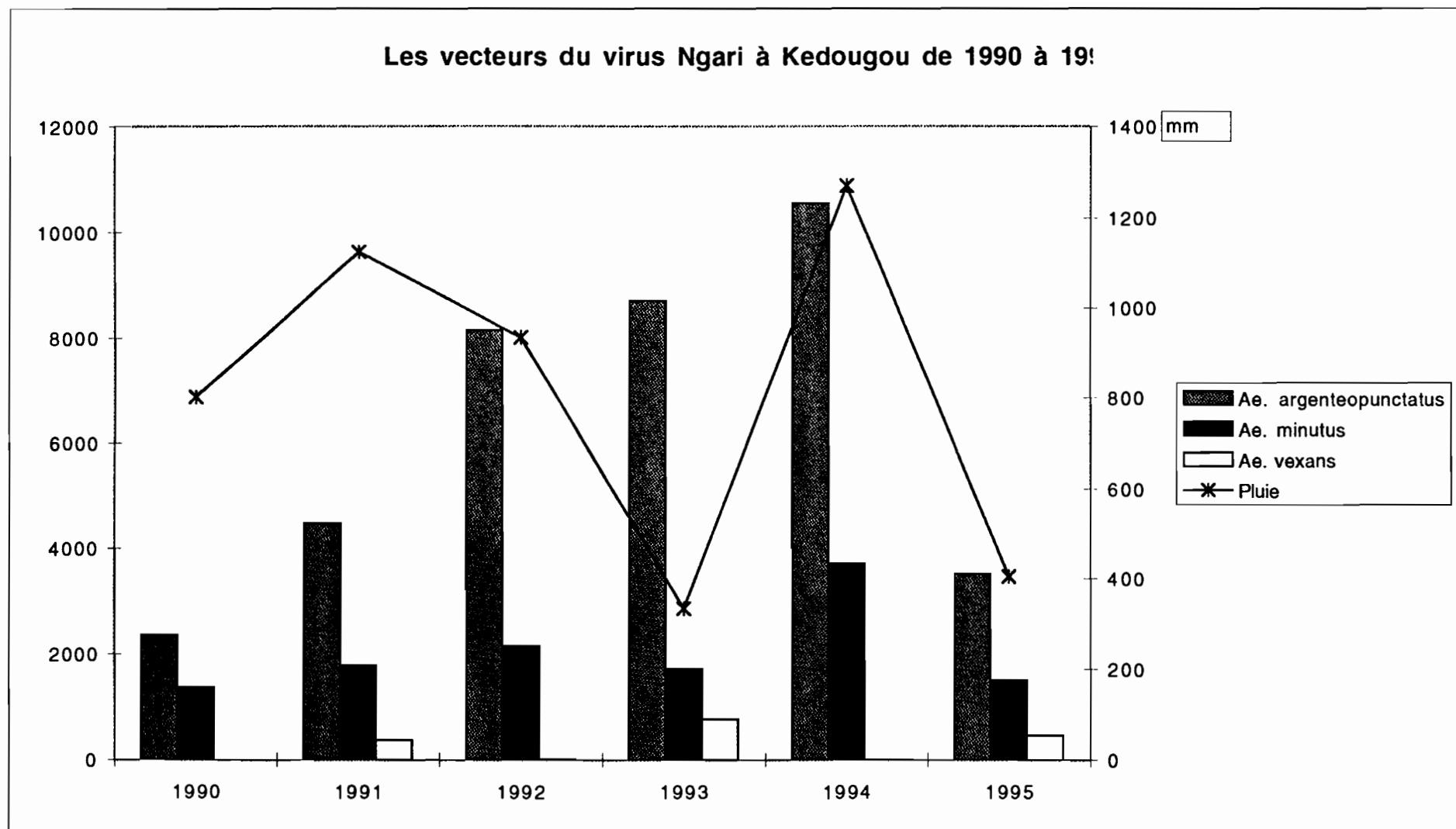


Figure A28: Variations annuelles des vecteurs du virus Ngari à Kedougou (1).

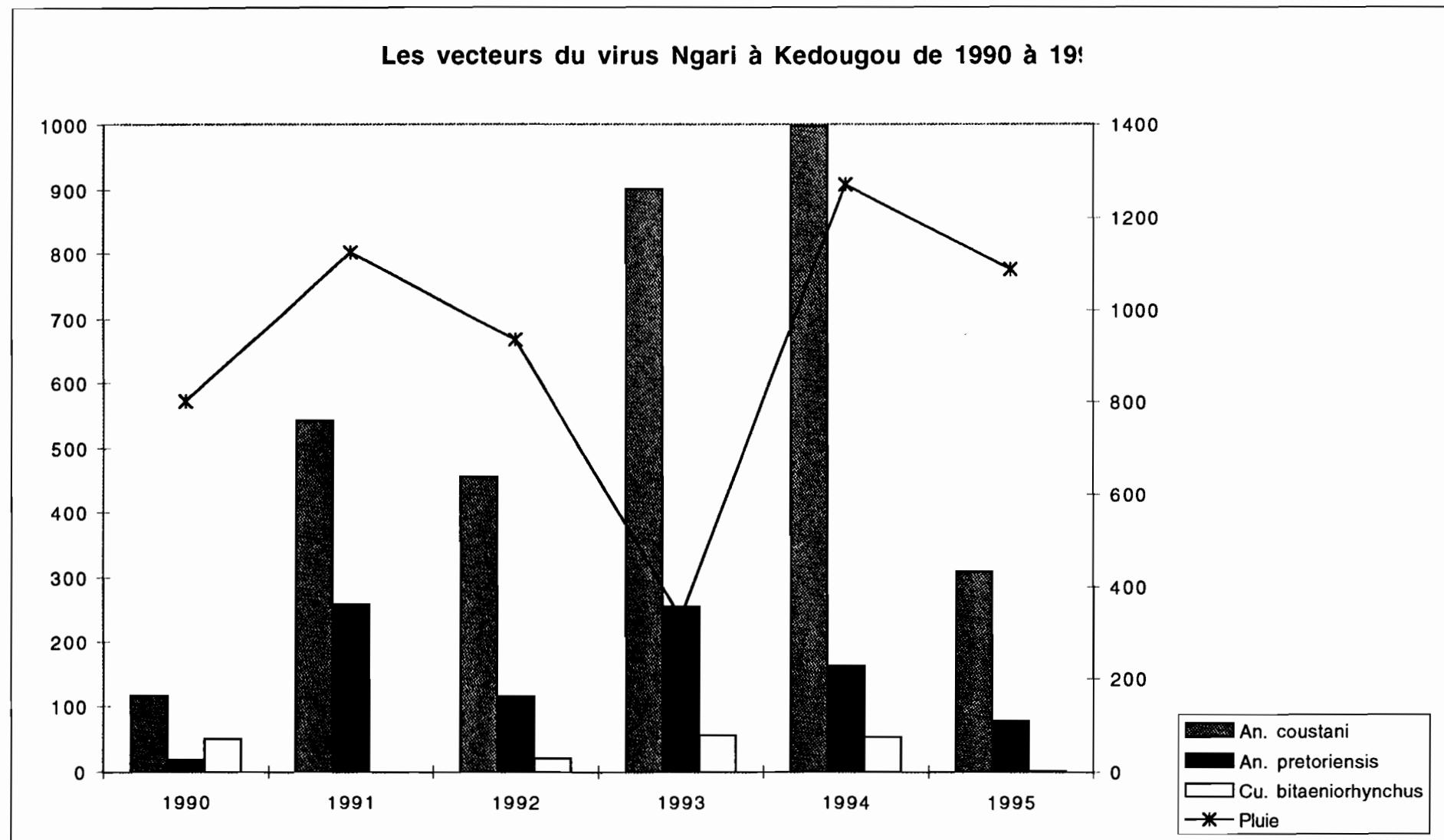


Figure A29: Variations annuelles des vecteurs du virus Ngari à Kedougou (2).

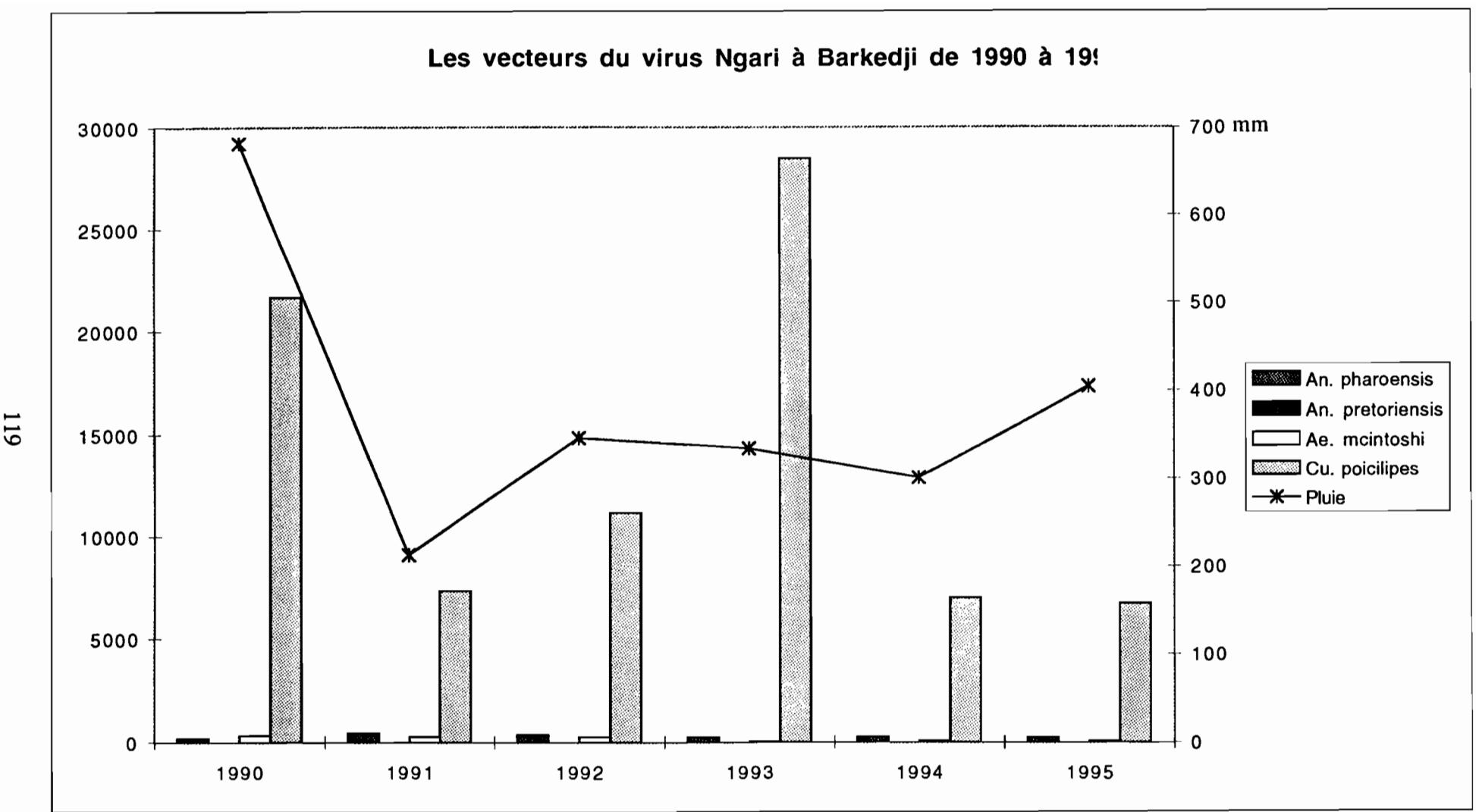


Figure A30: Variations annuelles des vecteurs du virus Ngari à Barkedji de 1990 à 1995.

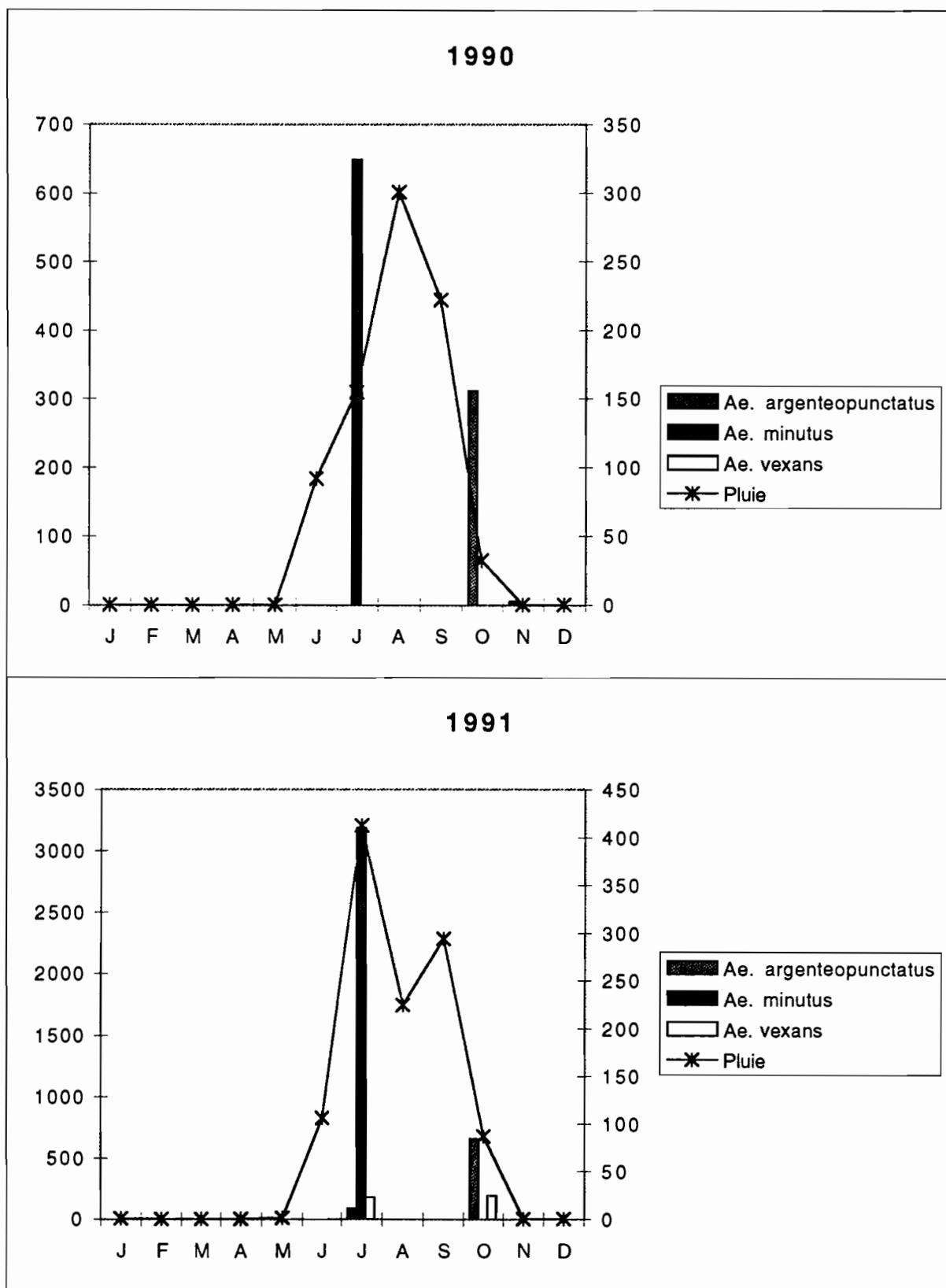


Figure A31: Variations mensuelles des vecteurs du virus Ngari à Kedougou (1).

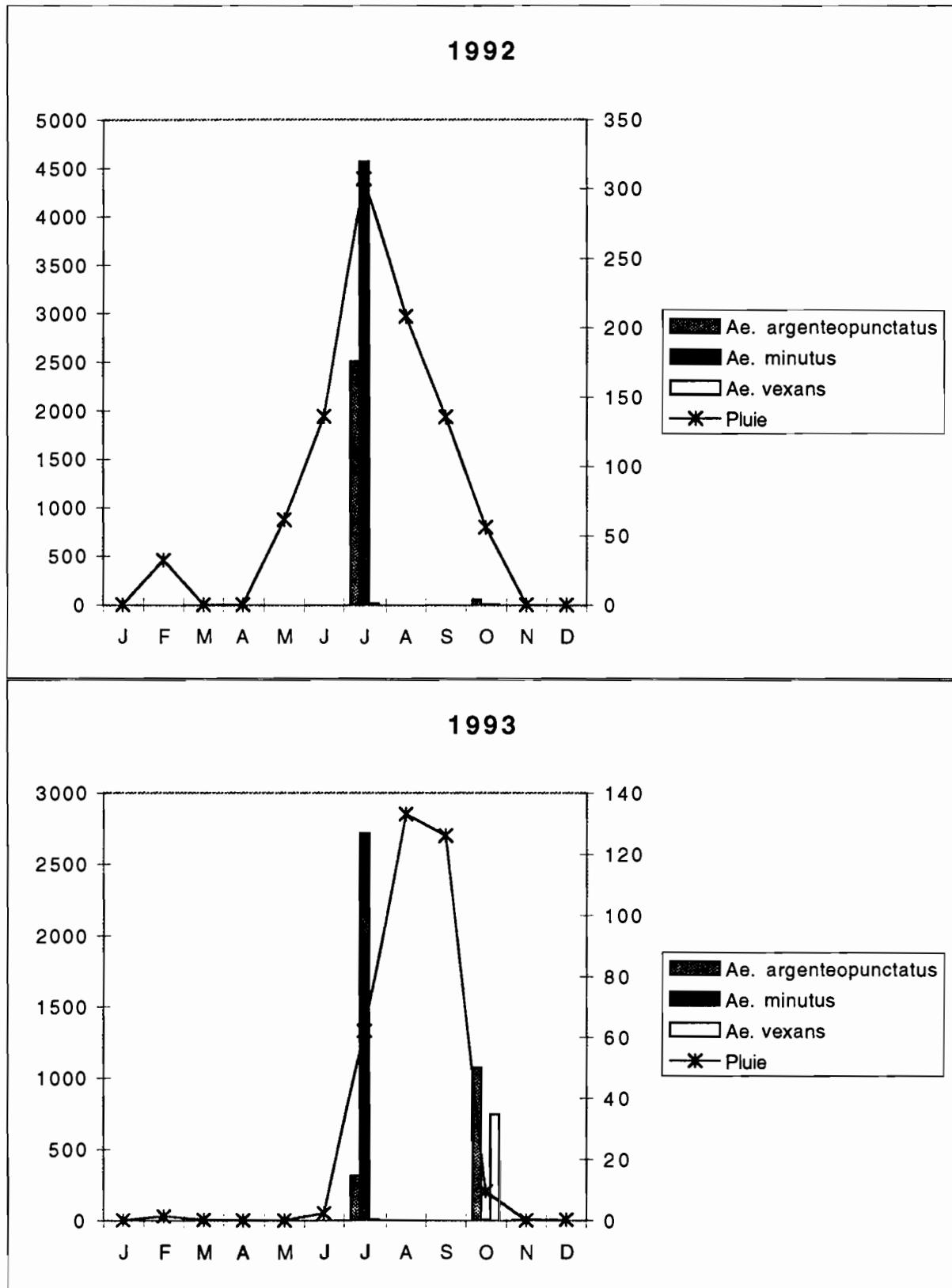


Figure A31: Variations mensuelles des vecteurs du virus Ngari à Kedougou (1).

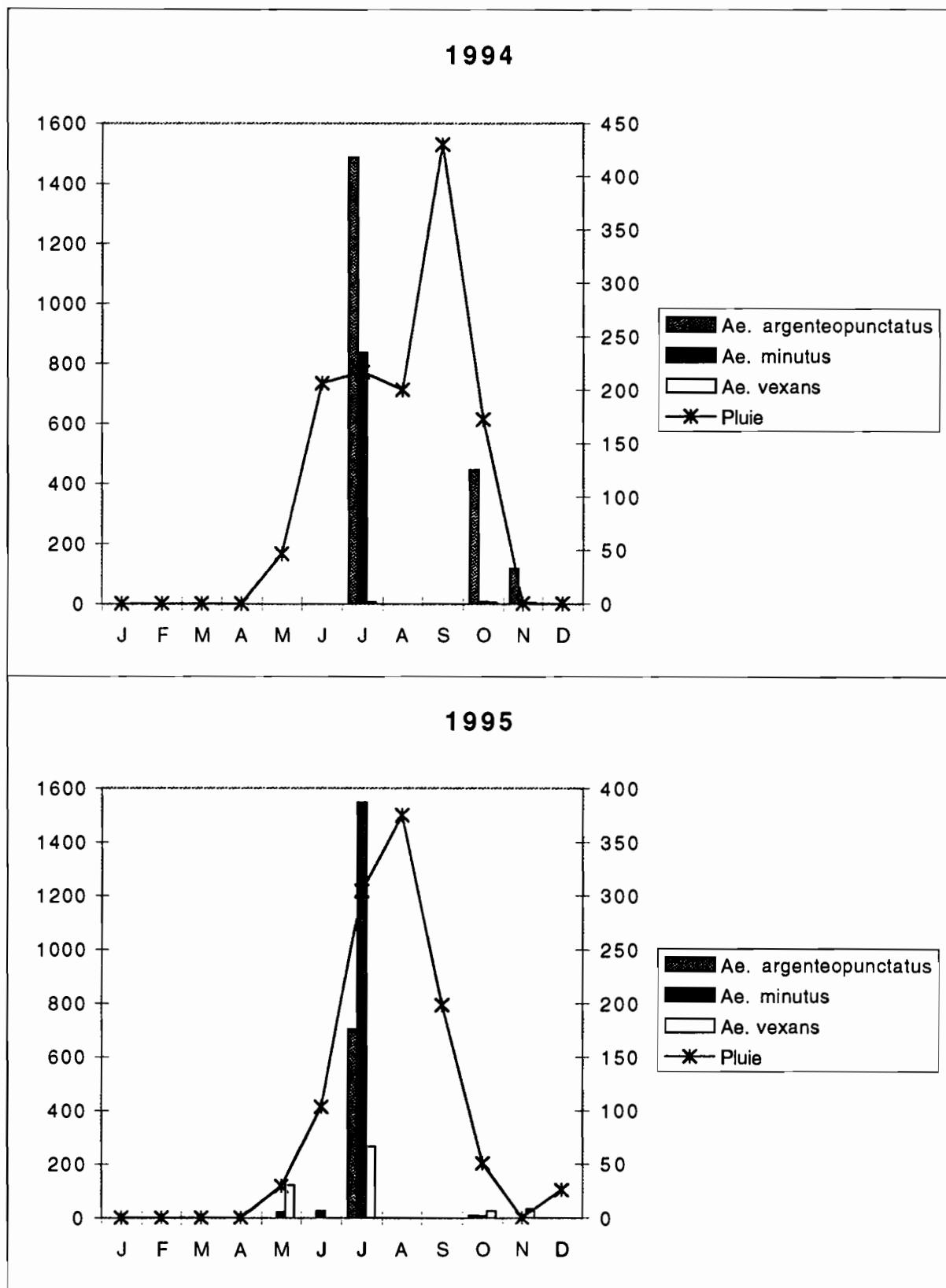


Figure A31: Variations mensuelles des vecteurs du virus Ngari à Kedougou (1).

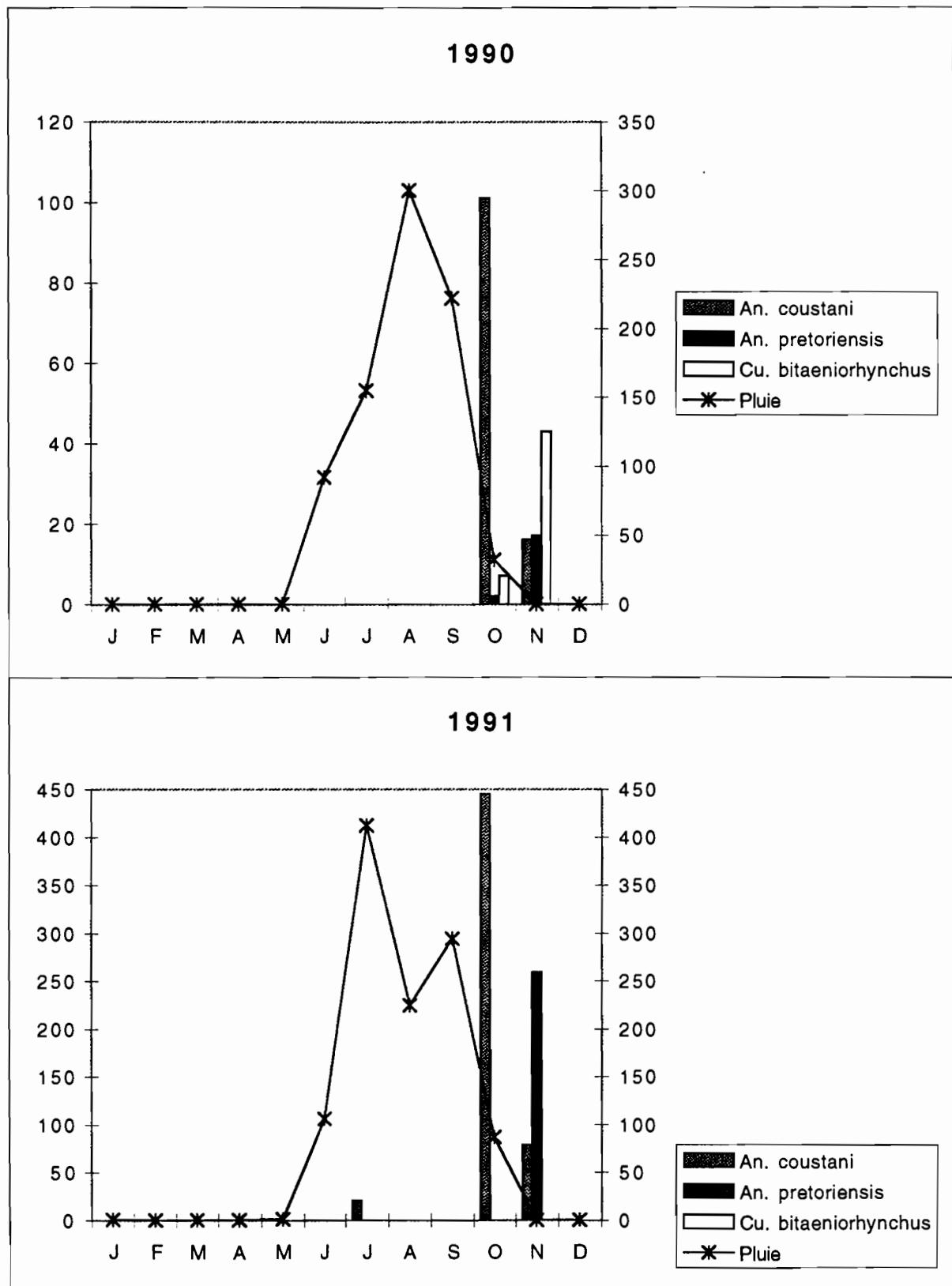


Figure A32: Variations mensuelles des vecteurs du virus Ngari à Kedougou (2).

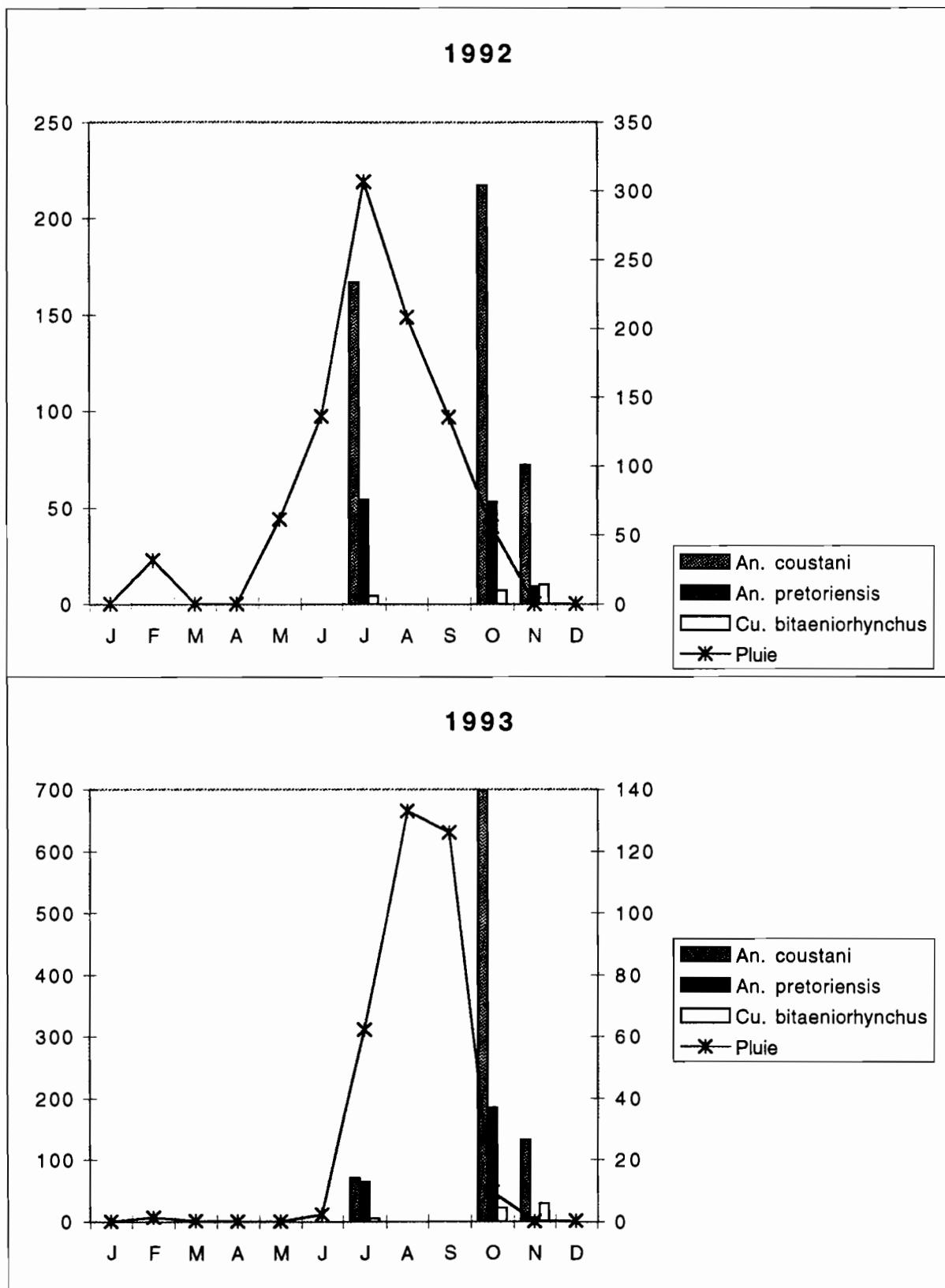


Figure A32: Variations mensuelles des vecteurs du virus Ngari à Kedougou (2).

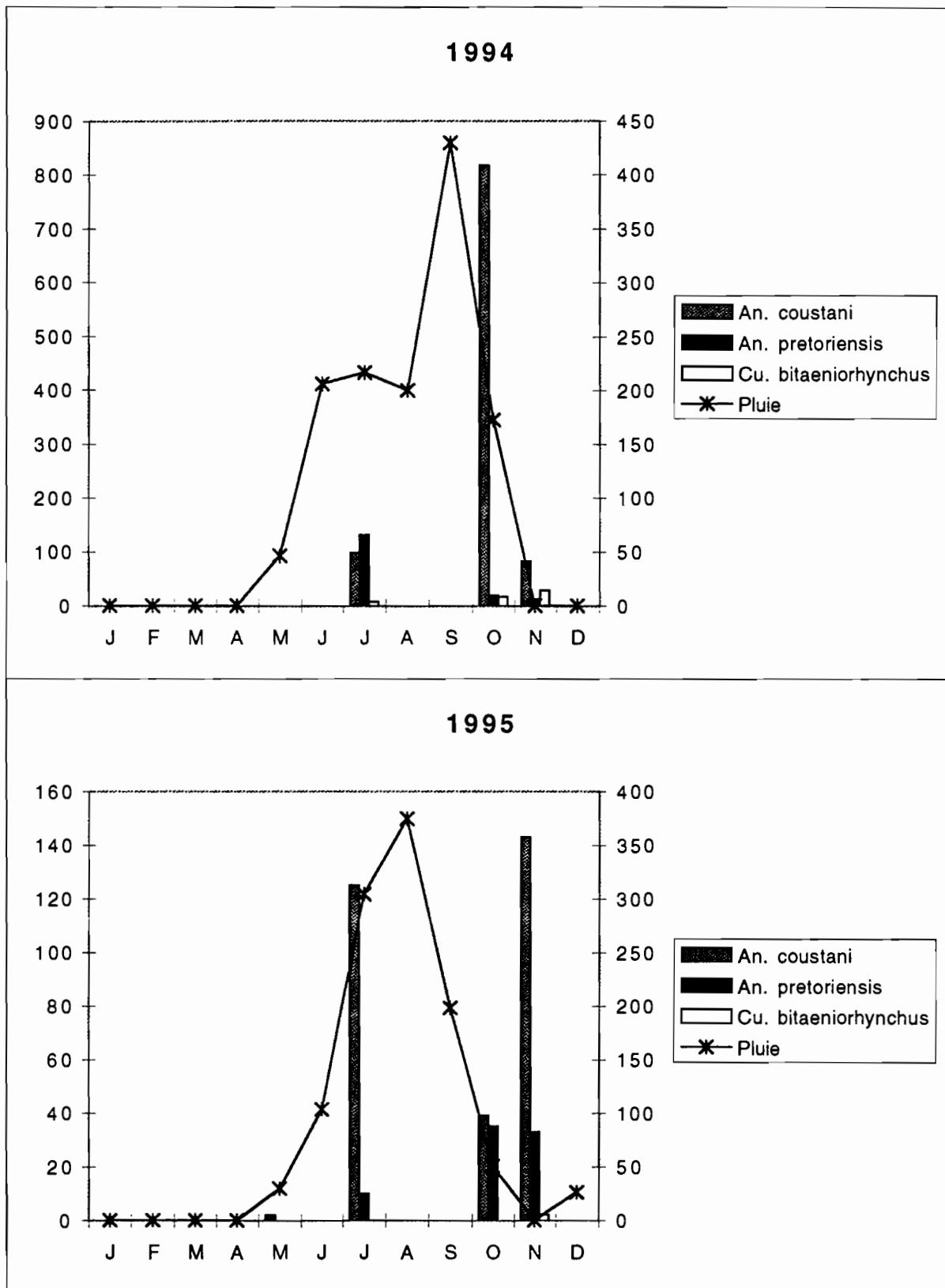


Figure A32: Variations mensuelles des vecteurs du virus Ngari à Kedougou (2).

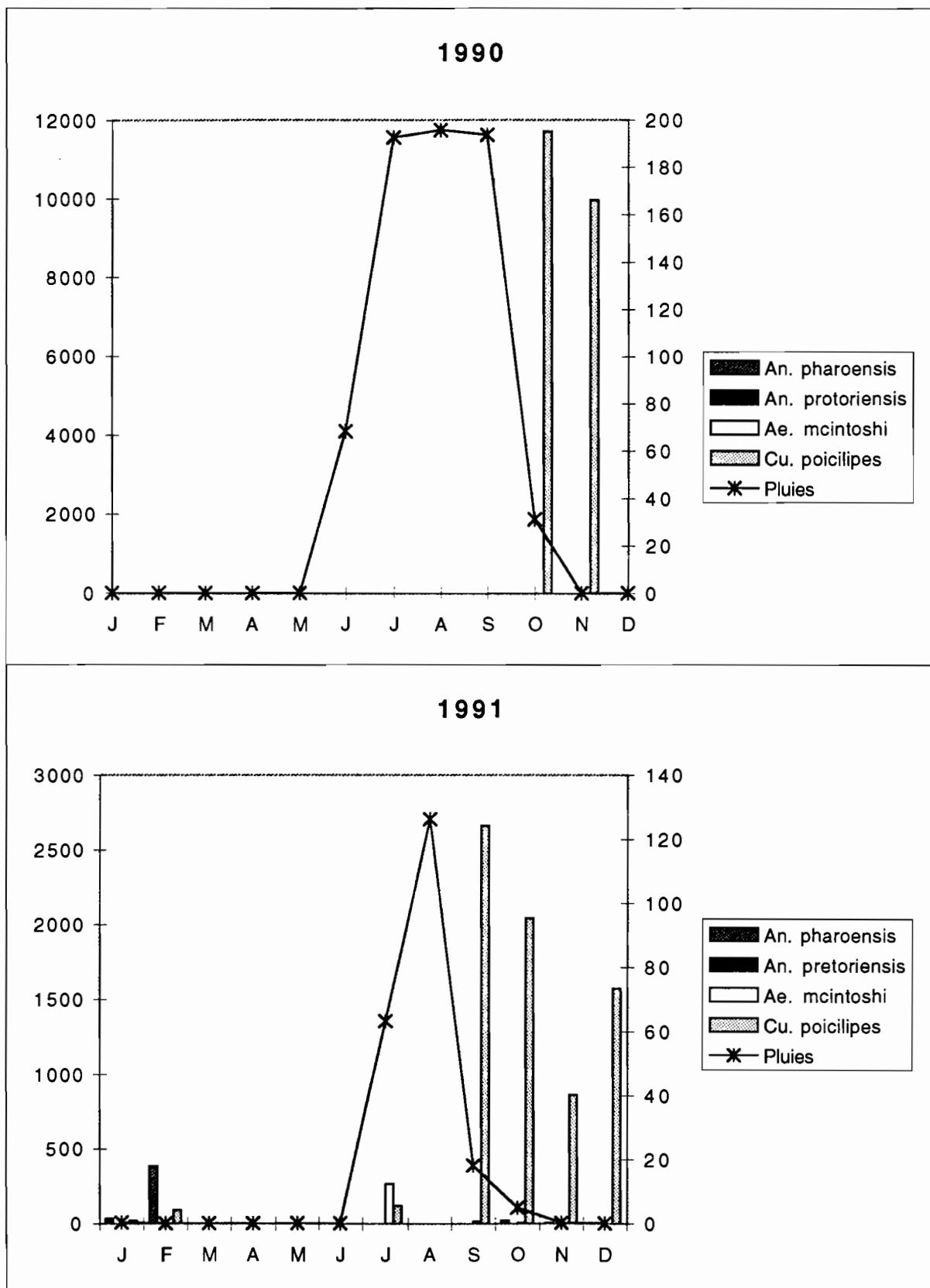


Figure A33: Variations mensuelles des vecteurs du virus Ngari à Barkedji de 1990 à 1995.

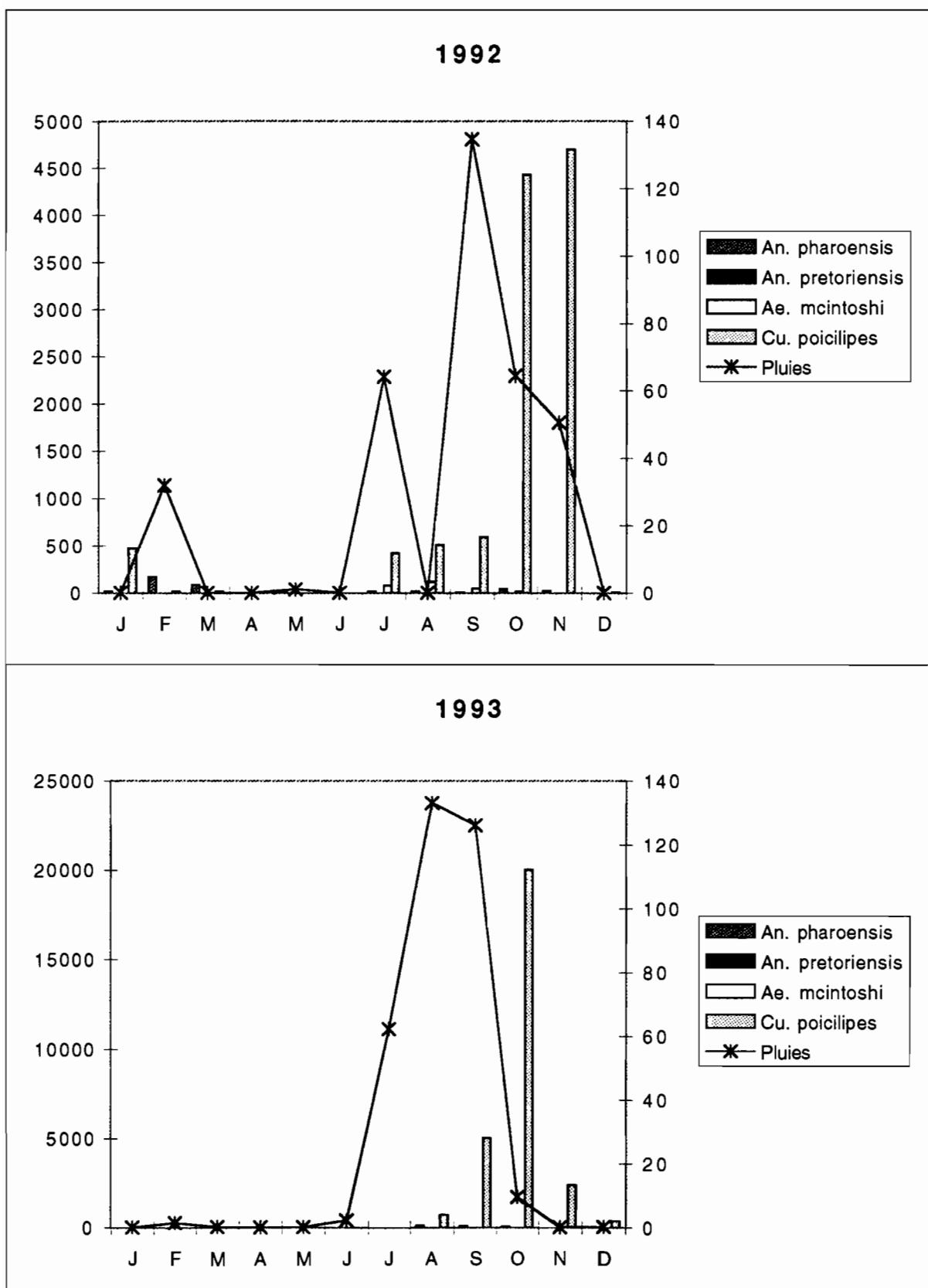


Figure A33: Variations mensuelles des vecteurs du virus Ngari à Barkedji de 1990 à 1995.

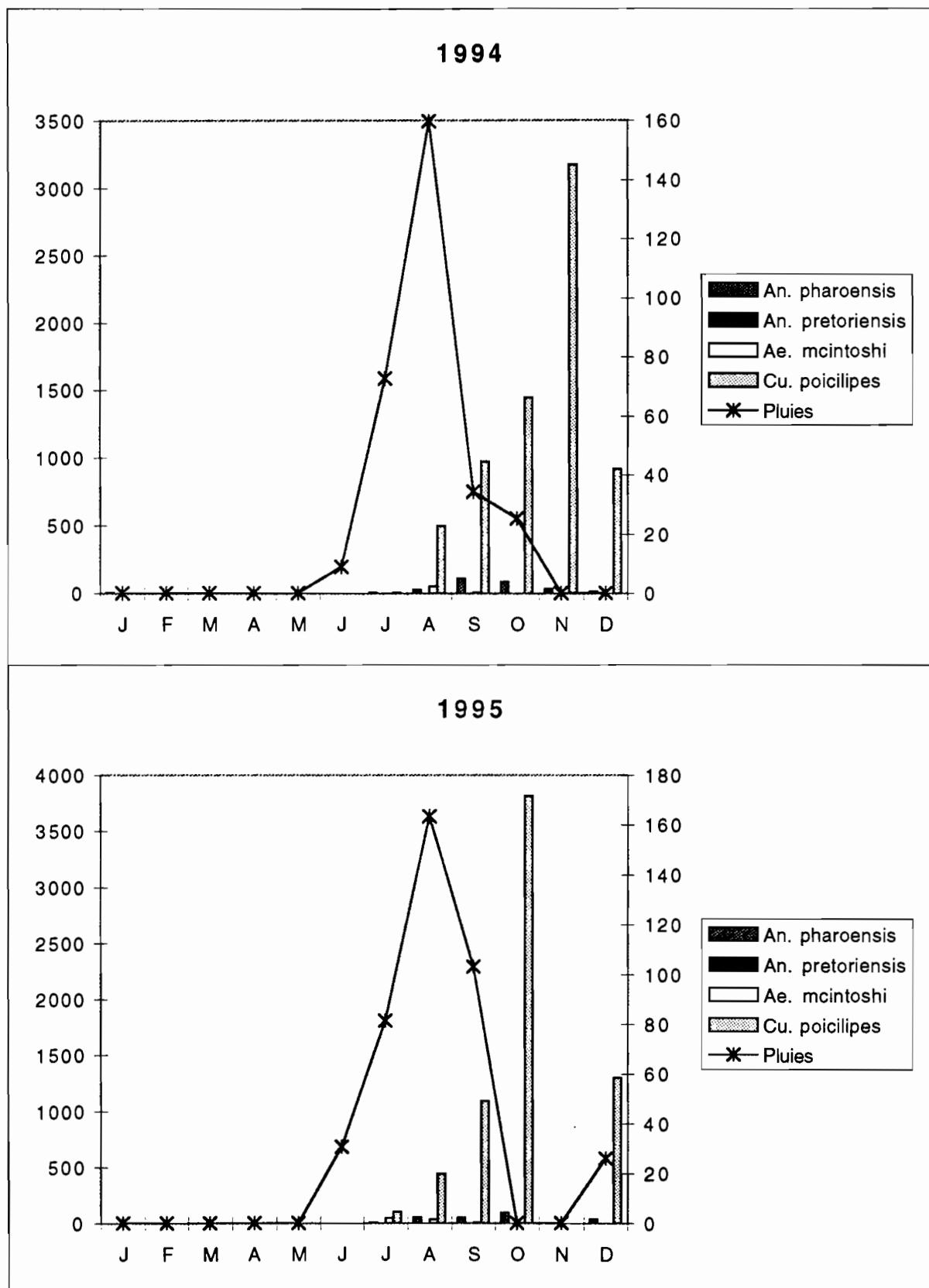


Figure A33: Variations mensuelles des vecteurs du virus Ngari à Barkedji de 1990 à 1995.

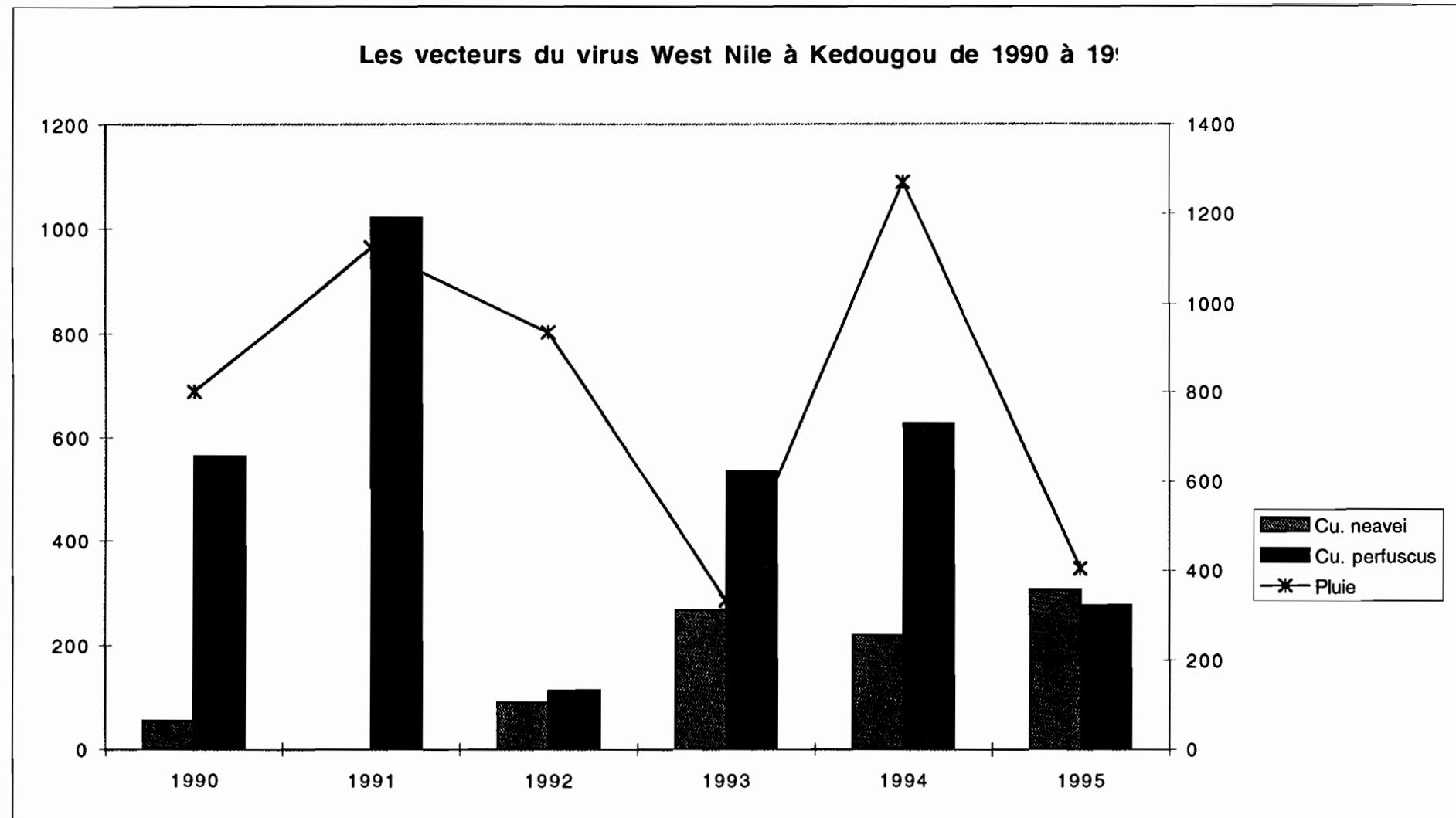


Figure A34: Variations annuelles des vecteurs du virus West Nile à Kedougou de 1990 à 1995.

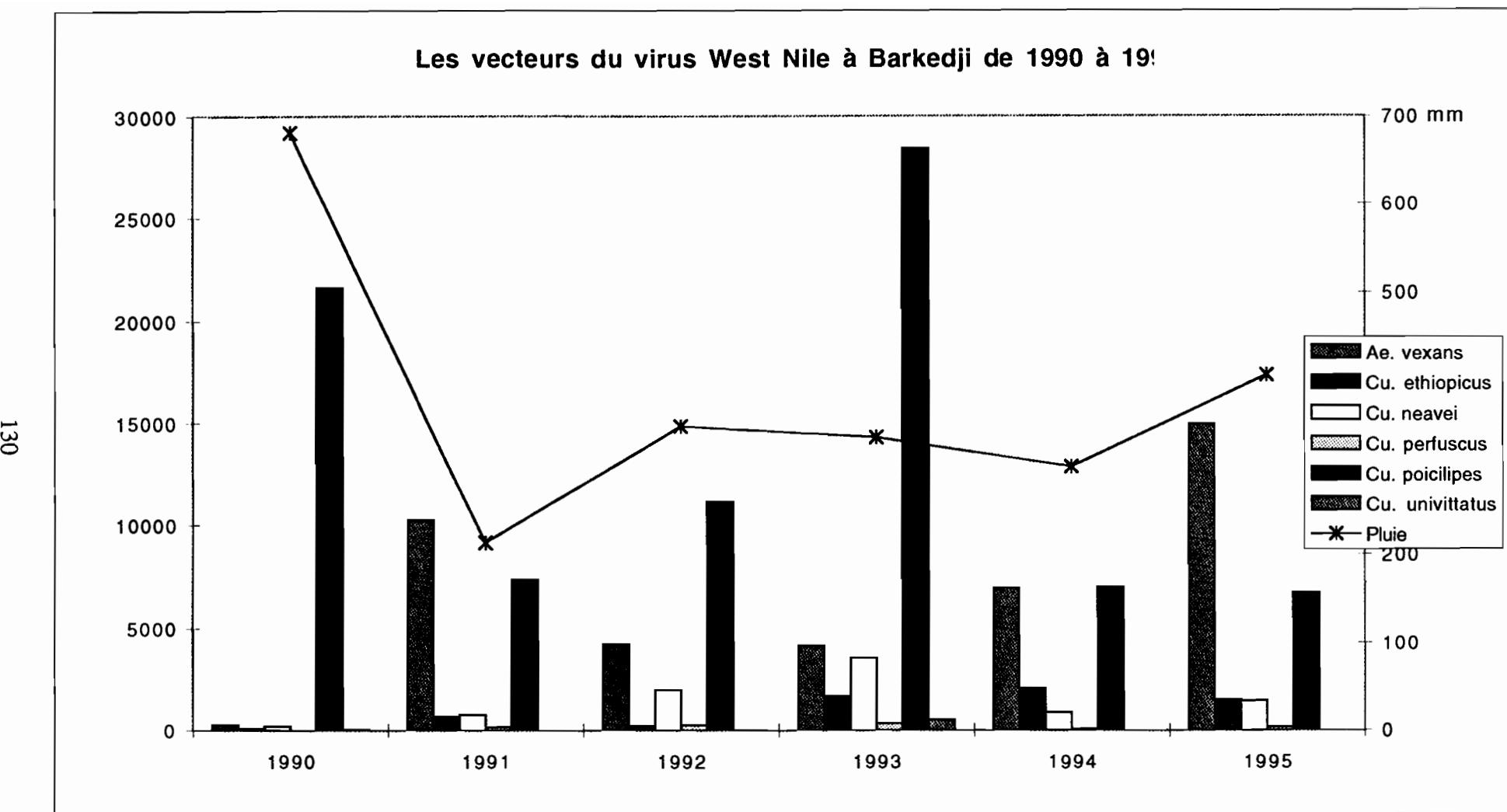


Figure A35. Variations annuelles des vecteurs du virus West Nile à Barkedji de 1990 à 1995 (1).

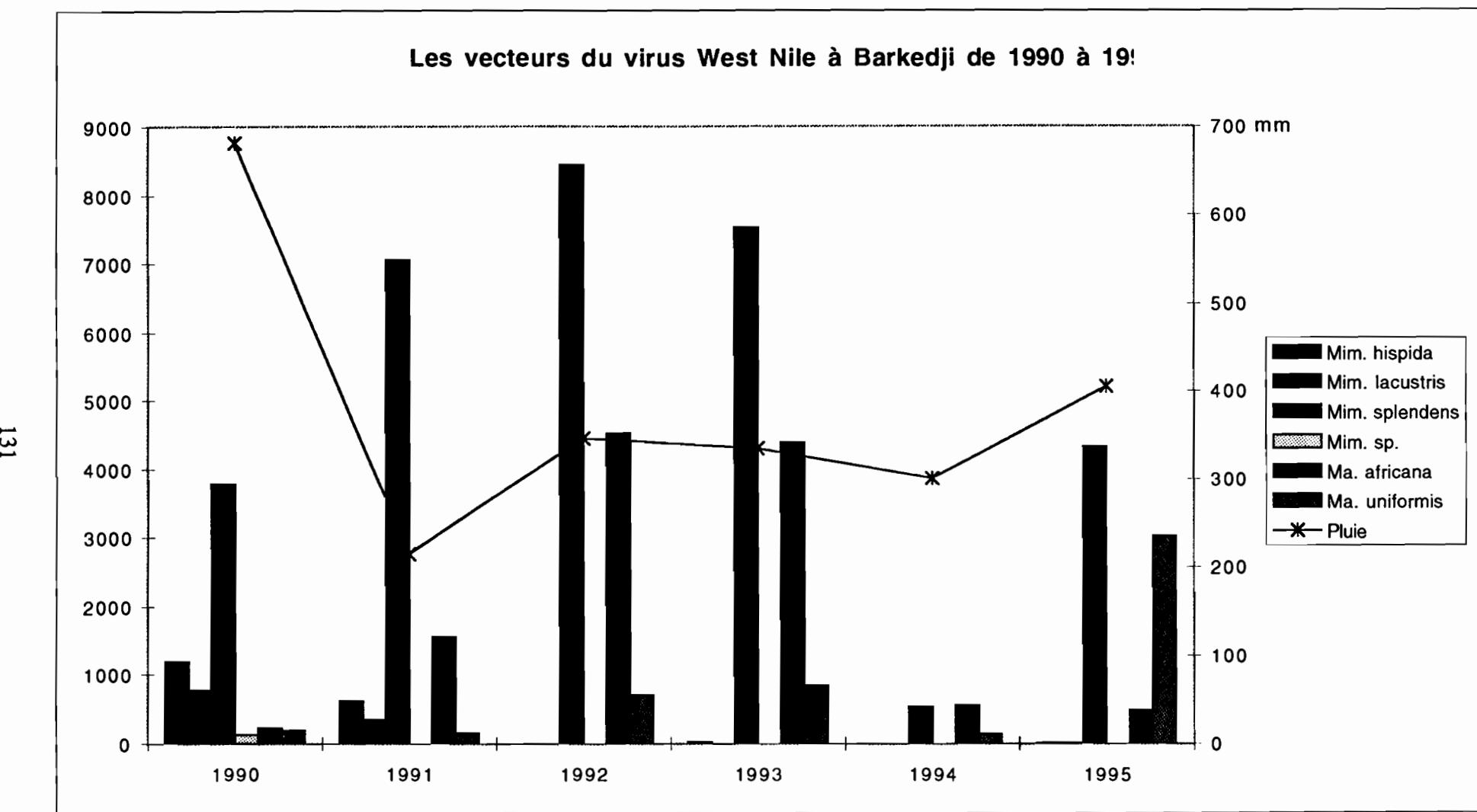


Figure A36: Variations annuelles des vecteurs de West Nile à Barkedji de 1990 à 1991 (2).

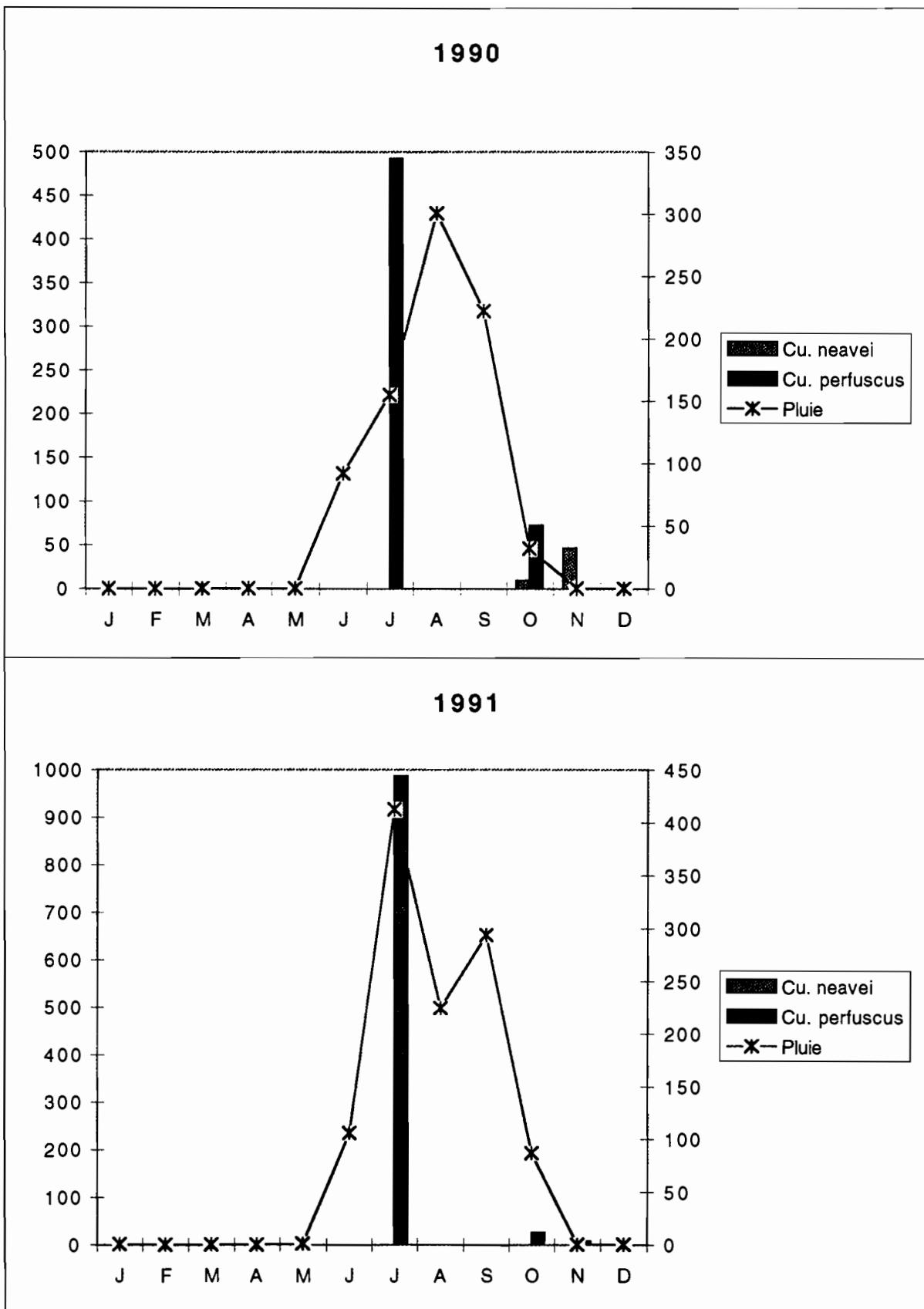


Figure A37: Variations mensuelles des vecteurs du virus West Nile à Kedougou de 1990 à 1995.

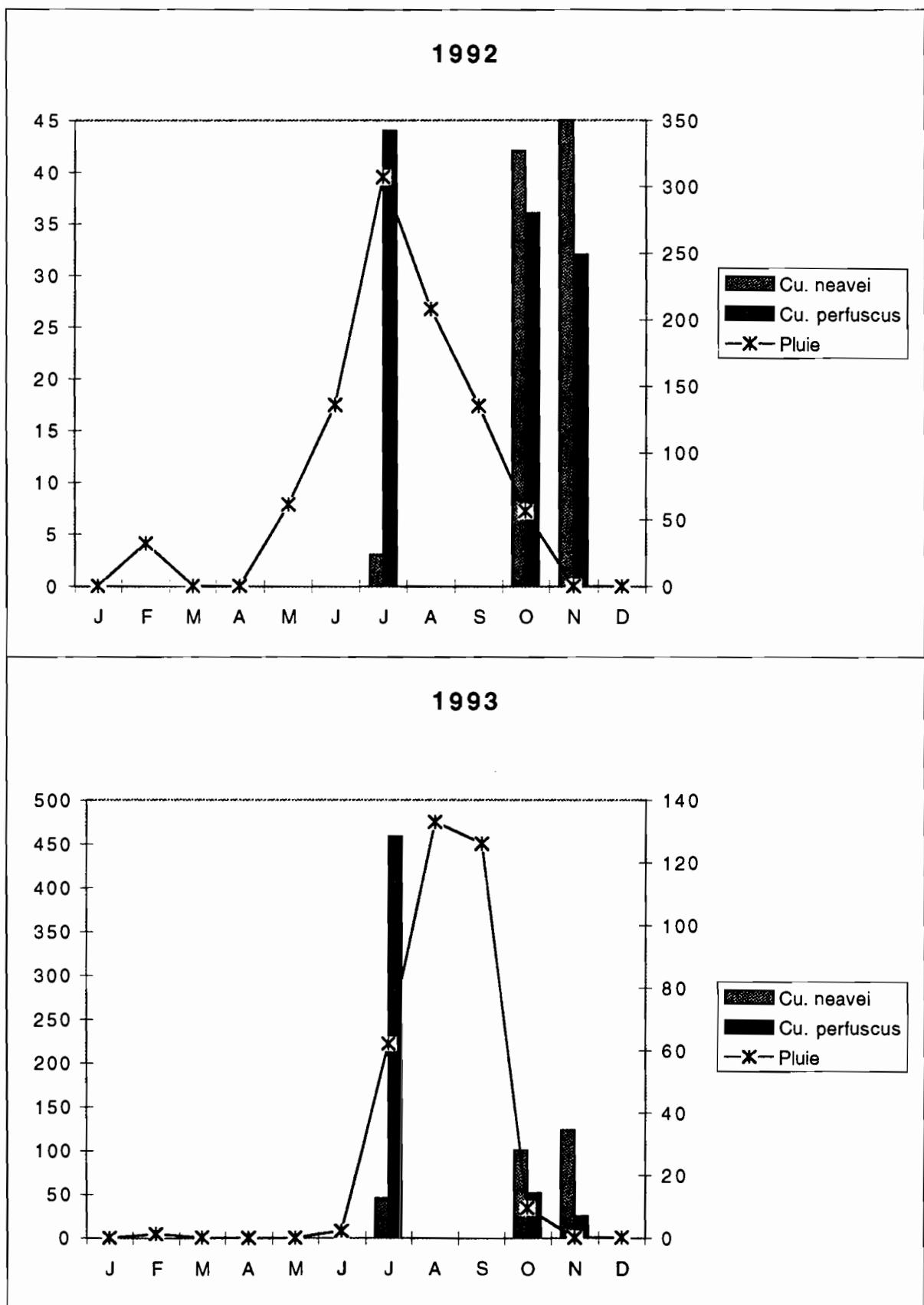


Figure A37: Variations mensuelles des vecteurs du virus West Nile à Kedougou de 1990 à 1995.

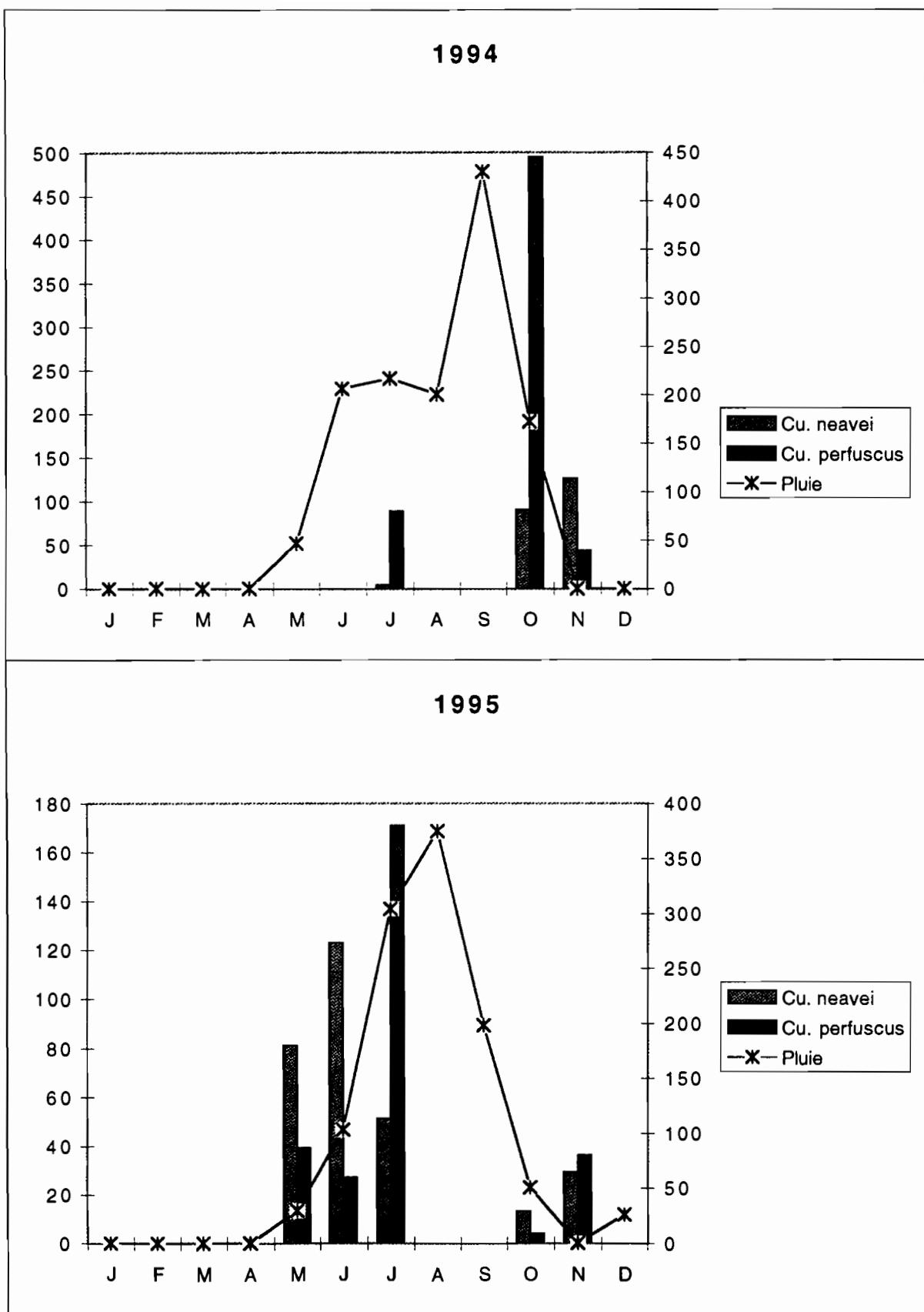


Figure A37: Variations mensuelles des vecteurs du virus West Nile à Kedougou de 1990 à 1995.

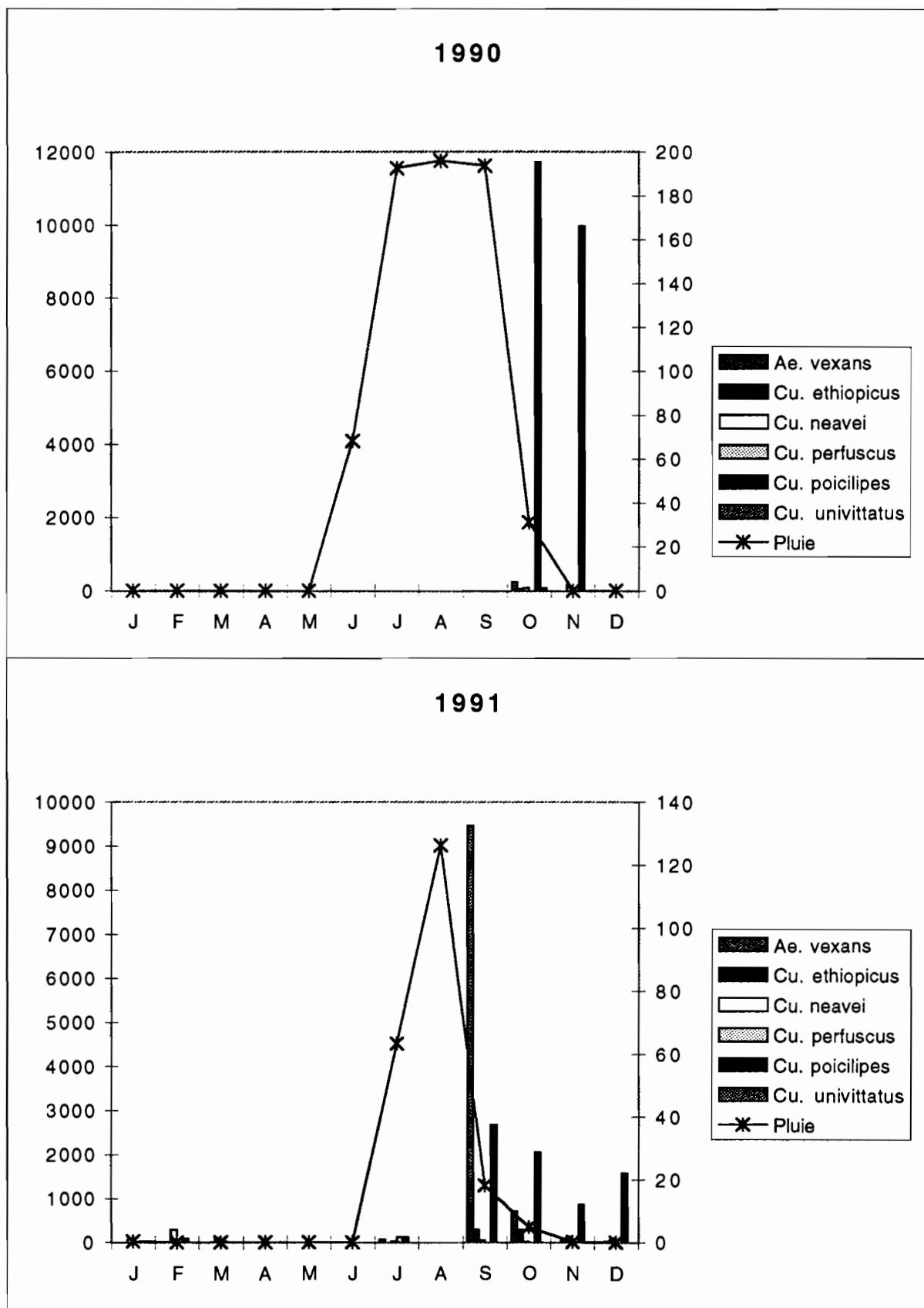


Figure A38. Variations mensuelles des vecteurs du virus West Nile à Barkedji de 1990 à 1995 (1).

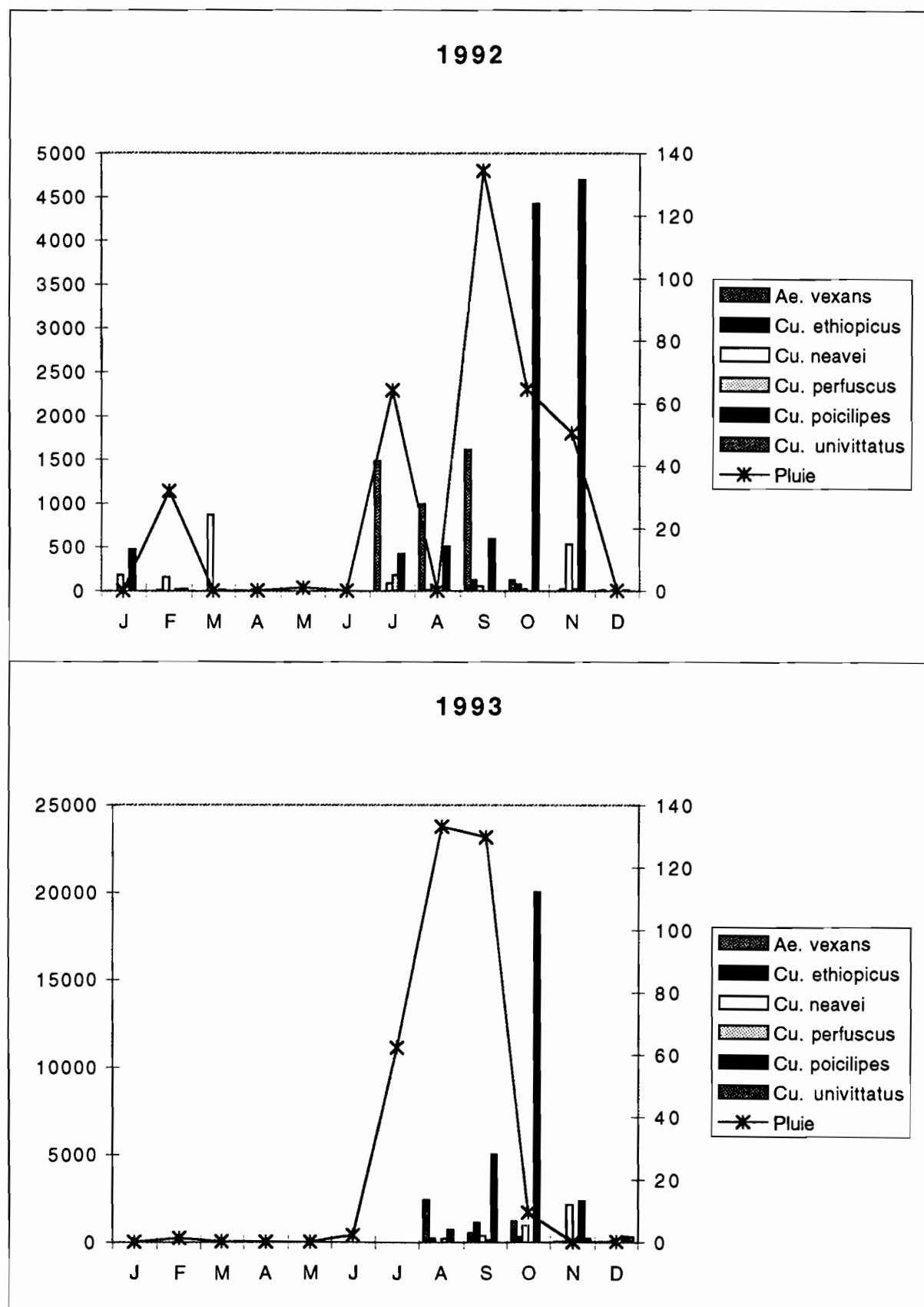


Figure A38. Variations mensuelles des vecteurs du virus West Nile à Barkedji de 1990 à 1995 (1).

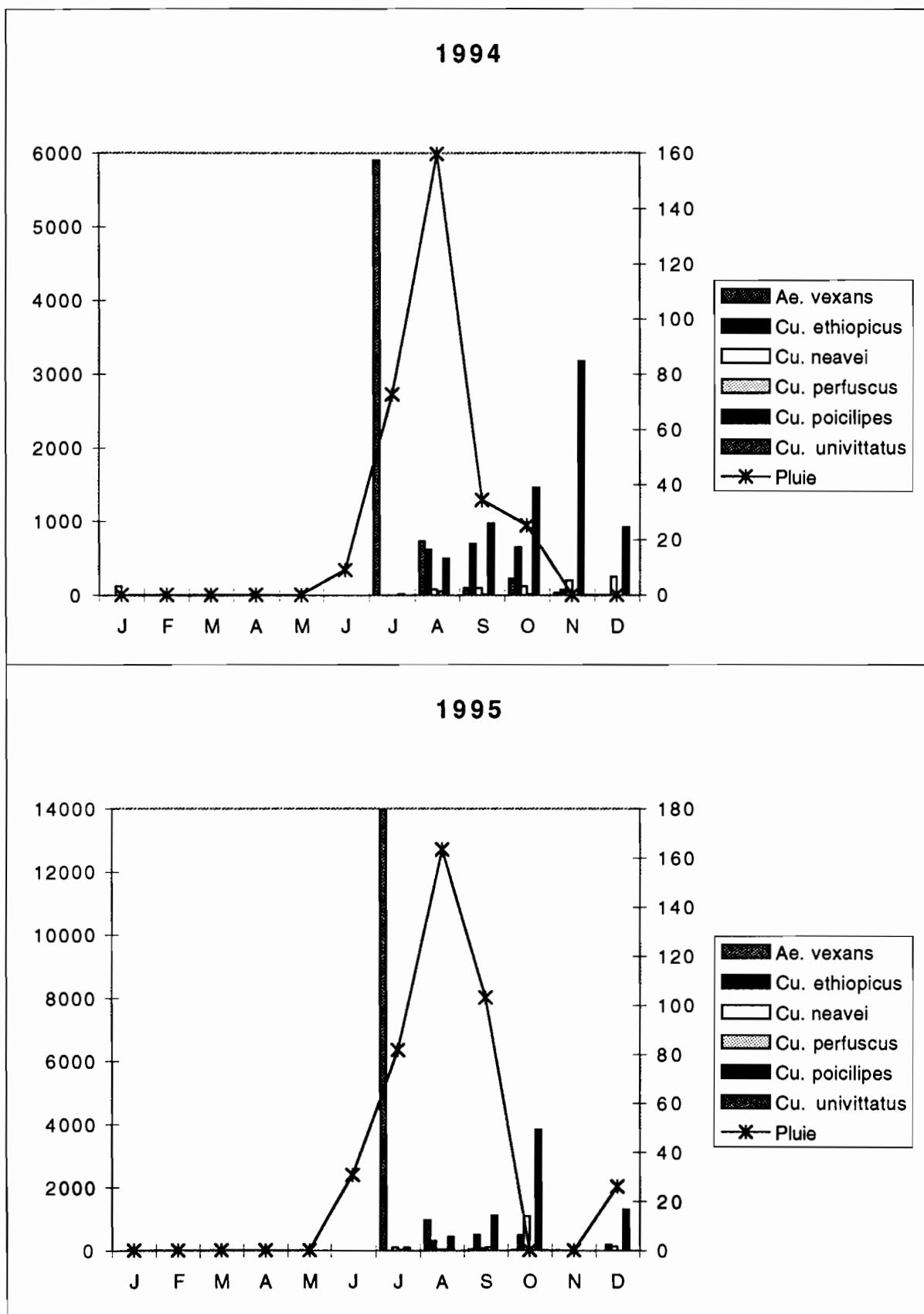


Figure A38. Variations mensuelles des vecteurs du virus West Nile à Barkedji de 1990 à 1995 (1).

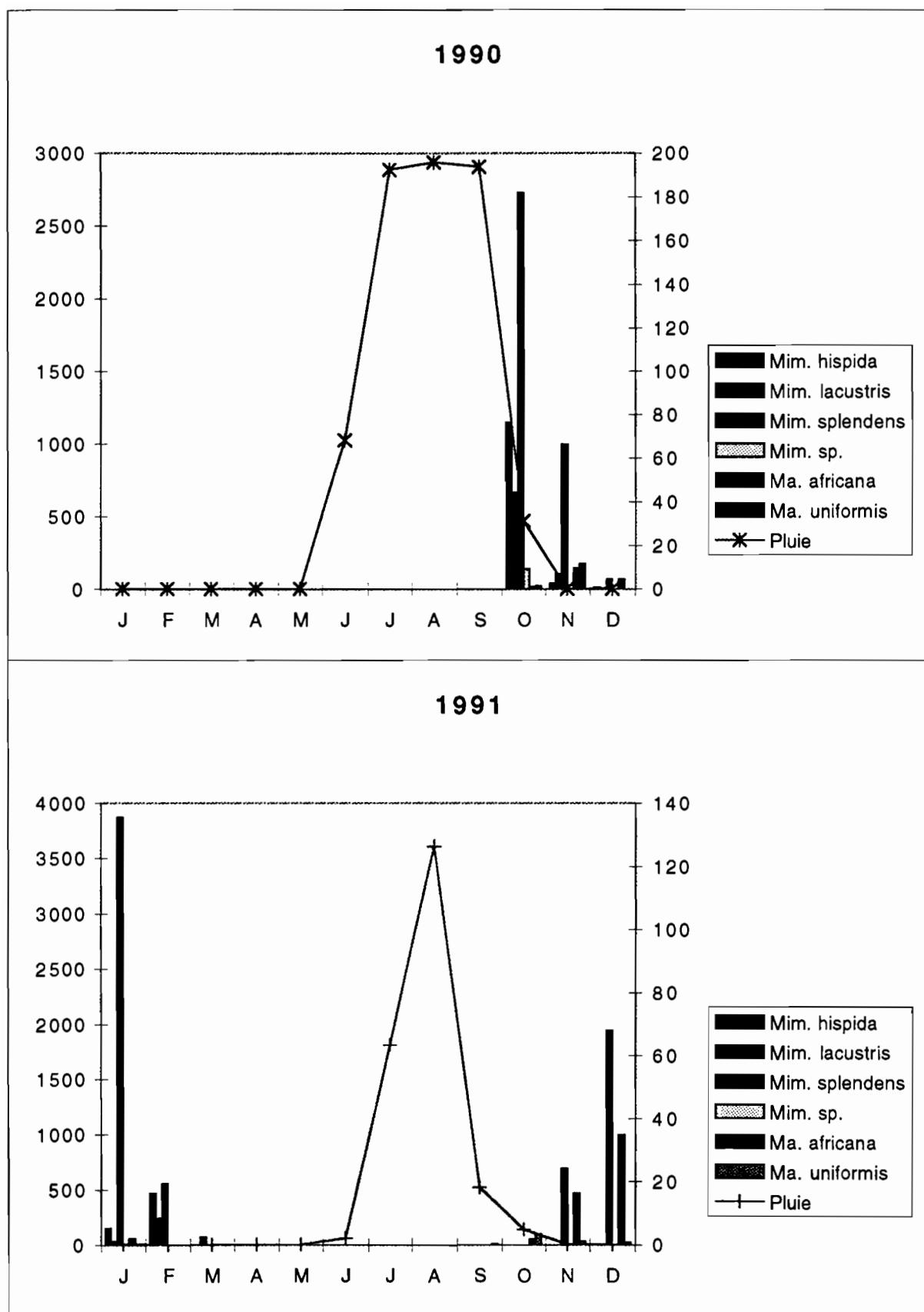


Figure A39: Variations mensuelles des vecteurs de West Nile à Barkedji de 1990 à 1991 (2).

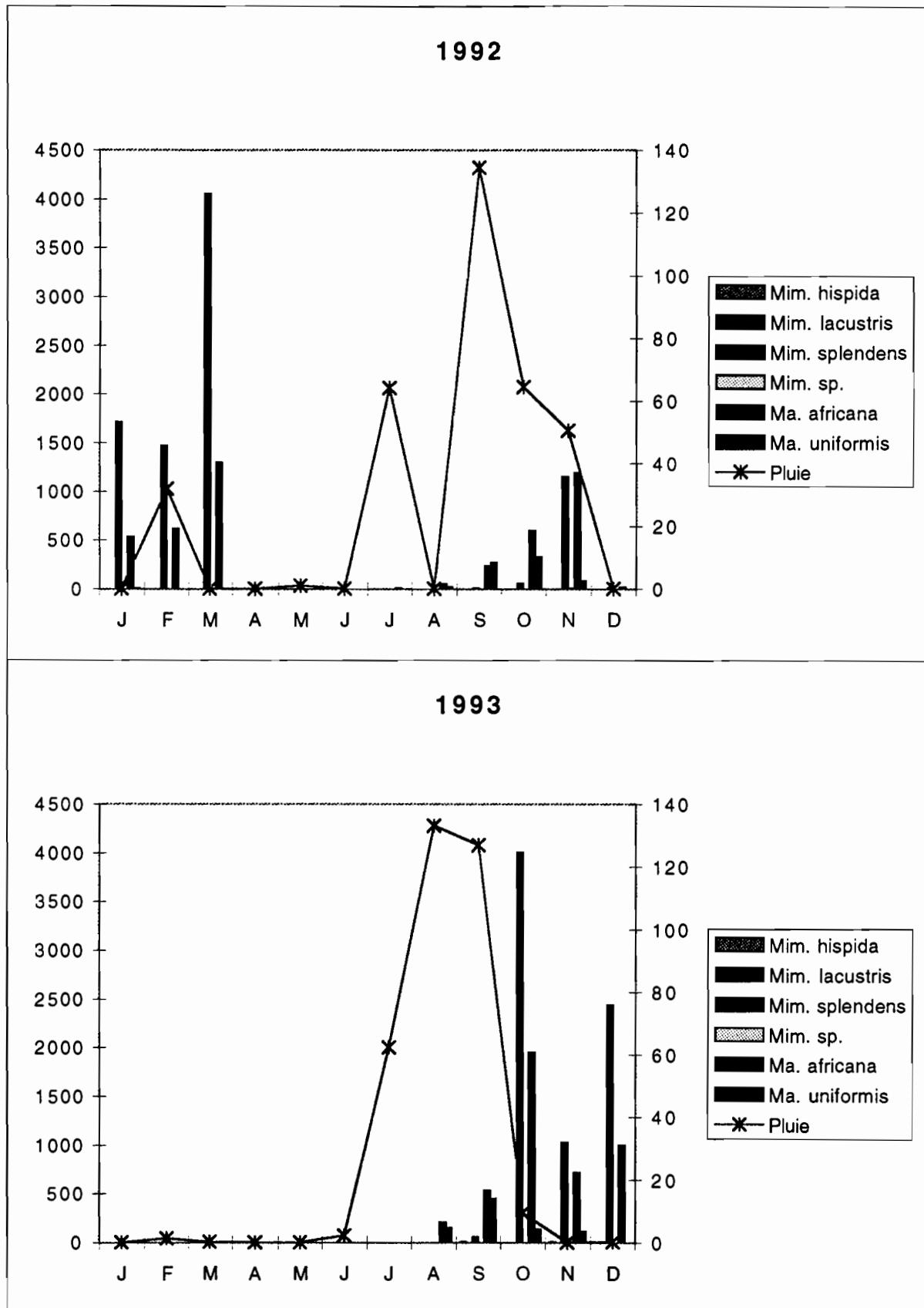


Figure A39: Variations mensuelles des vecteurs de West Nile à Barkedji de 1990 à 1991 (2).

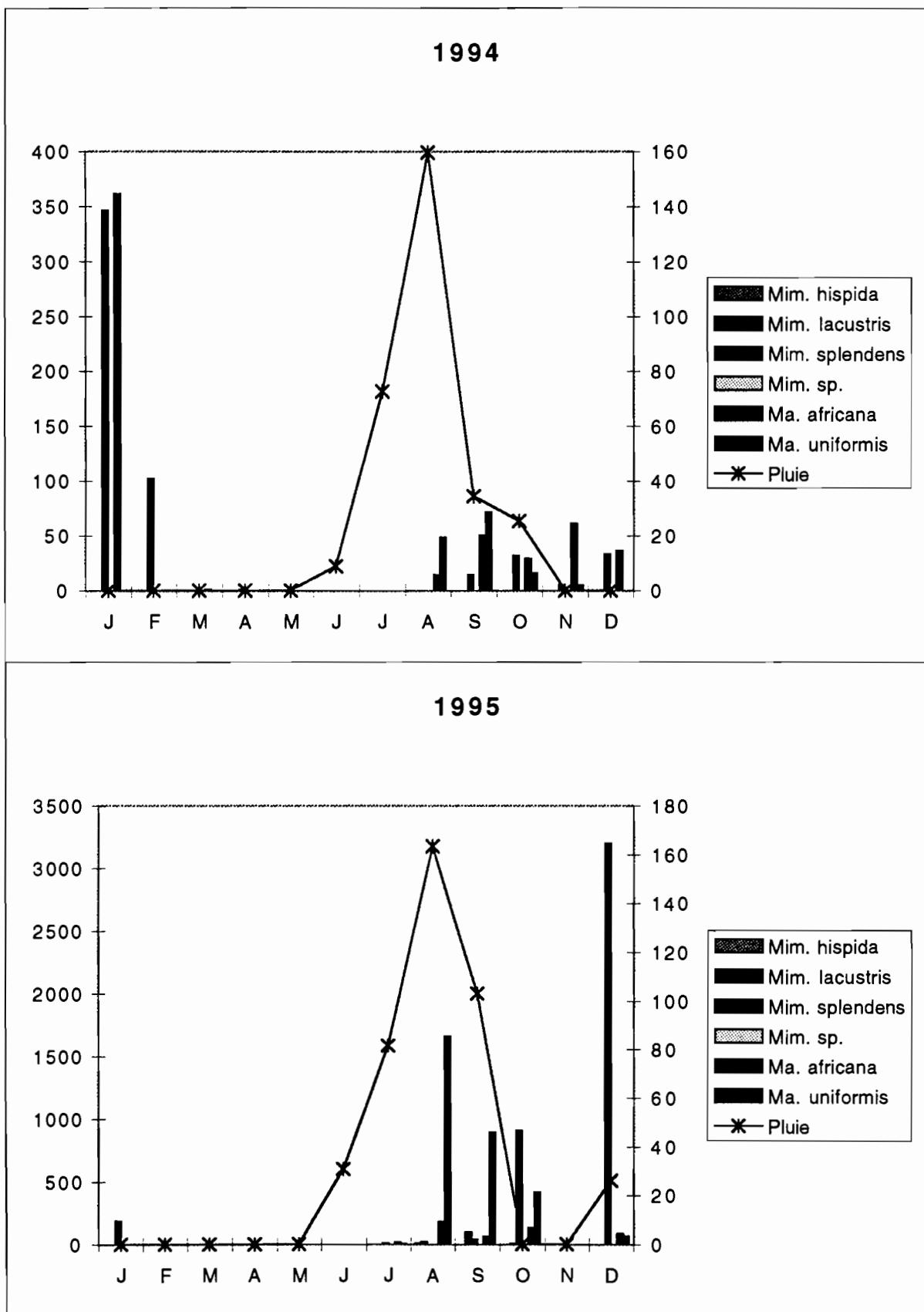


Figure A39: Variations mensuelles des vecteurs de West Nile à Barkedji de 1990 à 1991 (2).

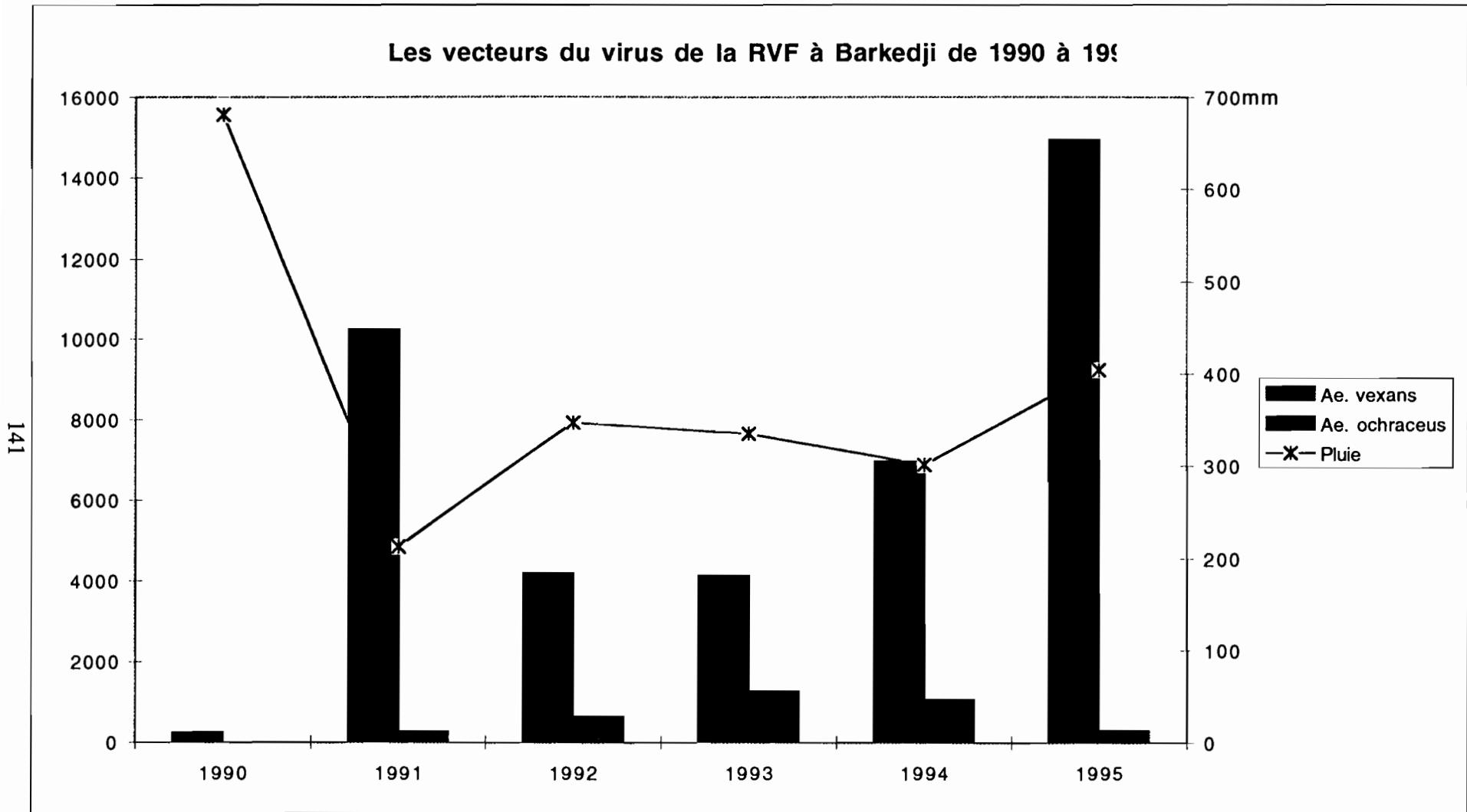


Figure A40: Variations annuelles des vecteurs du virus de la fièvre de la vallée du Rift à Barkedji de 1990 à 1995.

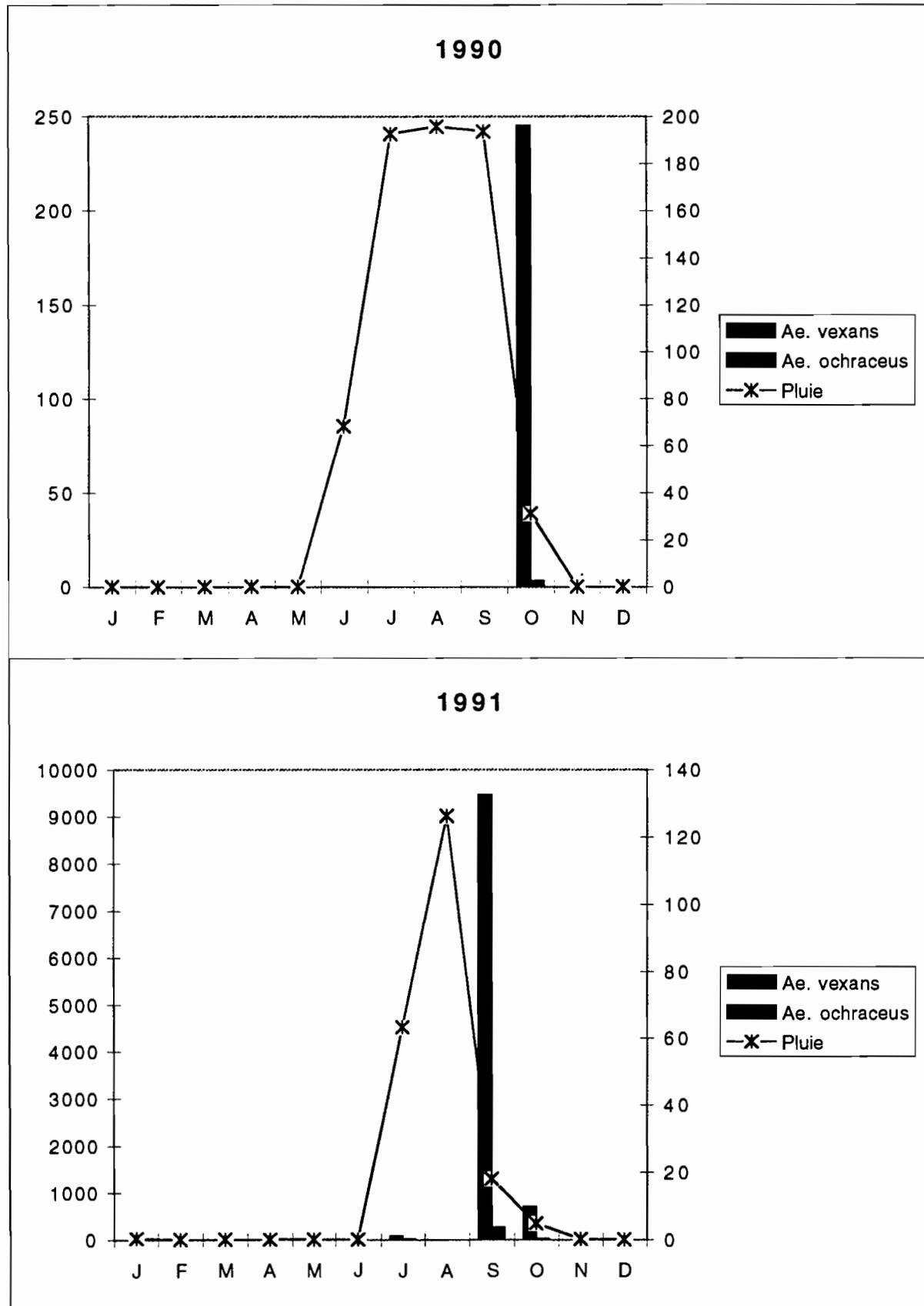


Figure A41: Variations mensuelles des vecteurs du virus de la fièvre de la vallée du Rift à Barkedji de 1990 à 1995.

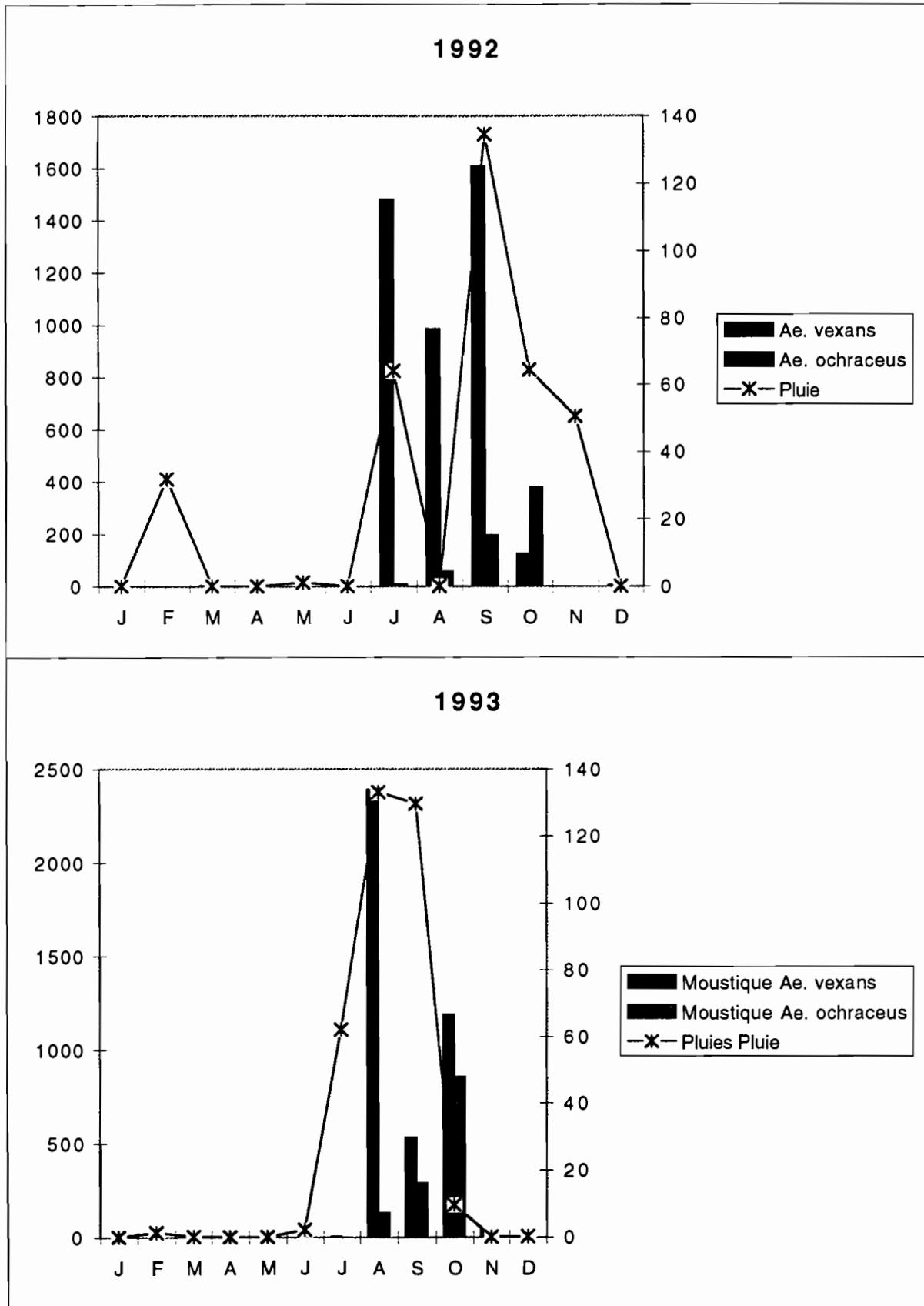


Figure A41: Variations mensuelles des vecteurs du virus de la fièvre de la vallée du Rift à Barkedji de 1990 à 1995.

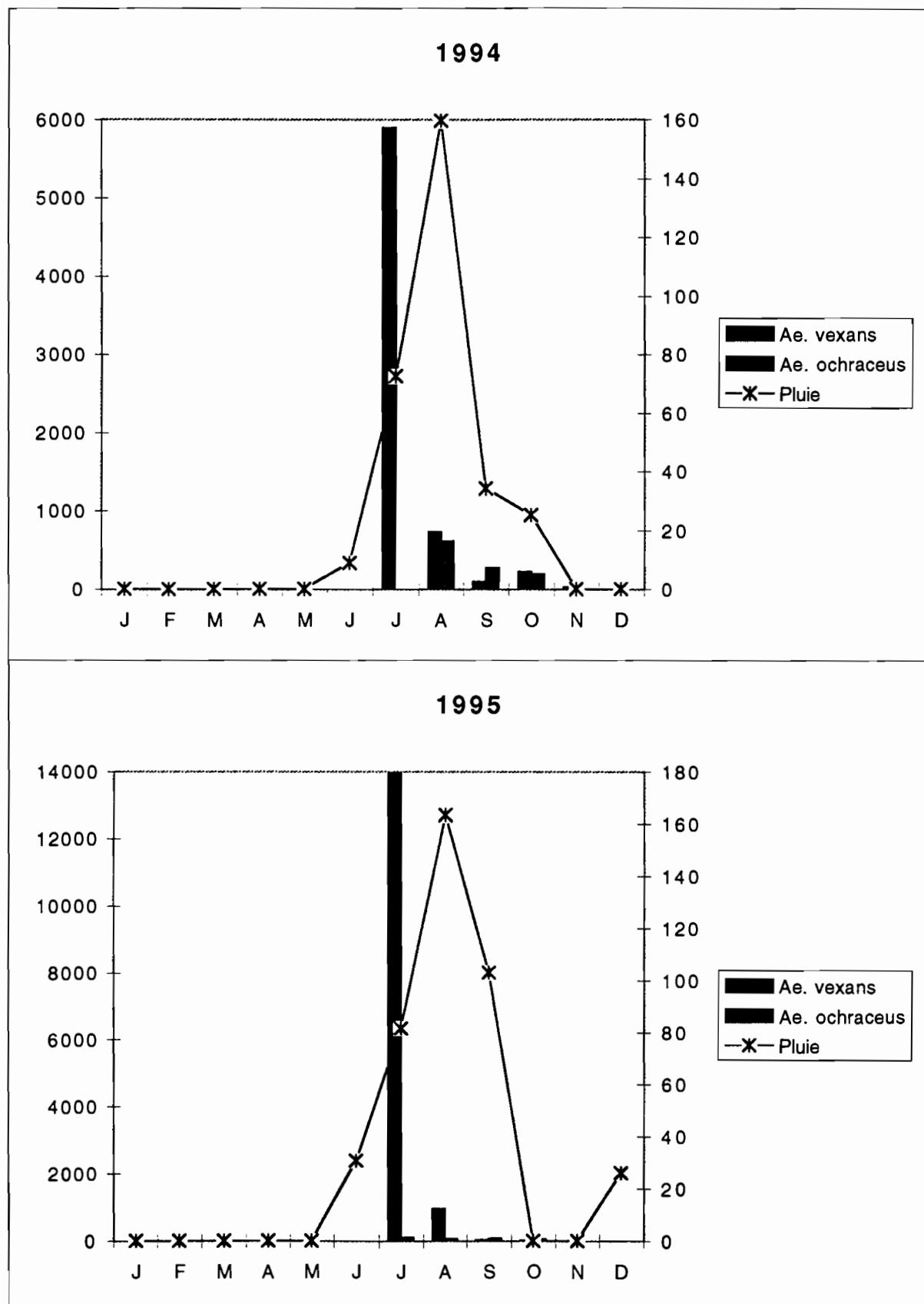


Figure A41: Variations mensuelles des vecteurs du virus de la fièvre de la vallée du Rift à Barkedji de 1990 à 1995.

Les Culex vecteurs du virus Bagaza à Barkedji de 1990 à 1995

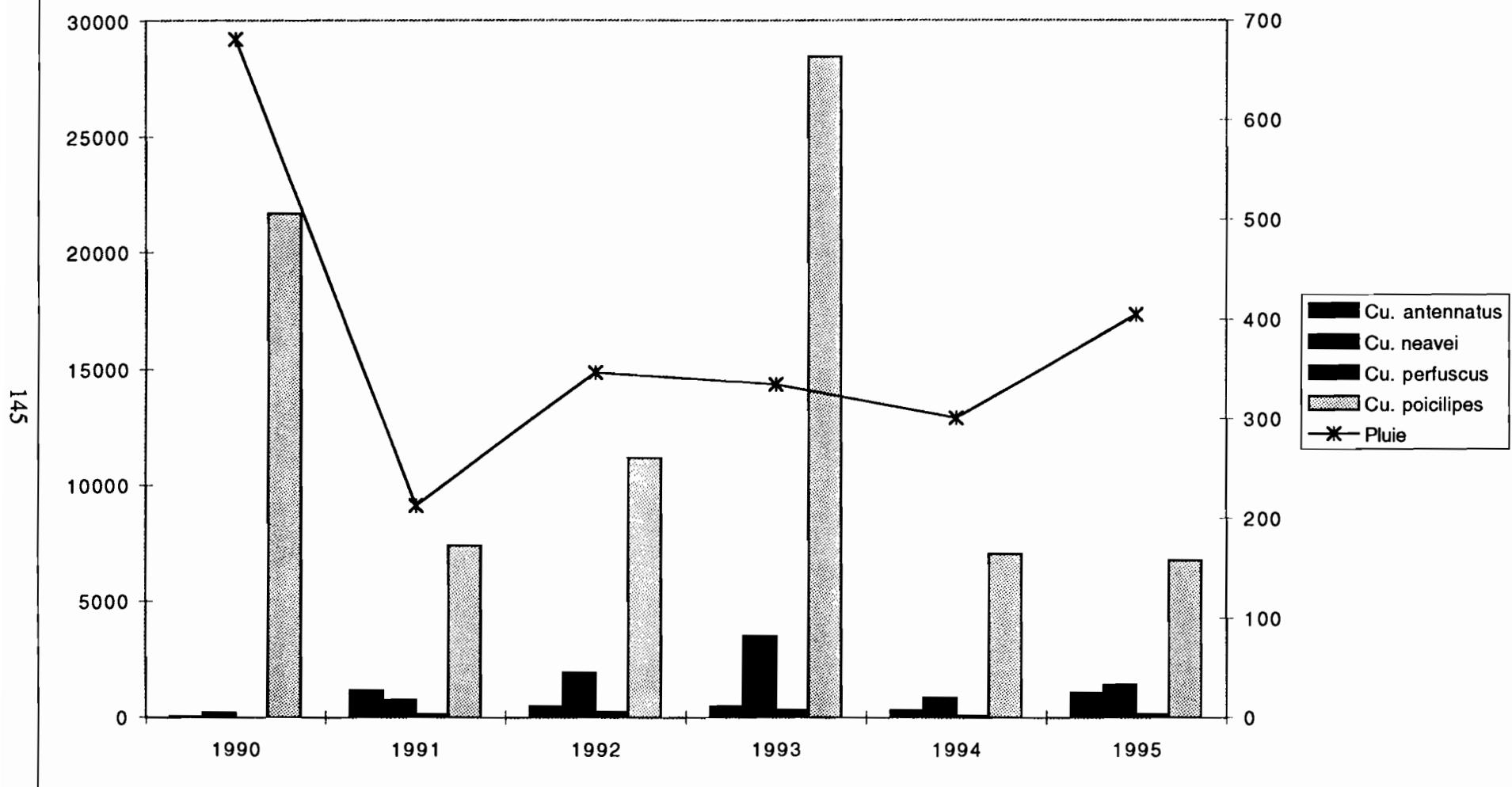


Figure A42: Variations annuelles des Culex vecteurs du virus Bagaza à Barkedji de 1990 à 1995 (1).

Les vecteurs du virus Bagaza à Barkedji de 1990 à 1995 (

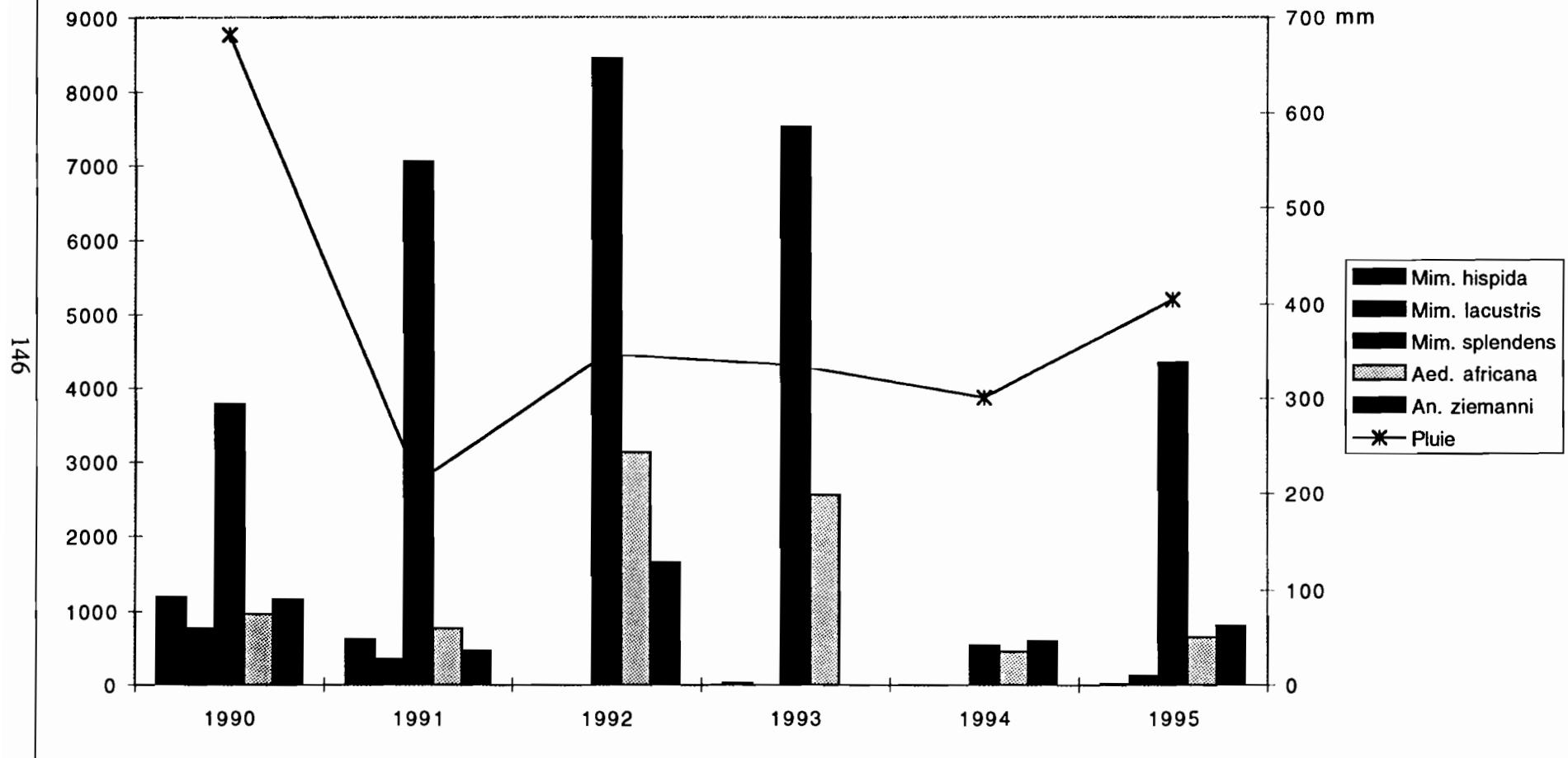
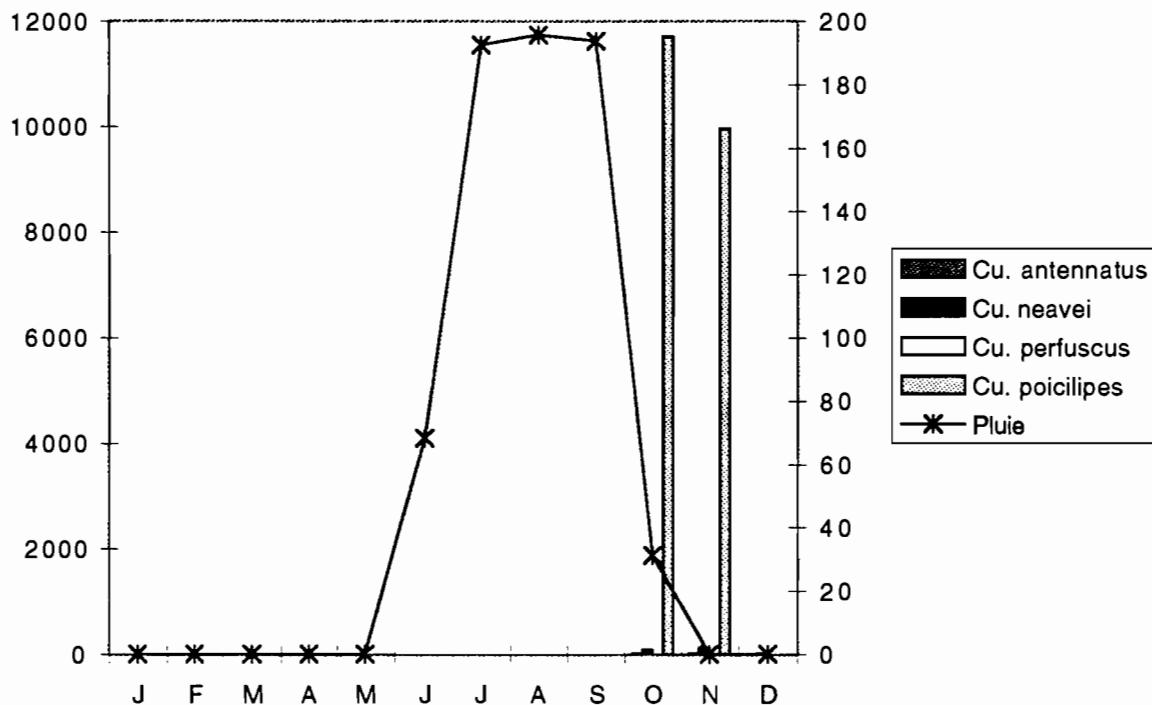


Figure A43: Variations annuelles des vecteurs de Bagaza à Barkedji de 1990 à 1995 (2).

1990 (1)



1991 (1)

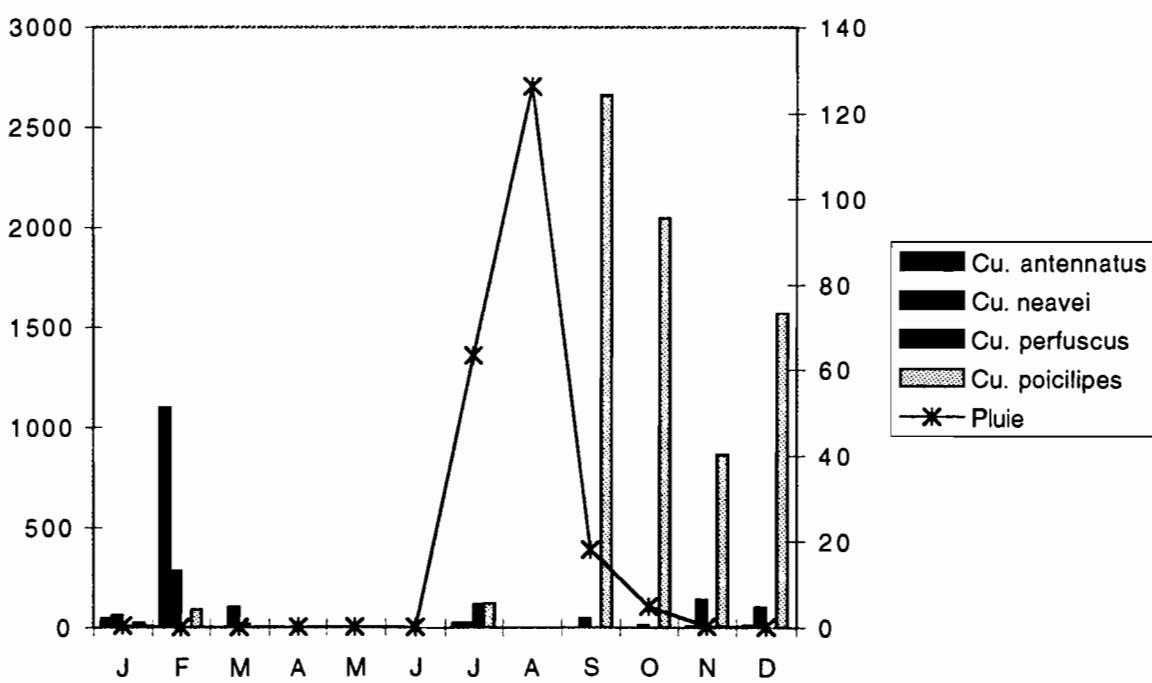


Figure A44: Variations mensuelles des Culex vecteurs du virus Bagaza à Barkedji de 1990 à 1995 (1).

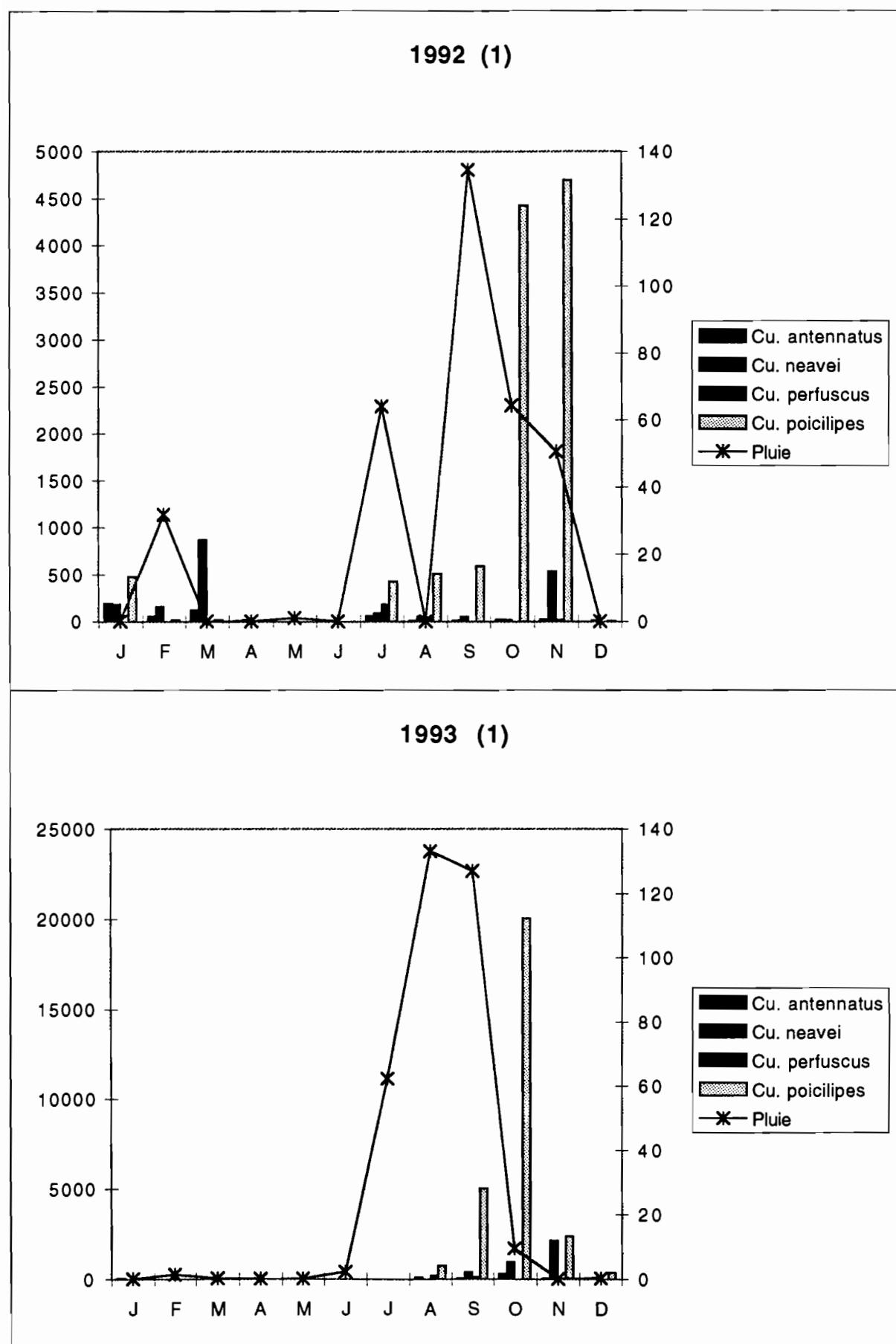
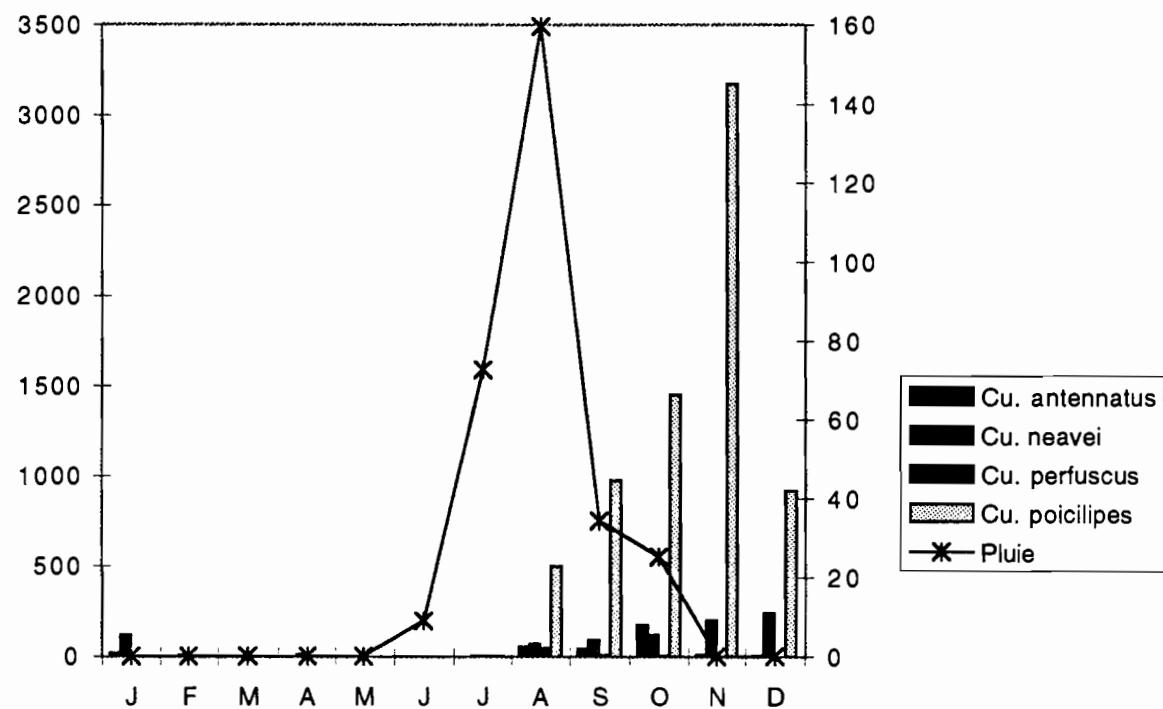


Figure A44: Variations mensuelles des Culex vecteurs du virus Bagaza à Barkedji de 1990 à 1995 (1).

1994 (1)



1995 (1)

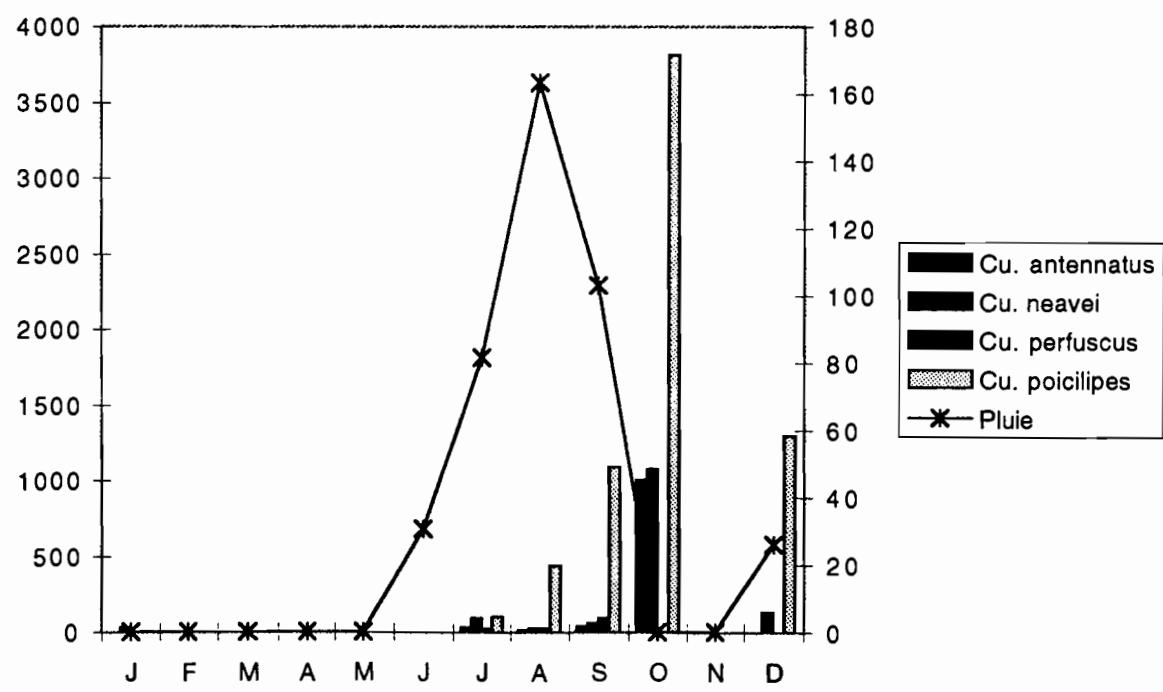
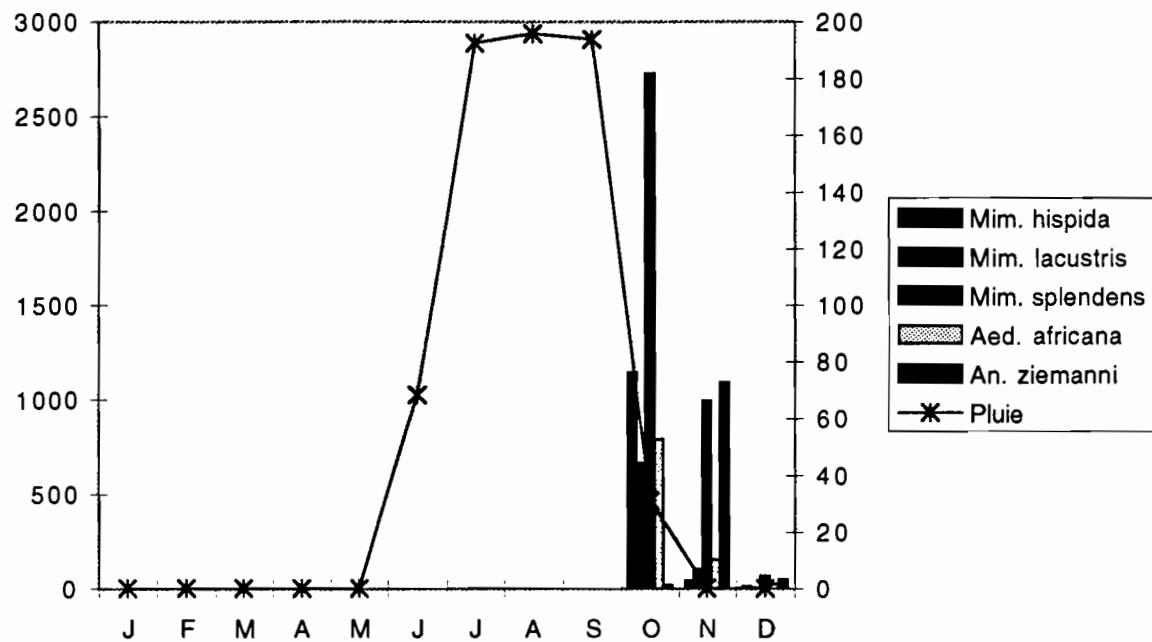


Figure A44: Variations mensuelles des Culex vecteurs du virus Bagaza à Barkedji de 1990 à 1995 (1).

1990 (2)



1991 (2)

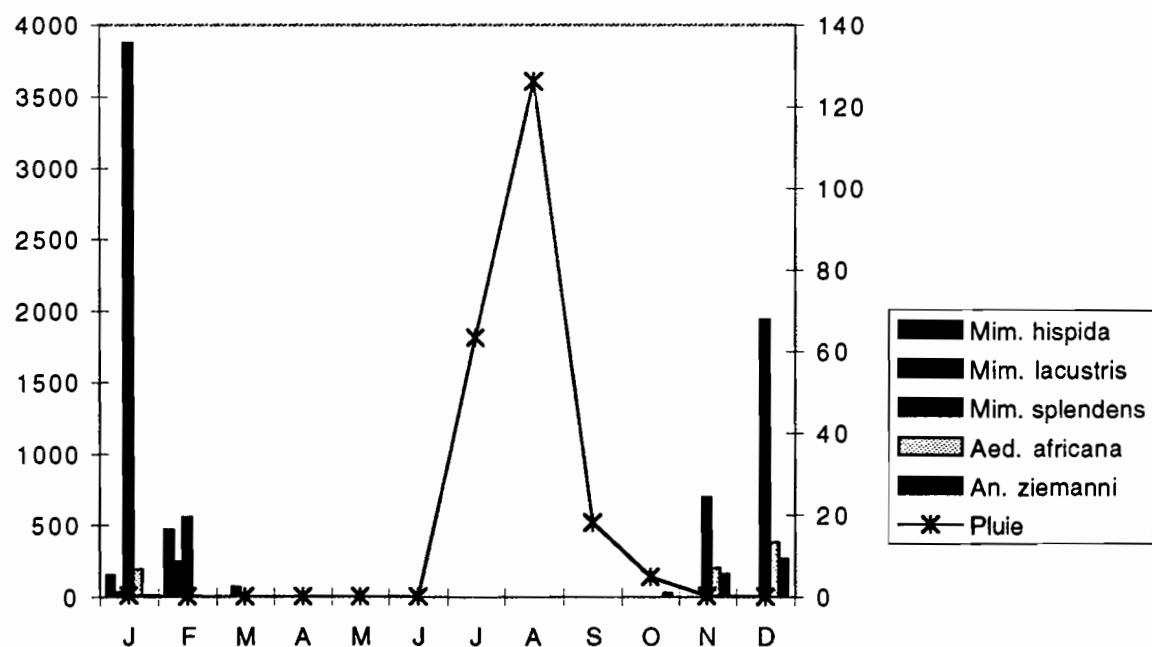
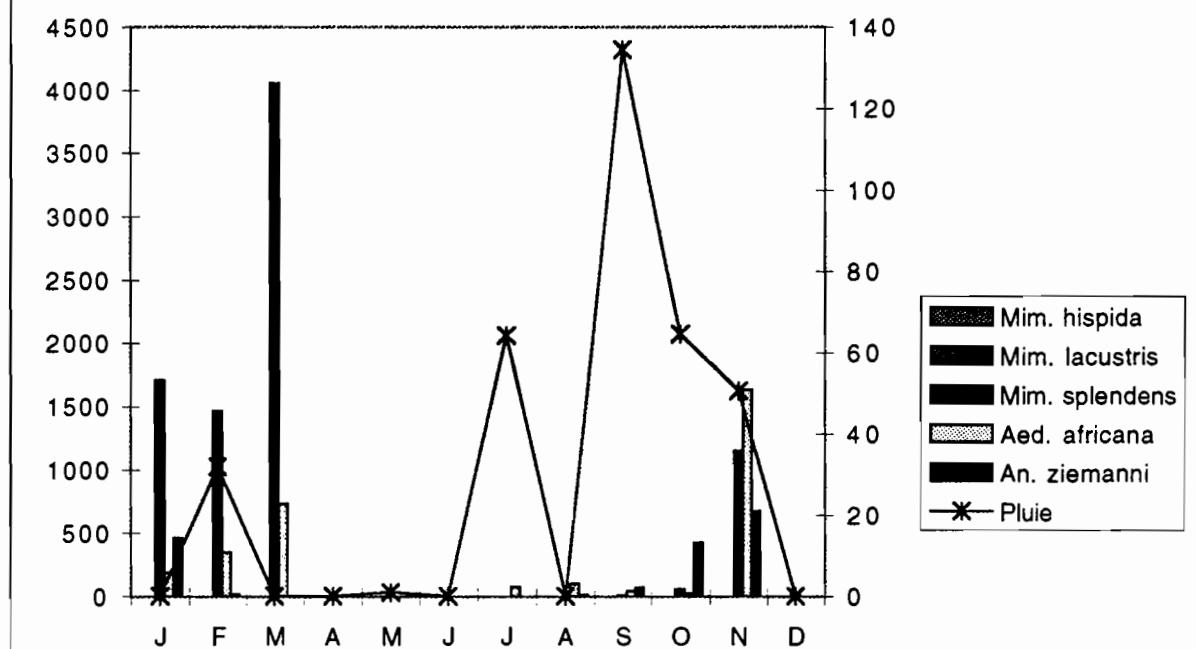


Figure A45: Variations mensuelles des vecteurs de Bagaza à Barkedji de 1990 à 1995
(2).

1992 (2)



1993 (2)

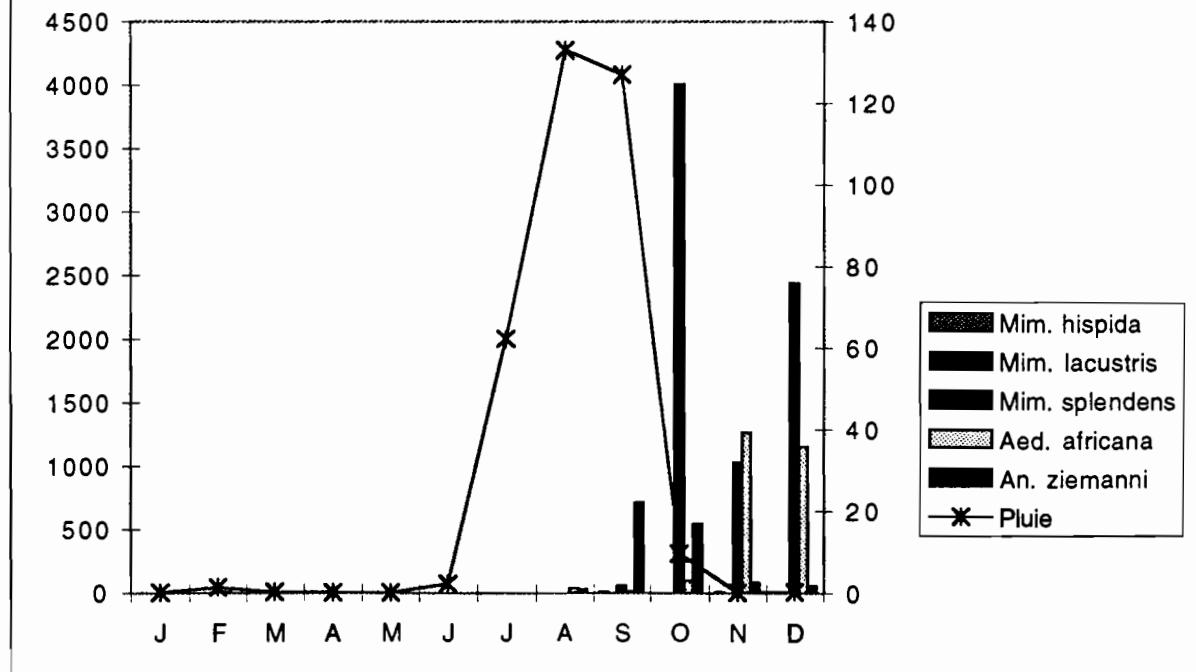
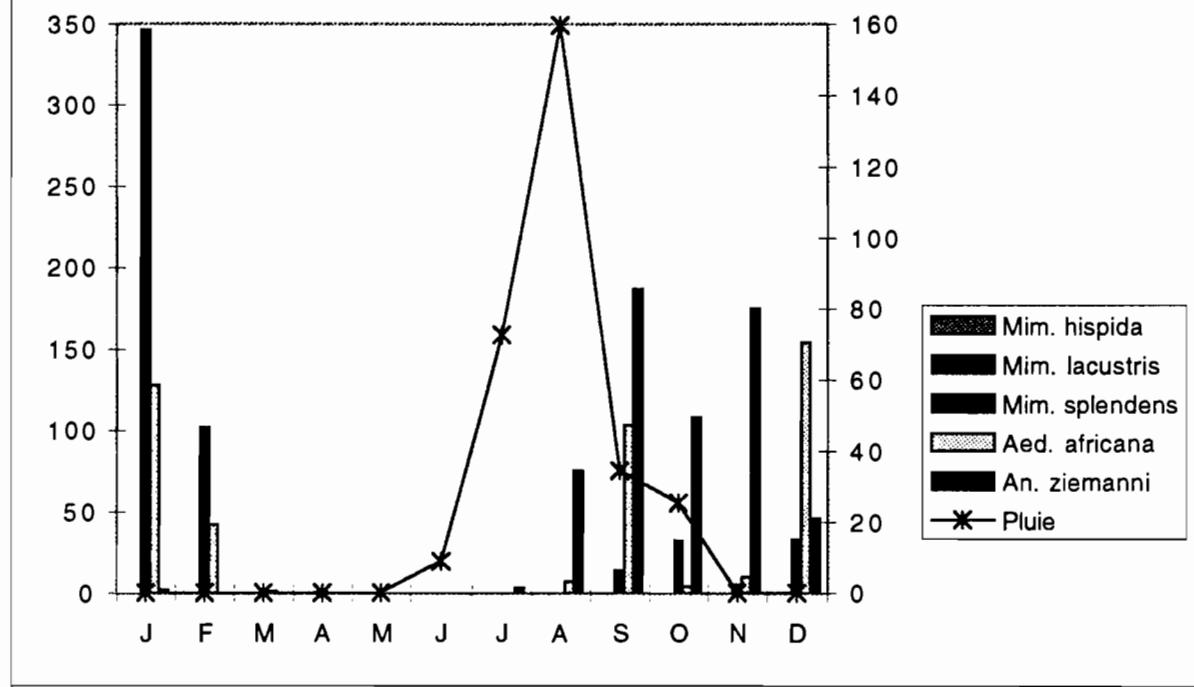


Figure A45: Variations mensuelles des vecteurs de Bagaza à Barkedji de 1990 à 1995
(2).

1994 (2)



1995 (2)

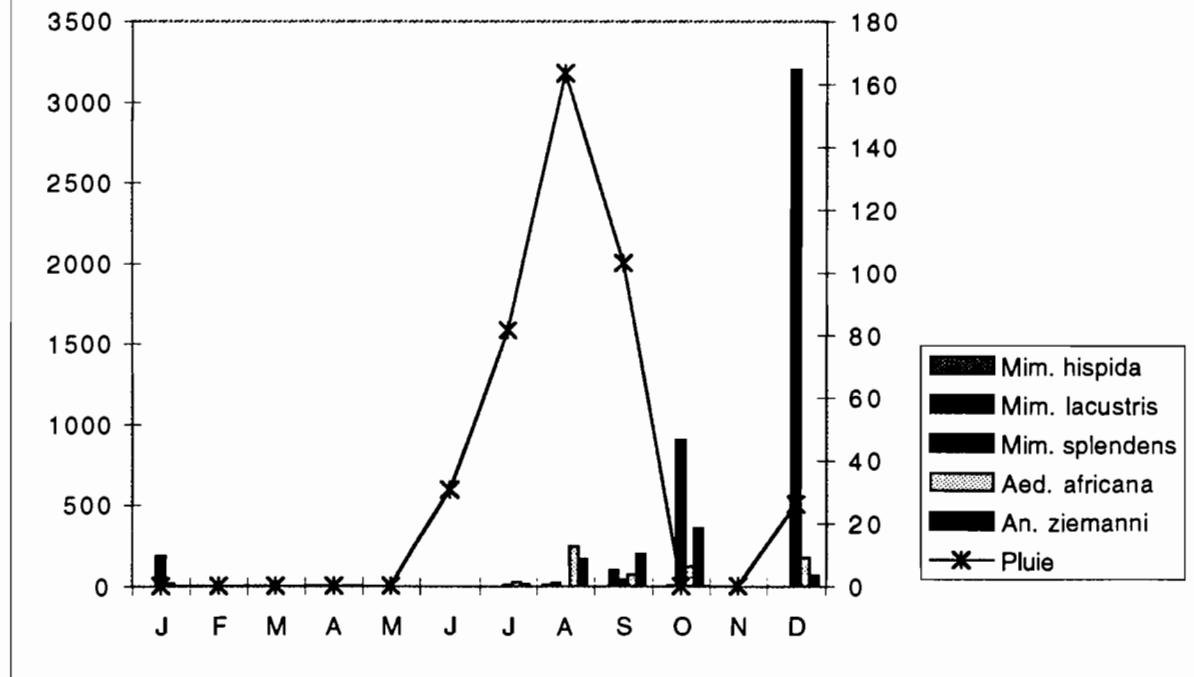


Figure A45: Variations mensuelles des vecteurs de Bagaza à Barkedji de 1990 à 1995 (2).

**SARL LA GOUTTE D'ENCRE
34 000 MONTPELLIER - FRANCE
04-67-65-30-96**