

SOMMAIRE

INTRODUCTION	1
I- GENERALITES SUR LES CHIROPTERES	3
II- PERIODE D'ETUDE	5
III- MILIEUX D'ETUDE	5
III-1- DESCRIPTION GENERALE DU PARC NATIONAL D'ANKARAFANTSIKA	6
III-2- DESCRIPTION GENERALE DU PARC NATIONAL DE NAMOROKA	9
IV- MATERIELS ET METHODES	12
IV-1- HABITATS ET SITES D'ETUDE	12
IV-2- MODE DE CAPTURE DES CHAUVES-SOURIS	12
IV-3- IDENTIFICATION SYSTEMATIQUE DES INDIVIDUS CAPTURES	13
IV-4- DETERMINATION DU SEXE ET ETAT DE REPRODUCTION	13
IV-5- ENQUETE ET OBSERVATION DIRECTE	14
IV-6- METHODE DE DETECTION ULTRASONIQUE	14
IV-7- MODE DE CAPTURE DES PROIES	15
IV-8- ANALYSE ET TRAITEMENT DES DONNEES	16
V- RÉSULTATS ET INTERPRÉTATIONS	19
V-1- CARACTERISTIQUES DES ESPECES INVENTORIEES	19
V-2- DIVERSITE DES COMMUNAUTES DE CHAUVES-SOURIS	24
V-3- ANALYSE DES ACTIVITES DANS LES DEUX PARCS	27
V-4- DIVERSITES DES PROIES DANS LES DEUX PARCS	28
V-5- VARIABILITE SELON LES TROIS TYPES D'HABITATS	28
VI- DISCUSSION	35
VI-1- EFFICACITE DES METHODES UTILISEES	35
VI-2- DIVERSITE SPECIFIQUE	36
VI-3- ABONDANCE RELATIVE DES ESPECES CAPTUREES	38
VI-4- CHOIX DES HABITATS	39
VI-5- ACTIVITES DES CHAUVES-SOURIS INSECTIVORES	41
VI-6- ABONDANCE DES PROIES DISPONIBLES.	41
VI-7- MENACES	42
VI-8- CONSERVATION	42
CONCLUSION ET RECOMMANDATION	44
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	45

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Liste de Chiroptères recensées dans les deux Parcs Nationaux. -----	20
Tableau II : Résultat des analyses morphométriques. -----	23
Tableau III : Données morphométriques de deux espèces. -----	23
Tableau IV : Abondance relative des espèces capturées dans les deux Parcs. -----	26
Tableau V : Abondance relative des proies dans les deux Parcs -----	28
Tableau VI : Les espèces capturées dans les trois types d'habitats. -----	29
Tableau VII : Diversité de Chiroptères avant et après l'investigation. -----	37

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Carte situant les deux Parcs Nationaux dans la Région Boeny. -----	5
Figure 2 : Carte situant le Parc National d'Ankarafantsika et les différents sites d'étude exploités par Madagasikara Voakajy. -----	7
Figure 3 : Carte situant le Parc National de Namoroka et les différents sites d'étude exploités par Madagasikara Voakajy. -----	10
Figure 4 : Courbe cumulative des espèces capturées dans les deux Parcs Nationaux par unité d'effort (nuit de capture). -----	25
Figure 5 : Moyenne des nombres des activités par nuit dans les Parcs Nationaux. -----	27
Figure 6 : Les proies disponibles dans les trois types d'habitats -----	29
Figure 7 : Courbe cumulative des espèces capturées dans les formations intactes. -----	30
Figure 8 : Le nombre moyen des activités par nuit dans les formations intactes. -----	31
Figure 9 : Courbe cumulative des espèces capturées dans les formations dégradées. -----	32
Figure 10 : Nombre moyen des activités par nuit dans les formations dégradées. -----	32
Figure 11 : Courbe cumulative des espèces capturées dans les champs de cultures. -----	33
Figure 12 : Nombre moyen des activités par nuit dans les champs de cultures. -----	34

LISTE DES ANNEXES

Annexe 1 : Figure du diagramme ombrothermique de la station forestière d'Ampijoroa.	I
Annexe 2 : Figure du diagramme ombrothermique de la Station de Soalala de 1951 à 1980.	I
Annexe 3 : Figure d'un filet japonais (vu profil et oblique) montrant les poches.	II
Annexe 4 : Figure d'un piège malaise d'après Finnemore, M. et P. W. Richardson. 1999.	II
Annexe 5 : Figures montrant la méthode d'extraction des individus capturés.	III
Annexe 6 : Figures de la prise de mesure chez les chauves-souris.	IV
Annexe 7 : Figure montrant le principe de l'écholocalisation des chauves-souris.	IV
Annexe 8 : Figure du détecteur ultrasonique.	IV
Annexe 9 : Figure illustrant les espèces de chauve-souris recensées.	V
Annexe 10 : Tableau montrant la fiche de mesure complète des Chiroptères.	VII
Annexe 11 : Tableau montrant la fiche technique pour l'identification des insectes capturés.	VIII
Annexe 12 : Tableau montrant les valeurs de U de Mann-Whitney $P = 0.05$	IX
Annexe 13 : Exemple illustrative du test de Mann-Whitney.	IX
Annexe 14 : Tableau de la liste des chiroptères recensés à Madagascar.	XI
Annexe 15 : Tableau de l'abondance relative des proies dans les formations intactes.	XIII
Annexe 16 : Tableau de l'abondance relative des proies dans les formations dégradées.	XIII
Annexe 17 : Tableau de l'abondance relative des proies dans les champs de culture.	XIII
Annexe 18 : Clé de détermination des six Familles de chauve-souris de Madagascar.	XIV
Annexe 19 : Photo des trois espèces (<i>M. goudoti</i> , <i>M. manavi</i> , <i>T. furculus</i>).	XV

INTRODUCTION

Madagascar est reconnu comme l'une des priorités mondiales en matière de conservation de la biodiversité. Puisque, les taux d'endémisme de nombreux groupes d'organismes sont exceptionnellement élevés tel est le cas des chauves-souris. En effet, 31 parmi les 43 espèces connues sont endémiques correspondant à 72% (Goodman, 2011). Or l'île verte d'autrefois est actuellement devenue l'île rouge à cause de la déforestation par le *tavy*, la forêt n'occupant plus que 9,9% de sa surface (Meyers *et al.*, 2000). Cependant, la forêt procure un lieu de perchage et un lieu de chasse pour les chauves-souris (Hutson *et al.*, 2001). La forêt renferme aussi leurs ressources alimentaires (Rajeriarison *et al.*, 2000).

L'Ordre des Chiroptères se divise en deux sous-ordres : Yinpterochiroptera et Yangochiroptera. Le premier regroupe deux familles dont Pteropodidae et Hipposideridae tandis que le second est composé de six familles pour Madagascar : Emballonuridae, Nycteridae, Vespertilionidae, Miniopteridae, Myzopodidae et Molossidae (Annexe 1). La famille des Pteropodidae est composée de trois espèces qui ont un régime alimentaire frugivore et jouent un rôle écologique important dans la régénération forestière par la pollinisation et dans la dispersion des graines (Mickelburgh *et al.*, 1992 ; Andriafidison, 2004 ; Andrianaivoarivelo, 2004). Par contre, la famille Hipposideridae et tous les membres de Yangochiroptera sont insectivores, ainsi ils régularisent la population des insectes nocturnes, vu qu'ils ont une mœurs nocturne ou crépusculaire (Hutson *et al.*, 2001). Les chauves-souris utilisent plusieurs variétés de gîtes tels que les dessus des feuillages, les branches, les trous d'arbres, sous les toitures des maisons, les mines abandonnées et les grottes qui leur assurent les conditions nécessaires à leur survie (Kalko, 1998 ; Hutson *et al.*, 2001).

Actuellement, 43 espèces de chauves-souris sont recensées à Madagascar : sept appartiennent au sous-ordre des Yinpterochiroptera et 36 à celui des Yangochiroptera (Jones et Teeling, 2006 ; Racey *et al.*, 2009). Soulignons que la conservation à Madagascar est limitée par l'insuffisance des connaissances à leur sujet particulièrement sur leur écologie, leur biologie, leur systématique, leur endémicité et leur répartition géographique. Donc les Chiroptères de Madagascar offrent un intérêt scientifique considérable de par leur grande diversité et par les récentes découvertes de nouvelles espèces (Goodman *et al.*, 2008). Dernièrement, des travaux de recherche ont révélé que, parmi les écosystèmes malgaches, la richesse spécifique est plus élevée dans la région Ouest comparés à la région de l'Est (Goodman *et al.*, 2005a). C'est à dire que les trois-quarts des chauves-souris recensées à Madagascar sont présents dans l'Ouest bien que les

recherches effectuées dans l'Est soient plus importantes (Goodman *et al.*, 2005a). Et signalons qu'en 1990, il ne reste que 3% seulement de la forêt tropicale sèche originelle (Smith, 1997). Ainsi, les Aires protégées sont menacées par la dégradation massive des habitats et l'exploitation des terrains en champ de culture.

La région de l'Ouest est caractérisée par une forêt dense sèche caducifoliée et présente des formations de type karstique privilégié par la présence de nombreuses grottes et ces caractéristiques sont rencontrées dans le Parc National de Namoroka (Eger et Mitchell, 2003). Il y a aussi la formation de type sableux rencontré dans le Parc National d'Ankarafantsika, considéré comme l'une des deux plus grandes forêts de l'Ouest de Madagascar en superficie (Alonso et Hannah, 1997). De plus, la connaissance de la richesse chiroptérologique de la région de l'Ouest est loin d'être close, surtout pour les chauves-souris insectivores. Voilà les raisons qui ont poussées à choisir les deux Parcs Nationaux pour cette étude. En ce qui concerne le Parc National de Namoroka, l'accessibilité est assez difficile d'où la rareté des études effectuées dans cette zone.

Cette étude se focalisera ainsi, d'une part, sur la richesse et la comparaison de la diversité spécifique dans les deux sites à végétation sèche caducifoliée. Les deux sites étant particulièrement de structure géologique différente, en déterminant la composition spécifique, l'abondance de chauves-souris insectivores et habitats visités. D'autre part, sur la compréhension de la sélection et de l'utilisation des habitats par ces animaux, en étudiant les variations de leurs activités dans les deux Parcs Nationaux.

Les objectifs spécifiques de cette étude visent ainsi à :

- Compléter la connaissance de la diversité spécifique des chauves-souris dans les deux Parcs Nationaux : Ankarafantsika et Namoroka ;
- Déterminer les variations de leurs activités au niveau des deux Parcs Nationaux en fonction des différents types d'habitats dont la formation intacte, la formation dégradée et l'espace ouvert tel que le champ de culture ;
- Connaître les proies disponibles dans les sites;
- Proposer des mesures de conservation des chauves-souris dans les sites d'étude ;

Le contenu de cette mémoire d'abord les généralités sur les Chiroptères, la période d'étude, la description des milieux d'étude, les méthodes utilisées, les résultats et leurs interprétations. Enfin, la discussion de ces résultats avant de tirer des conclusions et des perspectives de recherche à venir.

I- GENERALITES SUR LES CHIROPTERES

Les chauves-souris à écholocation possèdent une expansion de peau en avant du pavillon de l'oreille, c'est le tragus. D'autres espèces ont au-dessus des narines, des replis de peau appelés « feuilles nasales » qui sont des structures feuillues ou en trident. Que ce soit, le tragus ou le trident ont pour fonction essentielle de capter les signaux retours (échos) comme le font les sonars et les radars et ce processus porte le nom d'écholocation (Russ, 1999). Ce système d'écholocation consiste en une émission d'impulsions sonores appelées « ultrasons ». Les ultrasons sont des sons de haute fréquence, supérieure à 20 kHz, inaudibles à l'oreille humaine, produits par la contraction des muscles au niveau du larynx et sont émis par la bouche ou le nez selon les espèces (Fenton, 1999). En effet, cet écho renvoyé par les obstacles est capté par le tragus ou par les feuilles nasales selon les espèces et transféré puis analysé par le système nerveux et forme une image acoustique de leur environnement servant ainsi pour l'orientation (Neuweiler, 2000 ; Taylor, 2000). Les échos renseignent ainsi l'animal sur leur environnement, les obstacles, la nature et la distance de leur proie (Fenton, 1982 ; Garbutt, 1999). Ainsi, le principe de l'écholocation consiste à émettre un son bref par un animal; si les ondes sonores rencontrent un obstacle sur leur trajet, elles réfléchiront vers la source sonore (Annexe 8). Les propriétés physiques des sons émis varient de façon caractéristique d'une espèce à l'autre (Fenton, 1999). Les yeux minuscules sont fonctionnels, mais les Yangochiroptera et quelques espèces appartenant au sous-ordre des Yinpterochiroptera se servent de l'écholocation pour s'orienter (Altringham et Fenton, 2003).

Une position systématique est obtenue par la clé de détermination basée sur la structure de la queue, des oreilles, du nez et des pieds et les genres et les espèces par la longueur de l'avant-bras, la forme des tragus, le rapport entre les phalanges et la longueur des oreilles (Russ et *al.* 2003). De plus, selon Neuweiler (2000) la distinction des Chiroptères est basée selon la taille, le crâne et la denture. Mais récemment sur le plan systématique, une étude en phylogénétique fondée sur des données moléculaires ont révélée qu'il y a six familles pour le sous-ordre des Yinpterochiroptera et 12 familles dans les Yangochiroptera (Jones et Teeling, 2006). Concernant la position systématique des chauves-souris Malagasy, elle a deux familles dans le sous-ordre des Yinpterochiroptera et six familles dans le sous-ordre des Yangochiroptera (voir page 4). Au dernier recensement Madagascar possède 43 espèces de chiroptères (Annexe 14).

Selon Kunz (1982), lors d'une révision de l'écologie des gîtes des chauves-souris, les étendues de forêts (primaire ou secondaire régénérée) et les zones boisées sont des habitats clés. Les milieux aquatiques et les zones humides sont favorables comme lieux de chasse pour certaines espèces grâce à leur richesse en insectes. Ils utilisent aussi les grands arbres, les fissures, et les grottes comme gîte (Mickelburgh *et al.*, 1992).

Le temps d'émergence des chauves-souris pour la chasse est environ une demi-heure après le coucher du soleil, en étant seul ou en colonie (Vaughan, 1977 ; Rakotondramanana, 2004). Quelquefois, plusieurs espèces de chauves-souris vivent en sympatrie en utilisant des abris protégés tels que les grottes.

75% des chauves-souris à écholocation sont insectivores, pour Madagascar, celles qui appartiennent au sous-ordres des Yangochiroptera et la famille des Hipposideridae du sous-ordre des Yinpterochiroptera sont toutes insectivores (Russ *et al.*, 2003). Mais les espèces de la famille des Pteropodidae, issues du sous-ordre des Yinpterochiroptera, ont un régime végétarien et se nourrissent de pollen, de nectar, de fruit et de feuilles (Andriafidison, 2004 ; Andrianaivoarivelo, 2004). D'autre régime alimentaire existe par exemple, les piscivores qui consomment des poissons (Exemple : *Noctilio leporinus*, Noctilionidae) (Hutson *et al.*, 2001). Pour les espèces insectivores, à régime et espèces variées, elles ont la potentialité de régulariser la population des insectes nocturnes, comme la densité des moustiques (Kalko, 1998 ; Hutson *et al.*, 2001 ; Goodman *et al.*, 2005b). En effet, une chauve-souris peut consommer une quantité d'insectes supérieure à 1,5 fois son poids, en une nuit (Neuweiler, 2000).

Position systématique

REGNE :	ANIMAL	
PHYLUM :	CHORDES	
EMBRANCHEMENT :	VERTEBRES	
SOUS-EMBRANCHEMENT :	GNATHOSTOMES	
CLASSE :	MAMMIFERES	
ORDRE :	CHIROPTERES	
SOUS-ORDRE :	YINPTEROCHIROPTERA	YANGOCHIROPTERA
FAMILLE:	PTEROPODIDAE	EMBALLONURIDAE
	HIPPOSIDERIDAE	MYZOPODIDAE
		NYCTERIDAE
		VESPERTILIONIDAE
		MOLOSSIDAE
		MINIOPTERIDAE

Source : Jones, G. et E. C. Teeling.2006. The evolution of echolocation in bats. *TRENDS in Ecology and Evolution* **21(3)** : 151-156.

II- PERIODE D'ETUDE

Deux investigations ont été menées dans le Parc National d'Ankarafantsika : du 13 mars au 6 avril 2004 correspondant à la fin de la saison de pluie et du 16 novembre au 2 décembre 2004 coïncidant avec le début de la saison de pluie. Le taux d'humidité durant les deux descentes sur terrain se trouve au même niveau juste séparé par plusieurs mois secs. La troisième investigation s'est tenue dans le Parc National de Namoroka : du 12 octobre au 2 novembre 2004 durant le début de la saison de pluie. Une seule descente a été effectuée dans le Parc National de Namoroka faute d'accès pour rejoindre cette zone vers la fin de la saison de pluie.

III- MILIEUX D'ETUDE

Les sites d'étude se localisent dans l'écorégion de l'Ouest et plus précisément dans la Région Boeny comme le montre la carte (Figure1). Ils sont caractérisés par une forêt dense sèche caducifoliée. La forêt sèche d'Ankarafantsika pousse sur un sol sableux pauvre en eau (Rendigs et Radespiel, 2003). Le parc fait partie des plus larges étendues de forêts denses sèches caducifoliées restantes de la partie Ouest Malgache (Alonso *et al.*, 2002). Concernant le PN de Namoroka, il est caractérisé par un plateau de type calcaire nommé " Tsingy bas " et la présence de nombreuses grottes (Eger et Mitchell, 2003).

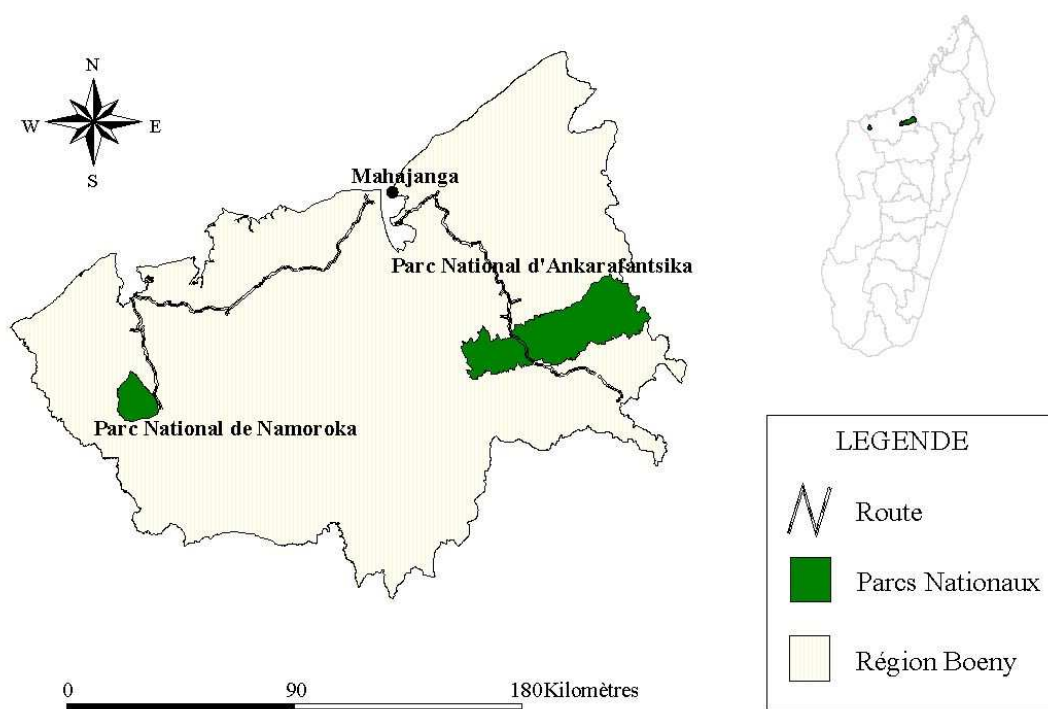


Figure 1: Carte situant le Parc National d'Ankarafantsika et le Parc National de Namoroka dans la Région Boeny (Source : Madagasikara Voakajy, 2009).

III-1- DESCRIPTION GENERALE DU PARC NATIONAL D'ANKARAFANTSIKA

III-1-1- Historique

Dans le but de protéger la faune et la flore ce site a été créé. Il est composé de deux Aires Protégées contiguës : la Réserve Naturelle Intégrale n°7 d'Ankarafantsika, créée le 31 décembre 1927 avec une superficie de 60 000 ha et la Station Forestière d'Ampijoroa, créée à son tour le 24 décembre 1929 occupant une surface de 710 026 ha. Mais le 07 août 2002, Ankarafantsika a été déclaré officiellement « Parc National n°15 » avec une superficie de 130 026 ha (Alonso *et al.*, 2002).

III-1-2- Situation géographique

Situé entre les rivières de Betsiboka à l'Est et de Mahajamba à l'Ouest, le PNA est accessible par la Route Nationale numéro 4 (RN4) à 455 km d'Antananarivo et à 114 km de Mahajanga, s'étalant sur une superficie de 130.026 ha (Figure 2). Le Parc se localise entre le 16° 09' jusqu'à 16° 15' S et 46° 57' jusqu'à 46° 48'E (Alonso *et al.*, 2002).

III-1-3- Géomorphologie

La forêt dense d'Ankarafantsika se trouve sur des formations sédimentaires du bassin de Mahajanga. Ces formations sont caractérisées par la présence d'escarpement qui correspond à des failles d'érosion qualifiée de "lavaka" (Segalen *et al.*, 1956).

De l'Est vers l'Ouest les plus importantes rivières sont : Androtra, Ambodimanga, vavan'Ampijoroa, vavan'i Marovoay, Karambo et Andranomiditra. Le Parc contient un nombre important de lacs dont ceux de Ravelobe, Antsilamba, Antsiloky, Tsimaloto, Ankomakoma et Komandria et de nombreuses zones marécageuses à l'extrême Est et Ouest du Parc.

III-1-4- Climat

Le climat est chaud et pluvieux caractérisé par une longue période sèche (mai - octobre) alterné par une période humide (novembre - avril). Les températures maximale et minimale sont respectivement de 37,7°C et de 15,4°C (1997-1998). Le diagramme ombrothermique de la Station forestière d'Ampijoroa (Annexe 1) montre huit mois secs (avril – octobre) et surtout du mois de mai au mois de septembre la pluie y est absente. La précipitation maximale est enregistrée aux mois de janvier et février, avec une précipitation moyenne de 435,35 mm ; la moyenne annuelle peut atteindre 1471,5mm/an (Source : Durell Wild Conservation Trust Ampijoroa).

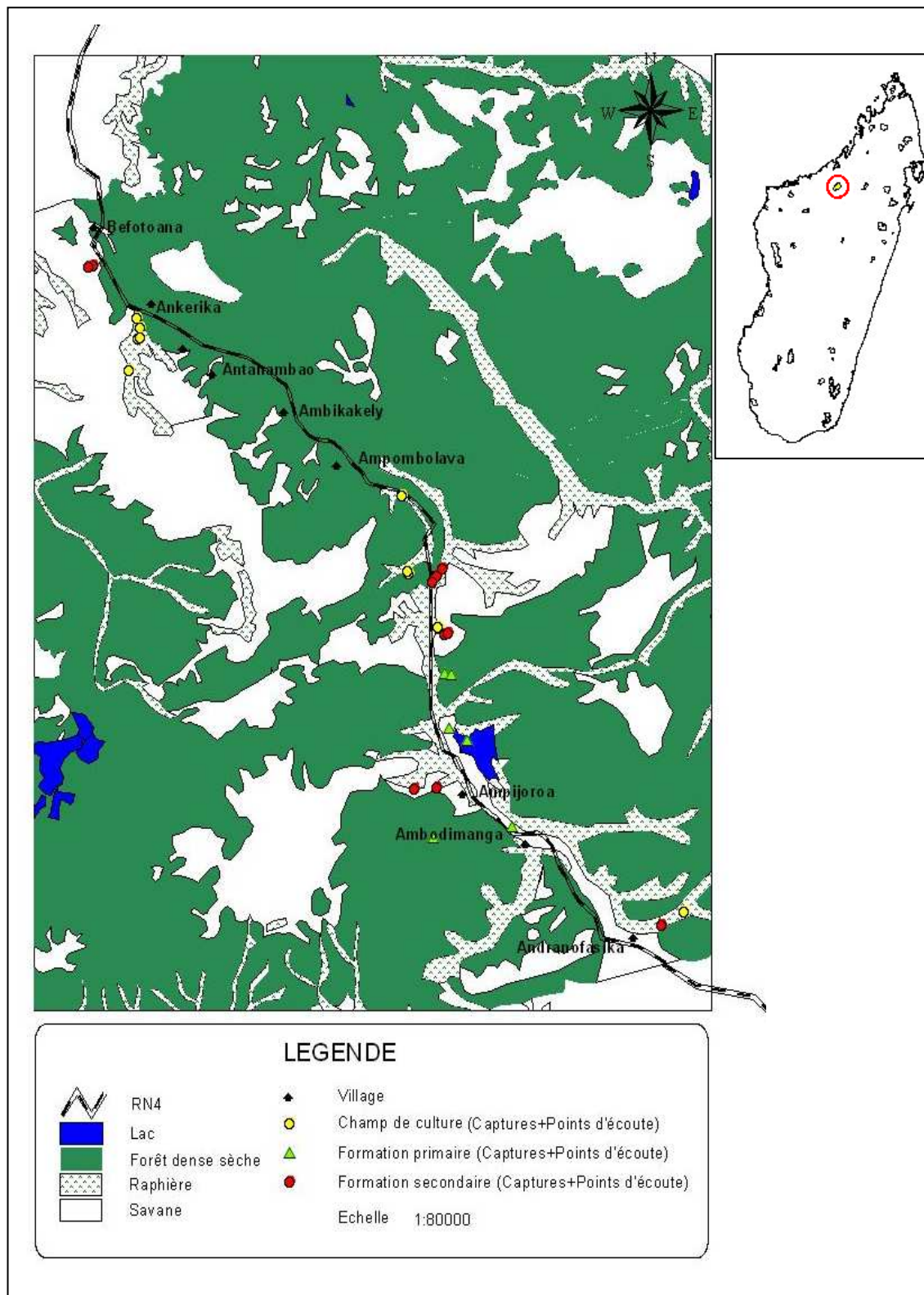


Figure 2 : Carte situant le Parc National d'Ankarafantsika et les différents sites d'étude exploités par Madagasikara Voakajy (Source : MNP).

III-1-5- Faune

Après des inventaires : 58% des oiseaux dans le parc sont endémiques de Madagascar correspondant à 130 espèces et certaines espèces sont rares et menacées : *Xenopirostris damii*, *Mesitornis variegata*. Parmi les espèces herpétologique, 86% des recensées sont endémiques (Ramananjatovo et Rabibisoa, 1997). Concernant les espèces d'amphibiens déterminées dans le parc, 75% sont endémiques (Ramananjatovo et Rabibisoa, 1997). On y trouve 30 espèces de mammifères dont 21 sont endémiques à Madagascar soit un taux d'endémicité de 70% (Razafy, 2000). Huit espèces de lémurien ont été recensées dont trois sont endémiques du Parc : *Microcebus ravelobensis* (Zimmermann et al., 1998), *Propithecus verreauxi coquereli*, *Eulemur mongoz* (Mittermeier et al., 1992, 1994 ; Tattersall, 1982). Parmi les six espèces de rongeurs, une est endémique du Parc, *Macrotrichomys ingens* (Rakotondravony et al., 1997). Le parc possède trois espèces de carnivores endémiques de Madagascar dont *Felis* sp., *Cryptoprocta ferox*, *Eupleres goudoti major* et une autre espèce introduite, *Viverricula indica*. Malgré les recherches sur les mammifères dans le parc pendant plus de quatre décennies, la communauté de chauve-souris n'a pas encore été étudiée en détail. Durant l'évaluation rapide dans le Parc en 1997, une seule espèce de chauve-souris a été capturée : *Hipposideros commersoni* (Rakotondravony et al., 1997). Une autre espèce a été recensée dans le Parc et c'est *Mops leucostigma* (Peterson et al., 1995). Selon Goodman et al., (2005) sept espèces de chauves-souris ont été recensées dans le PNA avant cette étude : *Eidolon dupreanum*, *Rousettus madagascariensis*, *Hipposideros commersoni*, *Taphozous mauritanus*, *Triaenops menamena* (Nom scientifique avant : *Triaenops rufus*), *Myzopoda schliemanni* (encore appelée avant : *Myzopoda aurita*), *Mops leucostigma*.

III-1-6- Flore

Concernant la végétation, le Parc abrite une flore riche et diversifiée : 287 espèces de plantes ligneuses et 154 espèces de plantes herbacées sont connues. La flore a un taux d'endémicité important allant de 82% pour les plantes herbacées à 92% pour les plantes ligneuses (Alonso et al., 2002). Les forêts du plateau d'Ankarafantsika sont parmi les plus larges étendues de forêts restantes de l'Ouest malgache. La végétation originale de la région de l'Ouest de Madagascar est constituée par une forêt dense sèche avec un degré d'aridité élevé provoquant une diversité de plante plus faible que celle de la région Est cependant le niveau d'endémisme est plus élevé (Chaperon et al., 1993 ; Mittermeier et al., 1997). Ainsi, le parc est d'une importance stratégique pour la conservation des forêts sèches de l'Ouest de Madagascar. Or les menaces causées par la production de charbon de bois, l'exploitation forestière, l'expansion du pâturage et la collecte de produits forestiers pèsent lourdement sur la végétation. Le surpâturage et les feux sur brulis entraînent une forte dégradation du sol. De ce fait, la végétation est envahie par l'ensablement. A chaque saison sèche, la végétation du parc est aussi exposée à de sévères pressions anthropiques (Alonso et al., 1997).

III-2- DESCRIPTION GENERALE DU PARC NATIONAL DE NAMOROKA

III-2-1- Historique

Afin de protéger la faune et la flore dans la zone de Namoroka, la Réserve Naturelle Intégrale (RNI) numéro 8 de Namoroka a été créée le premier juin 1966. C'est l'une des plus anciennes aires protégées de Madagascar. Le 7 août 2002, elle est devenue le Parc National numéro 17 de Tsingy de Namoroka (ANGAP, 2001).

III-2-2- Situation géographique

Le Parc National de Namoroka est situé dans la commune rurale de Vilanandro, du District de Soalala à 55 km au Sud, dans la Région Boeny et au Nord Ouest de Madagascar. Il s'étend entre 16° 21' jusqu'à 16° 33' Sud et 45° 16' jusqu'à 45° 25' Est. Le Parc a une superficie totale de 21 742 ha (<http://www.fondation-biodiversite.mg> 28 avril. 09).

III-2-3- Géomorphologie

Le Parc s'étend sur un vaste massif calcaire qui a évolué en *Tsingy* (crête acérée) à la suite d'une évolution de plusieurs millions d'années. C'est une formation particulière de 2000 ha et délimitée par des falaises de plusieurs dizaines de mètres. Ce type de formation n'existe à Madagascar que dans l'Ouest et le Nord (eg : Bemaraha et Ankarana).

Dans ces *Tsingy*, des galeries se forment et ressortent des sources et des rivières souterraines. Le Parc possède plusieurs points d'eau saisonnière ou permanente. On compte quatre rivières dont Ambatofolaka, Andriambe, Mandevy, Ambararata. Cette eau chargée de calcaire est aussi à l'origine des formations caractéristiques dans les grottes dont les stalactites et les stalagmites. Dans le reste du Parc, l'évolution du massif calcaire a donné les différentes formations dont les dalles affleurantes, les lapiez, les dolines, les dépressions et les plaines (ANGAP, 2001).

III-2-4- Climat

La région de Soalala et ses alentours, y compris le Parc National de Namoroka, sont soumis à un climat tropical sec, défini comme "bioclimatique subhumide chaud". De plus, ils subissent l'influence de la mousson, vent humide venant du Nord Ouest et de l'alizé, vent devenu chaud et sec par effet de foehn, venant de l'Est (ANGAP, 2000).

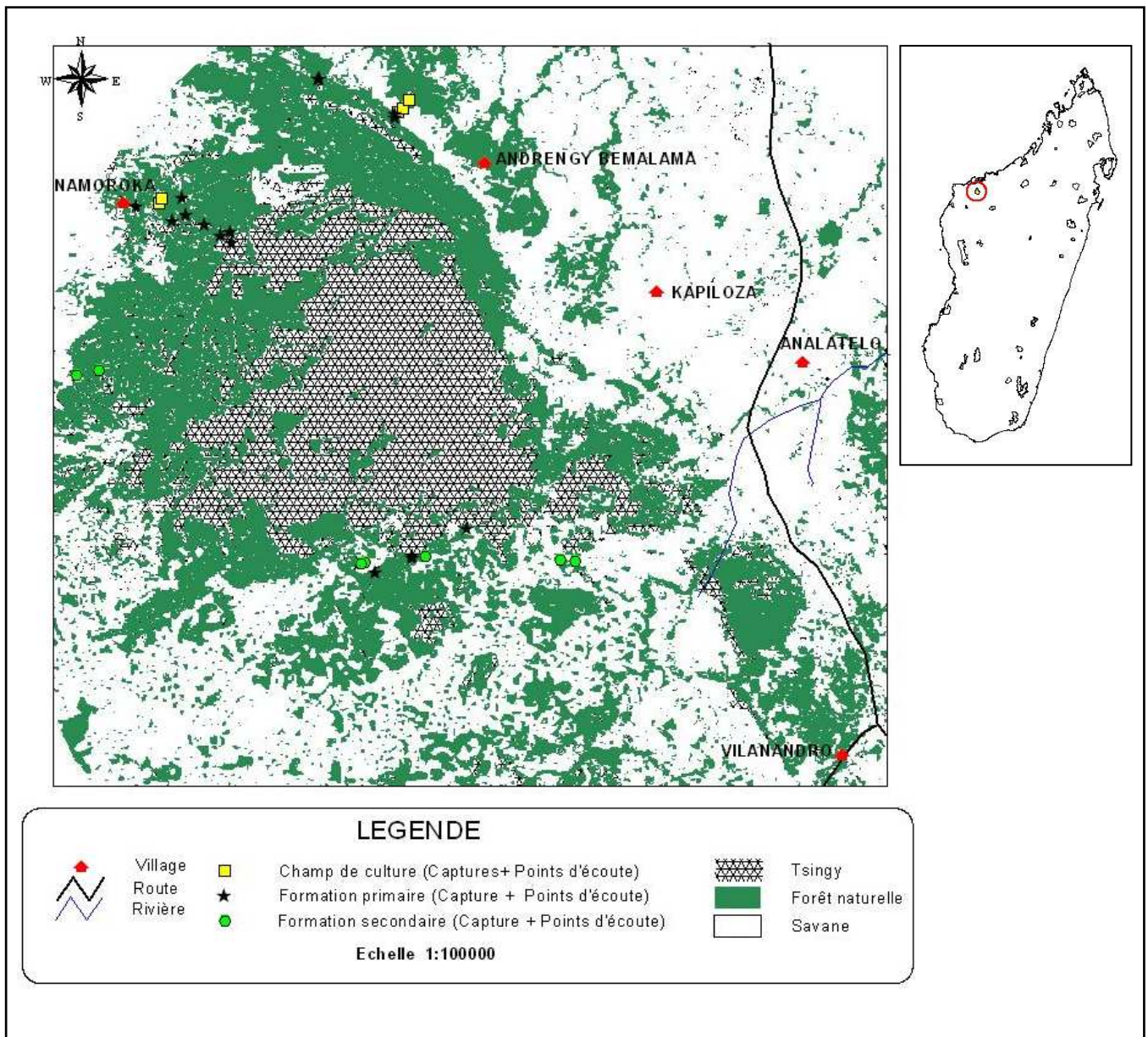


Figure 3 : Carte situant le Parc National de Namoroka et les différents sites d'étude exploités par Madagascar Voakajy (Source : MNP).

Le diagramme ombrothermique de la Station de Soalala où la température moyenne est de 26,5°C avec un maximum absolu de 37,7°C, un minimum absolu de 13°C et varie peu au cours de l'année (24°C en moyenne en saison sèche, 27,8°C en saison pluvieuse). Les précipitations annuelles s'élèvent à 1313 mm, réparti sur 54 jours. Il tombe 1255 mm de pluie entre début novembre et fin avril, et seulement 58 mm pendant les 6 mois de saison sèche (Annexe 2). Ces pluies intenses et violentes dégradent extrêmement vite les infrastructures à base de terre et de matériaux végétaux (pistes, habitations) (Source Service Météorologique et Hydrologique à Ampandrianomby).

III-2-5- Faune

Le Parc possède 16% des espèces endémiques de Madagascar en mammifères, 23% en oiseaux et 10% en reptiles (ANGAP, 2001). Parmi les 81 espèces d'oiseaux inventoriés à ce jour trois sont en danger : *Lophotibis cristata*, *Otus rutulus*, *Philepitta schlegeli*. Sa richesse herpétologique est importante et possède des espèces caractéristiques de la forêt dense sèche de l'Ouest et du Sud-ouest à savoir le genre *Phelsuma* et les geckos diurnes. Deux espèces sont classées vulnérable : *Crocodillus niloticus*, *Boa manditra*. Actuellement on a recensé cinq espèces d'amphibiens mais ce chiffre ne reste pas clos. Les lémurien méritent une attention particulière car huit espèces sont inventoriées dans le Parc (trois diurnes et cinq nocturnes) : *Propithecus verreauxi deckeni*, *Eulemur fulvus rufus*, *Hapalemur griseus*, *Lepilemur edwardsii*, *Microcebus murinus*, *Phaner furcifer*, *Cheorogaleus medius* et *Daubentonia madagascariensis*. *Propithecus verreauxi deckeni* et *Daubentonia madagascariensis* sont des espèces difficiles à observer. Certains lémurien comme *Hapalemur griseus* et *Propithecus verreauxi deckeni* sont signalés comme vulnérables par l'IUCN et semblent être menacés. Les huit autres mammifères sont des rongeurs, insectivores et ongulés. On trouve en abondance dans le Parc des micromammifères, par exemple *Eliurus* sp., qui est un rongeur endémique, *Cryptoprocta ferox* est un carnivore endémique classé en danger par l'IUCN (ANGAP, 2001). Selon Goodman *et al.*, (2005a) neuf espèces de Chiroptères ont été recensées dans le PNN avant notre étude : *Eidolon dupreanum*, *Rousettus madagascariensis*, *Hipposideros commersoni*, *Triaenops furculus*, *Triaenops menamena*, *Myotis goudoti*, *Miniopterus manavi*, *Miniopterus gleni*, *Otomops madagascariensis*.

III-2-6- Flore

Le Parc possède un taux d'endémisme élevé (87%) concernant la forêt dense sèche (sur 94 espèces ligneuses identifiées) et 85% en forêt dense subhumide (sur 147 espèces ligneuses identifiées). La forêt dense sèche caducifoliée occupe 29,5% de la surface totaux c'est-à-dire (6538 ha). Elle est caractérisée par une série à *Dalbergia*, *Commiphora*, *Hildegardia*, sur substrat calcaire et atteint en moyenne 12 m de hauteur.

IV- MATERIELS ET METHODES

IV-1- HABITATS ET SITES D'ETUDE

Les Chiroptères exploitent plusieurs types d'habitats servant à la fois, de perchoirs et de lieux d'activité (Hutson *et al.*, 2001). Ainsi, le choix des habitats au niveau de chaque site d'étude repose sur des travaux de reconnaissance et d'observations directes des lieux. Trois types d'habitats ont été choisis selon le degré de perturbation : formation intacte, formation dégradée et champ de culture. La formation intacte est caractérisée par une canopée fermée avec de hauts arbres serrés et à dense feuillage. Pour la formation dégradée, elle est marquée par la dominance d'arbustes et des plantes arborescentes plus ou moins serrées. Le champ de culture se traduit, par exemple, par de vastes rizières, champ d'haricot, champ de banane, champ de mangue.

Durant les reconnaissances à Ankarafantsika 16 sites de capture ont été choisis dont quatre dans les formations intactes, six dans les formations secondaires et six dans les champs de cultures. Pour le cas de Namoroka, 15 sites de capture ont été choisis, dont neuf dans les formations intactes, trois dans les formations secondaires et trois dans les champs de cultures. Il est assez difficile de standardiser le nombre de site de capture dans les deux parcs due à leurs différences sur le plan géomorphologique : C'est-à-dire, Ankarafantsika repose sur des formations sédimentaires et Namoroka sur un massif calcaire. La localisation des différents sites de captures durant les études sur terrain sont montrées dans les figures 2 et 3.

IV-2- MODE DE CAPTURE DES CHAUVES-SOURIS

IV-2-1- matériels et technique de piégeage

Le filet japonais est le type de piège adapté pour la capture des chauves-souris dont la longueur varie entre 6 m, 9 m, 12 m, et 18 m (Barlow, 1999). Différents filets sont combinés pour avoir une longueur totale de 36 à 42 m par nuit. Le filet japonais est maintenu en tension par deux poteaux en aluminium tendus par des cordes (Annexe 3). Ainsi, quatre poches sont mises en relief dans le but de retenir les animaux capturés (Barlow, 1999).

Le choix de l'endroit convenable pour installer les pièges est important car ceci aura une influence sur la capture (Kunz, 1988). C'est à dire que les filets doivent être installés là où les passages des chauves-souris sont probables (Kofoky, 2001). Vers 18 h les pièges sont ouverts et sont ensuite visités toutes les 5 à 15 min pour éviter que les individus capturés durant les quatre heures de capture ne s'entremêlent avec les filets (Barlow, 1999 ; Clarke et Downie 2001).

Durant l'extraction (Annexe 5), le port d'une lampe frontale et d'une paire de gants est important afin d'éviter tout risque de morsures (Peterson *et al.*, 1995 ; Eger et Mitchell, 2003 ; Hutson et Racey, 2004). Tout animal capturé est ensuite mis individuellement dans un pochon

numéroté et bien encordé. Le pochon est suspendu à une certaine hauteur en attendant la mensuration et le pesage correspondant à une heure après leurs captures afin de récolter leurs crottes et éviter que l'animal ne soit pas stressé. Après mensuration et pesage, l'individu est relâché.

IV-2-2- Morphométrie

Pour chaque individu capturé, il est important de noter la date de capture, le type d'habitat, l'heure où l'individu a été capturé, la hauteur de la poche où il a été capturé et aussi le numéro du pochon. La prise de mesure consiste à prendre sur différentes parties du corps d'un individu vivant à l'aide d'un pied à coulisse avec une erreur standard de $1 \pm 0,1$ mm ou d'une règle graduée. Après on note chaque mesure prise dont : la longueur de l'avant-bras (Annexe 6), la longueur du tibia, la longueur du pied, la longueur du cinquième doigt métacarpien, la longueur de l'oreille, la longueur du tragus et la largeur des feuilles nasales (Peterson *et al.*, 1995 ; Goodman, 1996, 1998, 1999 ; Russ *et al.*, 2003).

Au cours du pesage à l'aide d'un pesola, l'animal est mis dans un sac pré pesé à vide. Le poids d'un individu, exprimé en gramme (g), est égal ainsi à la différence du poids total et de celui du sac vide (Hutson et Racey, 1999). Toutes les informations obtenues sont enregistrées dans une fiche de capture appropriée (Annexe10).

IV-3- IDENTIFICATION SYSTEMATIQUE DES INDIVIDUS CAPTURES

Sur terrain, l'identification de l'espèce est basée sur la clé de détermination établie par Russ *et al.* (2003) concernant les chauves-souris de Madagascar. Ainsi, on peut distinguer les familles selon la structure de la queue, des oreilles, du nez et des pieds. Les genres et les espèces sont différenciés par la longueur de l'avant-bras, la forme des tragus, le rapport entre les phalanges et la longueur des oreilles (Annexe 18). De plus, selon Neuweiler (2000) la distinction des Chiroptères est faite selon la taille, le crâne et la denture.

IV-4- DETERMINATION DU SEXE ET ETAT DE REPRODUCTION

Chez les chauves-souris, le sexe est déterminé par l'observation du développement des organes sexuels. Les mâles sont caractérisés par la présence de leur pénis. Les femelles possèdent une vulve, des glandes mammaires et des mamelons (Hutson et Racey, 1999).

Chez les femelles, le développement des mamelons détermine leur état de reproduction ainsi il y a trois états de reproduction : une femelle qui n'a pas encore allaité possède des mamelons peu développés voir invisibles, une femelle qui a déjà allaité a des mamelons développés et celle qui est gravide se reconnaît par le mouvement de l'embryon dans l'utérus en appliquant une légère pression à l'aide des deux doigts au niveau de l'abdomen (Barlow, 1999).

IV-5- OBSERVATION DIRECTE

La méthode consiste à faire des observations directes dans les grottes durant le jour. Pendant les visites dans les grottes, on identifie et dénombre les individus. Il est possible qu'on effectue des captures à l'aide de filet fauchoir durant les observations dans les grottes (Kofoky, 2001).

IV-6- METHODE DE DETECTION ULTRASONIQUE

C'est une méthode standard qui permet d'identifier et d'étudier les activités de nombreuses espèces de chauves-souris insectivores suivant leur mode de chasse, de déplacements et comportements (Walsh et Catto, 2004).

D'abord, l'appareil détecteur ultrasonique convertit les ultrasons des chauves-souris à écholocation en sons perceptibles et audibles à l'oreille humaine. Il est utilisé afin de localiser et d'obtenir des informations sur leur zone d'activité. Il permet aussi l'évaluation de la variation de leurs activités et l'identification des espèces par la fréquence émise. Ainsi, chaque espèce possède un timbre vocal qui lui est propre et qui s'affiche sur le cadran du récepteur : par exemple *Hipposideros commersoni* est entendu à la fréquence de 64 kHz (Ralisata, 2005). Un détecteur est constitué d'un microphone qui capte les fréquences élevées des ultrasons des chauves-souris, inaudibles pour l'homme et d'un système électronique (il en existe plusieurs types) qui rend ces fréquences audibles en les abaissant jusqu'au spectre sonore que nous entendons (en dessous de 12000 Hz). Deux méthodes sont utilisées au cours de cette étude dont : le détecteur au mode hétérodyne et le diviseur de fréquence.

Le détecteur au mode hétérodyne convertit les ultrasons des chauves-souris directement. Elle est la plus sensible mais ne rend audible qu'une partie seulement du spectre ultrasonore (plus ou moins 12000 Hz) (Ahlén, 1981, 1990). Les différentes sortes de sons sont bien perceptibles avec l'appareil en marche, tel le comportement de chasse ou « feeding buzz » et le passage d'un individu ou « bat pass » (Walsh et Catto, 1999). Sur terrain la méthode hétérodyne permet de noter directement le nombre de passage, de chasse et les fréquences d'émissions des individus qui correspondent à la fenêtre utilisée sur l'appareil de détection ultrasonique.

La méthode de diviseur de fréquence consiste à diviser par dix la fréquence des ultrasons émis en les rendant ainsi plus audibles mais la durée du signal reste inchangée (Parsons *et al.*, 2000). L'appareil détecteur branché à un appareil enregistreur (lecteur-enregistreur mini disque ou cassette) permet l'enregistrement de toutes les fréquences à la fois (Andersen et Miller, 1977). Les ultrasons sont entendus directement et leur amplitude de transformation est relative à l'original (Vaughan *et al.*, 1996). Les activités de chasse et de passage sont bien perceptibles, ainsi leur quantification exacte et leurs durées peuvent être calculées.

Ces deux méthodes de détection ultrasonique sont appliquées sur terrain tout en exécutant des « points d'observation » ou « points d'écoute » ou « points de comptage ». Ainsi on définit un point d'écoute par l'ensemble des endroits bien déterminés où l'enregistrement est effectué. Les reconnaissances des points d'observation se font le jour ; chaque point est marqué par une bande fluorescente pour servir de repère pendant la nuit. La structure de l'habitat pour chaque point est aussi notée. On note sur un carnet l'heure de début de l'enregistrement de chaque point d'écoute qui dure chacun 5 minutes (durée expérimentée par Russo et Jones, 2003) commençant à la tombée de la nuit (vers 17h 30mn ou 18h) et se termine vers le treizième ou le quizième point (vers 20h 30mn ou 21h). Le long d'un trajet deux points d'écoute consécutifs sont espacés de 100 m car l'ultrason émis peut atteindre une distance de 50 à 60 m (Neuweiler, 2000). Dans la présente étude l'enregistrement des ultrasons est effectué à l'aide d'un détecteur d'ultrason "DUET BAT BOX" connecté à un enregistreur minidisque "SONY" (Annexe 8) (Pettersson, 1993). L'activité des Chiroptères est mesurée par le comptage du nombre de passage et de chasse enregistré (Fenton, 1970 ; Fenton *et al.*, 1973 ; Thomas et West, 1989).

Au cours de cette étude, 13 nuits d'observations ont été effectuées dans chaque Parc correspondant à 15 points d'écoutes par nuit en moyenne. Les ultrasons recueillis par l'hétérodyne et la division des fréquences sont réécoutés afin de déterminer les activités des chauves-souris.

IV-7- MODE DE CAPTURE DES PROBABLES PROIES

L'utilisation de piège malaise s'avère nécessaire pour capturer les insectes (Malaise, 1937). Le modèle de base du piège est sous forme de « tente » fabriquée avec une toile dans laquelle les insectes volants vont être interceptés (Annexe 4). A l'intérieur, les insectes volent et/ou rampent vers le haut et entrent dans un tube collecteur contenant la solution d'alcool de 70° au sommet du piège, dans laquelle ils sont collectés (Barlow, 1999). La solution d'alcool a pour but de conserver les insectes piégés. Soulignons que pour pouvoir faire la description de l'activité des Chiroptères insectivores, il est important d'avoir des connaissances sur la disponibilité des proies ceci en faisant référence à l'abondance des insectes (Frenckell et Barclay, 1987 ; Rydell *et al.*, 1996 ; Jacobs, 1999).

Sur terrain, l'installation du piège malaise nécessite un espace ouvert pour permettre au piège d'être bien tendue. Il est dressé vers 18 h et fermé après quatre heures de temps en même temps que les filets japonais ceci dans le seul but d'avoir des informations estimatives sur les insectes disponibles durant la capture de leur prédateur (Black, 1974 ; Wolda, 1978). Les insectes sont collectés dans des piluliers contenant de l'alcool à 70°. Au laboratoire, Ils sont identifiés jusqu'à l'Ordre et à la Famille si possible à l'aide d'une loupe binoculaire "WATSON et BARNET" ensuite classés selon leur taille et notés dans une fiche préalable après avoir compté les insectes déterminés (Annexe 11). Les insectes capturés sont classés en trois catégories : gros insectes (taille > 10 mm) ; insectes de taille moyens (3

mm à 10 mm) ; insectes de petite taille (taille < 3 mm). Pour la détermination, les clés de détermination de (Scholtz et Holm, 1986 ; Delvare et Aberlenc, 1989 ; Chinery, 1993) ont été utilisées.

IV-8- ANALYSE ET TRAITEMENT DES DONNEES

Les données obtenues sur terrain sont analysées statistiquement grâce au logiciel StatView pour Windows, version 5.0. et le Microsoft Excel version 4.0.

IV-8-1- Analyse descriptive des caractères mesurés

Pour vérifier qu'il y a un dimorphisme sexuel dans une espèce, cette analyse descriptive semble le mieux adapté. Il s'agit ici d'utiliser les caractères morphologiques tels que la longueur de l'avant-bras et le poids. On donne pour chaque paramètre morphologique : le nombre d'individus mesurés (N), la moyenne des valeurs observées (\bar{X}), la variabilité exprimée par les valeurs minimale et maximale et l'erreur standard de la moyenne (ES).

IV-8-2 - L'abondance relative

Par définition l'abondance relative correspond au nombre total des individus d'une espèce par rapport au nombre total des individus de toutes les espèces présentes par unité de surface ou de volume. Ainsi on obtient une proportion (%) dans la capture. L'abondance relative d'une espèce peut être aussi exprimée par sa capture par unité d'effort (CPUE – N/nuit).

Dans cette étude nous représenterons l'abondance relative par la proportion (%) c'est-à-dire le nombre total des individus d'une espèce noté (n) par rapport au nombre total noté (N) multiplier par 100 et on a une proportion à la fin. De plus, pour être plus précis de ce qu'on avance et tenir compte de l'effort de capture nous essaierons de représenter l'abondance relative par sa capture par unité d'effort (rendement d'une nuit-filet). Ainsi, durant l'échantillonnage par piégeage, l'abondance relative des espèces est évaluée selon le nombre d'individus capturés par nuit et par filet de capture. C'est-à-dire le nombre total des individus capturés divisé au nombre de nuit de capture (CPUE – N/nuit).

IV-8-3- Indice de diversité de Shannon-Wiener

L'indice de diversité de Shannon-Wiener argumente en comparant deux sites l'un possède une diversité élevée par rapport à l'autre est plus prioritaire dans la conservation qu'un site à faible valeur de diversité. Ainsi, l'indice de diversité est utilisé dans l'application de la conservation. Signalons que cet indice de diversité tient compte de la richesse mais aussi de la proportion représentée par chaque espèce au sein de la communauté. Il présente une certaine sensibilité aux espèces rares.

L'indice de diversité de Shannon-Wiener est défini par la formule suivante (Legendre et Legendre, 1979) :

$$H = - \sum_{i=1}^m \left(\left(\frac{n_i}{N} \right) \times \log_2 \left(\frac{n_i}{N} \right) \right)$$

Avec : i le nombre d'espèces

n le nombre d'individus pour une espèce i donnée

N le nombre total d'individus examinés

IV-8-4- Analyse des données collectées par capture et détection ultrasonique

Les données obtenues par les méthodes de capture, d'hétérodyne et de division de fréquence sont analysées pour évaluer la variation des activités des Chiroptères. Ainsi, les variables qui sont prises en considération observées sur terrain sont le nombre des individus capturés, le nombre de « Bat pass » ou passage des chauves-souris et le nombre de «feeding buzz» ou chasse. Signalons que ces variables sont de nature quantitative et dépendante. Les macrohabitats sont les parcs (Parc National d'Ankarafantsika et Parc National de Namoroka) et les microhabitats sont (formation intacte, formation secondaire et champ de culture). Les macrohabitats et les microhabitats sont des variables de nature non quantitative et indépendante dans cette étude.

Les analyses statistiques sur « Stat view » sont basées sur le degré de significativité des différences et classées comme suivant : Lorsque le degré de significativité est inférieur à 0,05, cela signifie que la différence entre les deux variables est significative. Quand il est inférieur à 0,01, c'est-à-dire que la différence est hautement significative pour les deux variables considérés. Plus encore quand il est inférieur à 0,0001, ceci veut dire que la différence est très significative et même que les deux variables sont diamétralement opposés l'un de l'autre ou plutôt différentes.

Le test de Mann-Whitney va servir pour vérifier l'acceptabilité des hypothèses théoriques sur les constats observés sur terrain. L'hypothèse se présente comme suit : l'hypothèse nulle et son hypothèse alternative. Ainsi les hypothèses qu'on va certifier formulent que :

- **H₀₁ (Hypothèse nulle)** : La différence est significative au niveau de la diversité spécifique et les activités entre le PNN et le PNA ;
- **H'₀₁ (Hypothèse alternative)** : Il n'y a pas une différence au niveau de la diversité spécifique et les activités entre le PNN et le PNA ;
- **H₀₂ (Hypothèse nulle)** : Il y a une différence significative au niveau de la diversité spécifique et les activités dans les différents microhabitats (formation relativement intacte, formation dégradée, champ de culture) entre le PNN et le PNA ;
- **H'₀₂ (Hypothèse alternative)** : Il n'y a pas une différence au niveau de la diversité spécifique et les activités dans les différents microhabitats (formation relativement intacte, formation dégradée, champ de culture) entre le PNN et le PNA.

Le test de Mann-Whitney est une technique non paramétrique utilisée pour comparer les médianes de deux échantillons différents. Il peut être employé avec seulement quatre observations dans chaque échantillon. Puisque les valeurs des observations sont converties en leurs rangs, le test peut être appliqué aux variables mesurées sur des échelles de nombre ordinaire ou des intervalles. La tâche est de calculer une statistique U qui est comparée aux valeurs critiques sous forme de tableaux (Annexe 12). Pour plus de clarté dans l'explication du test de Mann-Whitney un exemple a été avancé (Annexe 13).

V- RÉSULTATS ET INTERPRÉTATIONS

V-1- CARACTERISTIQUES DES ESPECES INVENTORIEES

V-1-1- Présentation des espèces inventoriées

En considérant les trois investigations de cette étude, 17 espèces ont été recensées (Tableau I) dont 3 appartiennent à la famille des Pteropodidae et 14 espèces insectivores. Huit de ces 17 espèces ont été observées dans leur gîte et capturées à l'aide des filets. En outre, 15 parmi les 17 espèces recensées sont endémiques.

Au total sept espèces ont été inventoriées à Ankarafantsika dont six endémiques. La capture de *Rousettus madagascariensis* indique normalement la présence de grotte dans le parc mais nos enquêtes et recherches n'a pas abouti à aucune présence de grotte. *Hipposideros commersonni* est une espèce cavernicole mais à Ankarafantsika, elle adopte une mœurs solitaire et se perche ainsi sur les feuilles et branches vue qu'il n'y a pas de grotte. Quatre individus de *Taphozous mauritanus* ont été observés dans la station d'Ampijoroa se perchent sur le tronc d'un manguiier. *Mops leucostigma* a été capturé lors de sa sortie de son gîte, le soir (toiture de maison) à Andranofasika. Deux espèces ont été nouvellement identifiées au cours de cette étude dont *Scotophilus marovaza* et *Pipistrellus raceyi*.

Le nombre des espèces inventoriées à Namoroka est deux fois de celui d'Ankarafantsika c'est-à-dire 14 dont 13 endémiques. Parmi les 14 espèces inventoriées huit ont été observées dans leurs gîtes. Prenons le cas d'*Eidolon dupreanum* qui a été capturé à l'aide d'un filet fauchoir. Durant les enquêtes auprès des villageois en plus des données recueillies par les Agents du Parc de Namoroka, *Pteropus rufus* gîte en colonie sur des grands arbres à Andreny (coordonnée géographique : 15° 21' 23''S ; 45° 21' 55'' E). L'espèce *Eidolon dupreanum* a été observée puis capturée dans la grotte d'Andriabe à l'aide d'un filet fauchoir. *Rousettus madagascariensis* a été capturée mais aucune grotte n'a pas été recensé pourtant elle existe probablement mais faute de temps les recherches n'ont pu aboutir. Une espèce a été nouvellement identifiée dans cette étude : *Myzopoda schliemanni*, quatre individus ont été observés dans une grotte à Andriabe. Les trois espèces : *Triaenops furculus*, *Myotis goudoti* et *Miniopterus manavi*, vivent en sympatrie dans une grotte nommée Ampidiraniamafa au nombre de 4000 individus environ (Annexe 25). Les espèces *Chaerephon jobimena* et *Mops leucostigma* vivent en colonie au-dessous des toitures d'une maison dans le village de Vilanandro dans le PNN.

Tableau I : Liste des espèces de Chiroptères recensées dans le Parc National d'Ankarafantsika et le Parc National de Namoroka.

Familles	Espèces recensées	PNA	PNN	Gîtes	Méthode de recensement	Statut IUCN 2008
PTEROPODIDAE	<i>Pteropus rufus</i>	–	+	A	Enquête	VU A2cd
	<i>Eidolon dupreanum</i>	–	+	G	O/C	VU ad
	<i>Rousettus madagascariensis</i>	+	+	N	C	NT
HIPPOSIDERIDAE	<i>Hipposideros commersoni</i>	+	+	G	C	NT
	<i>Triaenops furculus</i>	–	+	G	O/C	LC
	<i>Triaenops menamena</i>	+	–	A	C	LC
EMBALLONURIDAE	<i>Taphozous mauritanus</i> *	+	+	A	O/C	LC
	<i>Coleura afra</i> *	–	+	N	C	LC
MINIOPTERIDAE	<i>Miniopterus gleni</i>	–	+	G	O/C	LC
	<i>Miniopterus manavi</i>	–	+	N	C	LC
VESPERTILIONIDAE	<i>Myotis goudoti</i>	–	+	G	O/C	LC
	<i>Scotophilus marovaza</i>	+	–	N	C	
	<i>Scotophilus robustus</i>	–	+	N	C	LC
	<i>Pipistrellus raceyi</i>	+	–	N	C	
MYZOPODIDAE	<i>Myzopoda schliemanni</i>	–	+	G	O/C	LC
MOLOSSIDAE	<i>Chaerephon jobimena</i>	–	+	H	O/C	
	<i>Mops leucostigma</i>	+	+	H	O/C	LC
Nombre des espèces propre à chaque Parc		7	14			
Nombre total des espèces		17				

(-) : Espèce non recensée

(+) : Espèce présente dans le parc

(*) : Espèce introduite

(G) : Grotte

(A) : Arbre

(LC) : Moindres risques

(H) : Habitation

(O) : Espèce observée directement dans leur gîte

(C) : Espèce capturée à l'aide du filet japonais

(VU) : Vulnérable

(NT) : Quasi-menacé

(N) : Espèce non observée dans leur gîte

V-2-2- Résultat morphométrique des espèces capturées

Parmi les 17 espèces recensées dans les deux parcs, 4 entre elles (*Hipposideros commersoni*, *Rousettus madagascariensis*, *Miniopterus manavi*, *Myotis goudoti*) ont un effectif assez suffisant pour une analyse morphométrique avec le test de Mann-Whitney. Trois espèces (*Eidolon dupreanum*, *Chaerephon jobimena* et *Mops leucostigma*) n'ont pas été capturées par la méthode standard c'est-à-dire à l'aide des filets japonais. Ces espèces ont été d'abord observées dans leur gîte diurne ensuite, capturées à la sortie de leur dortoir, le soir. Les espèces suivantes : *Taphozous mauritanus*, *Coleura afra*, *Triaenops menamena*, *Pipistrellus raceyi*, *Scotophilus robustus*, *Scotophilus marovaza*, *Miniopterus gleni* ne sont représentées que par un seul individu.

La présence de *Pteropus rufus* dans le site (Namoroka) a été le résultat d'une enquête auprès des agents du parc.

V-2-2-1- *Rousettus madagascariensis*

Cette espèce est la plus petite des Pteropodidae de Madagascar (Annexe 9). Sa capture aboutit à 70 individus avec 27 mâles et 43 femelles. Les mâles sont plus grands que les femelles concernant les caractères étudiés tel le poids et la longueur de l'avant-bras. Les femelles pèsent entre 36,5-69 g tandis que les mâles sont entre 40,8 - 72,2 g. Le test de Mann-Whitney confirme cette différence entre les deux sexes car le degré de significativité est inférieur à 0,05 d'après les résultats des analyses morphométriques effectués (Tableau III). Ainsi cette espèce présente un dimorphisme sexuel lié au poids et à la longueur de l'avant-bras.

V-2-2-2- *Hipposideros commersoni*

Cette espèce est considérée comme la chauve-souris insectivore la plus grande de Madagascar (Annexe 9) (Smithers, 1983). Au total 103 individus ont été capturés avec 66 mâles et 37 femelles. Les mâles sont beaucoup plus lourds et leurs avant-bras sont plus longs par rapport aux femelles. Après analyse des paramètres morphométriques le test de Mann-Whitney révèle qu'il existe un dimorphisme sexuel chez cette espèce comme nous le résume le tableau III ($P < 0,05$).

V-2-2-3- *Triaenops furculus*

Six individus de cette espèce ont été capturés dans le Parc National de Namoroka (Annexe 9). Après estimation, 4000 individus de cette espèce ont été observés dans la grotte d'Ampidiraniamafa.

V-2-2-4- *Myotis goudoti*

Cette espèce n'a été capturée que dans le Parc National de Namoroka (Annexe 9). Les mâles sont apparemment plus petits (poids= 5,55g ; avant-bras= 35,85mm) que les femelles (poids= 6,83g ; avant-bras= 37,89mm) et cette différence est significative pour les deux caractères étudiés dont le poids et l'avant-bras (Tableau II). On en conclut donc un dimorphisme sexuel entre les deux sexes mais à l'opposé de *Hipposideros commersoni* et *Rousettus madagascariensis* dont les mâles sont plus grands que les femelles.

V-2-2-5- *Miniopterus manavi*

Parmi les 57 individus capturés dans le PNN, 51 ont été capturés dans les formations intactes et six dans le champ de culture (Annexe 9). Il existe des différences morphologiques significatives au sein des deux sexes, ceci au niveau du poids et de la longueur de l'avant-bras. C'est-à-dire que le poids et l'avant-bras des femelles (poids= 5,84g ; avant-bras= 36,40mm) excèdent à celui des mâles (poids= 4,45g ; avant-bras= 35,76mm) (Tableau II). Ainsi devant ces

faits, on en conclut que pour les individus de petite taille, les mâles sont plus petites que les femelles.

V-2-2-6- *Myzopoda schliemanni*.

Un seul individu mâle adulte a été capturé dans une forêt primaire d'Andranomilevy par la méthode standard à Namoroka (Annexe 9). Quatre autres individus ont été observés dans une grotte d'Andriabe et ils sont décrits comme étant de nouvelles espèces. Car nous savons que dans la partie Est de Madagascar l'espèce du même genre que *schliemanni* utilise les jeunes feuilles enroulées de ravenala comme gîte et c'est *Myzopoda aurita*.

V-2-2-7- *Taphozous mauritanus*

L'Annexe 10 montre la figure d'un individu mâle adulte qui a été capturé dans la formation intacte d'Ambovononby du PNN dont le poids est 25,5 g et son avant-bras mesure 60,2 mm. Signalons que cette espèce est aussi présente dans la station forestière d'Ampijoroa du PNA juchée sur le tronc d'un manguier.

V-2-2-8- *Coleura afra*

Un individu mâle adulte a été capturé dans la formation primaire du PNN près d'Anjohimbovononby (Annexe 9). L'individu pèse 10 g et son avant-bras mesure 52 mm.

V-2-2-9- *Triaenops menamena*

Un seul individu a été capturé dans le PNA et c'est une femelle adulte gravide pesant 11,5 g et l'avant-bras mesure 48,1 mm (Annexe 9). Cette espèce est cavernicole or Ankarafantsika ne présente pas de grotte donc il se peut que cette espèce utilise les trous d'arbres comme gîte. Par contre, aucun individu n'a été recensé à Namoroka.

V-2-2-10- *Pipistrellus raceyi*

Le seul individu a été capturé dans le PNA et c'est une femelle adulte gravide. De plus, il n'y a que très peu d'information le concernant car c'est une espèce nouvellement identifiée. L'individu est très léger avec un poids de 4.3 g seulement et son avant-bras mesure 29,7 mm.

V-2-2-11- *Scotophilus robustus*

Seul un individu mâle adulte a été capturé à Namoroka dans une formation intacte assez loin des villages. Le poids de l'individu est 29,75 g et son avant-bras mesure 60 mm.

Tableau II : Résultat des analyses morphométriques.

Espèces	Mesures	Mâle		Femelle		P value
		N	$\bar{X} \pm ES$	N	$\bar{X} \pm ES$	
<i>M. manavi</i>	Avant-bras	18	35,76±0,72	15	36,40±1,02	P<0,05
	Poids	18	4,55±0,55	15	5,84±1,33	P<0,05
<i>M. goudoti</i>	Avant-bras	9	35,85±0,77	19	37,89±1,17	P<0,05
	Poids	9	5,55±0,95	14	6,83±1,55	P<0,05

N : Nombre d'individus

\bar{X} : Moyenne

ES : Erreur Standard

Tableau III : Données morphométriques de *Rousettus madagascariensis* et de *Hipposideros commersoni* avec les valeurs moyennes \pm Erreur Standard

<i>Rousettus madagascariensis</i>	Poids (g)	Avant-bras (mm)
Femelles	52,48±8,01	69,46±3,14
Variation	36,5-69	64-76,6
Effectifs	43	43
Mâles	57,53±8,64	70,56±3,44
Variations	40,8-72,2	60,4-77,8
Effectifs	27	27
T-value	-2,515	-1,376
P-value	0,014	0,173

<i>Hipposideros commersoni</i>	Poids (g)	Avant-bras (mm)
Femelles	47,0±11,05	83,38±2,51
Variation	32,75-72	78,3-88,6
Effectifs	37	37
Mâles	58,84±10,35	92,18±2,39
Variations	41,50-87,50	84,7-98,8
Effectifs	66	66
T-value	-5,89	-17,58
P-value	<0,001	<0,0001

V-2-2-12- *Scotophilus marovaza*

Cette espèce a été capturée à Ankarafantsika dans une formation dégradée, elle présente tous les caractères du genre *Scotophilus*. De plus, elle se distingue des autres espèces de son genre par sa petite taille. L'individu capturé est une femelle adulte gravidе dont le poids est 16,75 g et l'avant-bras est 42,6 mm (Annexe 9).

V-2-2-13- *Miniopterus gleni*

Un individu a été capturé dans la formation intacte d'Anjohimbovononby du PNN et c'est une femelle adulte gravidе (Annexe 9). La longueur de son avant-bras mesure 46,1 mm et son poids est 15,25 g.

V-2-2-14- *Chaerephon jobimena*

Le seul individu recensé n'est pas capturé selon la méthode standard mais sa présence dans une maison a été signalée lors d'une enquête dans un village nommé Vilandro au environ du PNN. L'équipe l'a capturé lors de son émergence à la tombée de la nuit (Annexe 9).

V-2-2-15- *Mops leucostigma*

Cette espèce est connue dans les environs des deux Parcs Nationaux et pour les deux cas, l'espèce est localisée dans les bâtiments (Annexe 9).

V-2-2-16- *Eidolon dupreanum*

Seul un mâle adulte a été capturé dans la grotte d'Andriabe localisé dans le PNN. L'individu se distingue par ses poils de couleur jaune cannelle sur la partie glandulaire du cou (Annexe 9). Après comptage, environ 500 individus sont présents dans la grotte. Ils sont chassés dans cette région car leur viande est très appréciée et c'est l'une des menaces qui pèse sur cette colonie.

V-2- DIVERSITE DES COMMUNAUTES DE CHAUVES-SOURIS

La diversité comprend en même temps la richesse spécifique, c'est-à-dire le nombre d'espèces présentes et leur abondance relative.

V-2-1- Richesse spécifique dans les deux Parcs Nationaux

Sept espèces ont été recensées dans le Parc National d'Ankarafantsika dont deux font partie du sous-ordre Yinpterochiroptera et cinq appartiennent à Yangochiroptera (Tableau I). Deux espèces parmi les sept sont le fruit d'une observation directe : *Taphozous mauritanus* est observé dans la station d'Ampijoroa et *Mops leucostigma* sous la toiture d'habitation à Andranofasika. Les cinq autres ont été capturées par la méthode standard à l'aide des filets japonais. Durant les deux investigations effectuées dans le PNA, *Rousettus madagascariensis* a été capturé dans un champ de culture. La courbe cumulative des espèces (Figure 4) tend vers l'horizontal et atteint un plateau à la fin des 33 nuits de capture. Comme après plusieurs jours de

captures il n'y a pas de nouvelle espèce qui s'ajoute à la liste donc presque toutes les espèces présentes dans le site sont recensées.

Un total de 14 espèces est recensé dans le PNN dont cinq espèces appartiennent au sous-ordre des Yinpterochiroptera et neuf au sous-ordre des Yangochiroptera. Durant les observations directes huit espèces ont été observées dans leurs gîtes ou dortoirs (Tableau I). Les espèces suivantes ont été observées directement durant le jour dans les grottes qualifiées de gîtes ou dortoirs dont : *Eidolon dupreanum*, *Triaenops furculus*, *Myotis goudoti*, *Miniopterus manavi*, et *Myzopoda schliemanni*. D'autres espèces ont été observées dans les habitations tel le cas de *Chaerephon jobimena* et *Mops leucostigma*.

La courbe cumulative des espèces capturées (Figure 4) ne tend pas vers une asymptote horizontale, elle ne montre pas un plateau à la dernière nuit de capture. Cette tendance indique que le site est riche en espèce.

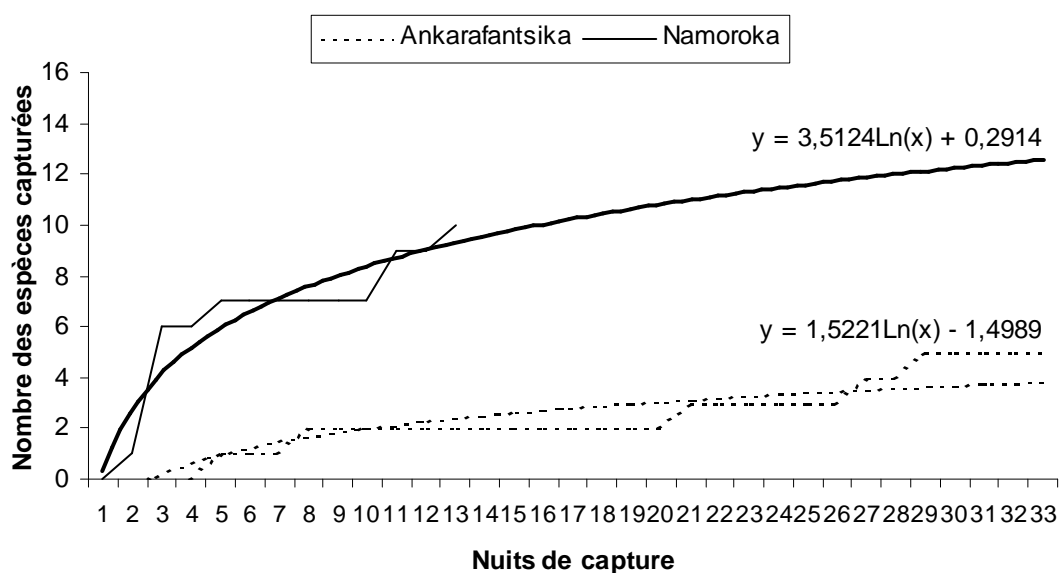


Figure 4 : Courbe cumulative des espèces capturées dans le Parc National d'Ankarafantsika et le Parc National de Namoroka par unité d'effort (nuit de capture).

V-2-2- Abondance relative

Concernant Ankarafantsika, après un effort de captures égal à 33 nuits durant les deux investigations, 69 individus ont été capturés. Le taux de capture par nuit à l'aide des filets est de $2,2 \pm 0,2$ (CPUE \pm ES) individus par nuit (Tableau IV). Cependant *Hipposideros commersoni* est l'espèce la plus abondante (82%) suivi de *Rousettus madagascariensis* (15%). Les autres espèces sont représentées que par de faible proportion (1%) ce sont *Triaenops menamena*, *Pipistrellus raceyi* et *Scotophilus marovaza*.

Par contre, dans le PNN après un effort total de 13 nuits de captures, 233 individus ont été capturés (Tableau IV). L'espèce la plus abondante est *Rousettus madagascariensis* (41%)

suivi de *Miniopterus manavi* (24%), de *Hipposideros commersoni* (17%), et *Myotis goudoti* (10%). Les espèces qui ont de faible proportion sont : *Triaenops furculus* (2%) suivi de *Myzopoda schliemanni* (2%), *Miniopterus gleni*, *Scotophilus robustus*, *Taphozous mauritanus*, *Coleura afra* ne sont représentées que par (1%) chacun.

V-2-3- La diversité des espèces de chauve-souris dans les deux Parcs

L'indice de diversité tient compte de la richesse spécifique et de l'abondance spécifique au sein de la communauté. Ainsi, elle argumente qu'un site avec une diversité élevée est plus prioritaire dans la conservation qu'un site à faible valeur de diversité. Prenons le cas du PNA dont l'indice est égal à 0,61, une valeur assez faible par rapport à celui de Namoroka égal à 1,48. Ainsi on peut conclure la diversité spécifique dans le Parc National de Namoroka est supérieur à celui d'Ankarafantsika. L'indice de diversité de Namoroka est élevé par rapport à celui d'Ankarafantsika, la différence est ici flagrante. Ainsi, l'hypothèse H_{02} qui stipule qu'il a une différence au niveau de la diversité spécifique dans les deux macrohabitats entre (PNN et PNA) est acceptée.

Tableau IV : Abondance relative des espèces capturées dans le Parc National d'Ankarafantsika et le Parc National de Namoroka.

N°	Espèces	Ankarafantsika			Namoroka		
		N	%	CPUE±ES	N	%	CPUE±ES
1	<i>Rousettus madagascariensis</i>	10	15	0,3±0,04	97	41	6,5±1,130
2	<i>Taphozous mauritanus</i> *	0	0	0,0	1	1	0,07±0,013
3	<i>Coleura afra</i> *	0	0	0,0	1	1	0,07±0,013
4	<i>Hipposideros commersoni</i>	56	82	1,8±0,19	39	17	2,6±0,251
5	<i>Triaenops furculus</i>	0	0	0,0	6	2	0,4±0,055
6	<i>Triaenops menamena</i>	1	1	0,03±0,005	0	0	0,0
7	<i>Myotis goudoti</i>	0	0	0,0	25	10	1,7±0,120
8	<i>Pipistrellus raceyi</i>	1	1	0,03±0,005	0	0	0,0
9	<i>Scotophilus robustus</i>	0	0	0,0	1	1	0,07±0,013
10	<i>Scotophilus marovaza</i>	1	1	0,03±0,006	0	0	0,0
11	<i>Miniopterus gleni</i>	0	0	0,0	1	1	0,07±0,013
12	<i>Miniopterus manavi</i>	0	0	0,0	57	24	3,8±0,441
14	<i>Myzopoda schliemanni</i>	0	0	0,0	5	2	0,3±0,054
Total		69	100	2,2±0,246	233	100	15,6±2,103

* : Espèces introduite

n : Nombre total d'individus capturés par espèce

CPUE : Taux moyenne de capture

% : Proportion par rapport au nombre total

± ES : Erreur standard

V-3- ANALYSE DES ACTIVITES DES CHAUVES-SOURIS DANS LES DEUX PARCS

Un total d'activité de 3142 soit 609 chasses et 2533 passages ont été dénombrés durant cette étude dans les deux Parcs en effectuant 369 points d'écoute. C'est-à-dire, pour Ankarafantsika les 221 points d'écoutes ont donnés 69 chasses et 525 passages. Pour le cas du Parc National de Namoroka les 148 points d'écoutes effectués ont donnés 290 chasses et 1329 passages. Les points d'écoute réalisés à Ankarafantsika excèdent à celui de Namoroka en nombre. Or, le nombre d'activités obtenues à Ankarafantsika représente presque le 1/3 de ce qui a été inventoriés à Namoroka. Le test de Mann-Whitney nous confirme que les différences au niveau des activités (chasses et passages) entre les deux Parcs Nationaux sont significatives ainsi on a : chasse (Test de Mann-Whitney, $U=11182$ et $P<0,0001$) et passage (Test de Mann-Whitney, $U=8097$ et $P<0,0001$). La (Figure 5) montre en effet une différence car, les chauves-souris dans le PNN ont une activité plus élevée par rapport à celui constaté dans le PNA. Les causes de cette différence s'expliquent par la présence d'innombrables grottes dans le PNN. Par contre pour le PNA il n'y a pas de grotte trouvée cependant des trous d'arbres existent probablement sinon les espèces cavernicoles tels que *Rousettus madagascariensis* et *Triaenops menamena* n'y survivront certainement pas. Pour certaines, elles adoptent une vie solitaire ou en quelque groupe d'individu seulement. Ce mode de vie réduit la probabilité d'obtenir un enregistrement plus que l'autre parc car la population dans le PNA se disperse dans ce grand étendu.

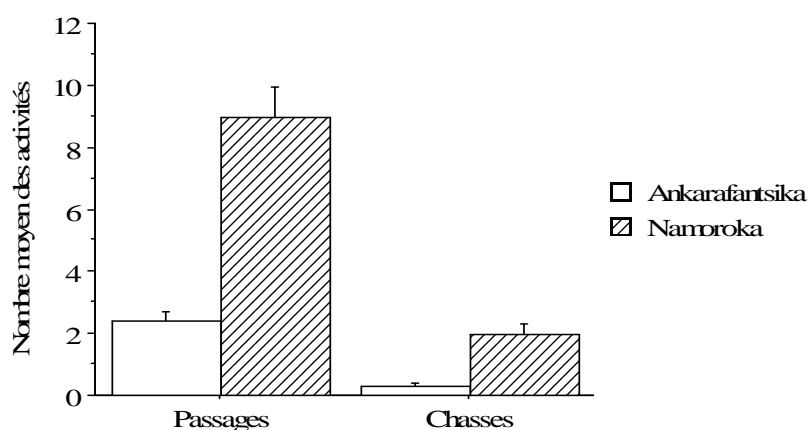


Figure 5 : Moyenne des nombres des activités par nuit dans le Parc National d'Ankarafantsika et dans le Parc National de Namoroka.

V-4- DIVERSITES DES PROIES DANS LES DEUX PARCS

Le tableau V résume le résultat de l'abondance relative des proies avec un total de 1958 insectes collectés dans le PNA et 371 dans le PNN. On a identifié 15 Ordres d'insectes dans les deux Parcs Nationaux avec 12 de ces Ordres sont recensés dans le PNA et 11 dans le PNN. Le PNA possède 84% de l'effectif total contre 15% pour le PNN. Les ordres d'insectes définis comme proies potentielles des chauves-souris sont : Coléoptères, Diptères, Lépidoptères, Hémiptères, Hyménoptères et Isoptères. Chaque espèce de chauves-souris insectivores possède sa propre préférence alimentaire et son régime dépendent des ressources disponibles selon les saisons. La première investigation du mois de mars à Ankarafantsika correspond à la fin de la saison humide et la seconde du mois de novembre coïncide au début de la saison humide. L'étude à Namoroka a été effectuée durant le début de la saison de pluie. Les insectes sont abondants durant la saison humide et entre les trois investigations citées auparavant c'est à Ankarafantsika au cours du mois de mars seulement que les insectes pullulent. Mais contrairement aux deux autres investigations après de longs mois secs les insectes se raréfient. Dans le PNN les lacs temporaires sont desséchés et c'est autour et dans les grottes qu'il y a des endroits frais.

Tableau V : Abondance relative des proies dans les deux Parcs

Ordres		Coléoptères	Diptères	Orthoptères	Lépidoptères	Hémiptères	Dictyoptères	Thysanoptères	Trichoptères	Odonates	Hyménoptères	Mégaloptères	Psocoptères	Ephéméroptères	Isoptères	Embiopères	Total
PNA	N	86	1096	19	648	52	24	1	9	1	6	0	0	0	15	1	1958
	%	4	56	1	33	3	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	100
PNN	N	20	228	4	33	28	6	0	43	0	6	1	1	1	0	0	371
	%	5	61	1	9	8	2	0	12	0	2	0	0	0	0	0	100

V-5- VARIABILITE DES CHAUVES-SOURIS SELON LES TROIS TYPES D'HABITATS DANS LES DEUX PARCS

Après des reconnaissances durant le jour, on a défini trois types d'habitats dont : Formation intacte, formation dégradée et champ de culture.

Le tableau VI résume les résultats des captures dans chaque habitat ainsi, on a recensé 11 espèces dans les formations intactes (FI), trois dans les formations dégradées (FD), cinq dans les champs de cultures (CC). C'est la FI qui est la plus fréquentée par les chauves-souris suivie du CC et à la fin la FD donc toutes les espèces ont leur habitat préférentiel dans la recherche de nourriture. De plus, pour être à l'abri des prédateurs la plupart préfèrent les zones boisées que ceux qui sont plus exposés tel que les CC et les FD. D'ailleurs, sept espèces sont recensées dans

les FI (Tableau VI) mais, cela ne veut pas dire qu'ils ne fréquentent pas les autres habitats. Car vue la figure des proies disponible (figure 6) c'est dans les zones les plus exposés que les proies abondent.

Tableau VI : Les espèces capturées dans les trois types d'habitats dans les Parcs Nationaux Ankarafantsika et Namoroka.

Familles	Espèces	F. I.	F. D.	C.de C.
PTEROPODIDAE	<i>Eidolon dupreanum</i>	–	–	–
	<i>Rousettus madagascariensis</i>	+	+	+
HIPPOSIDERIDAE	<i>Hipposideros commersoni</i>	+	+	+
	<i>Triaenops furculus</i>	+	–	–
	<i>Triaenops menamena</i>	+	–	–
EMBALLONURIDAE	<i>Taphozous mauritanus</i>	+	–	–
	<i>Coleura afra</i>	+	–	–
VESPERTILIONIDAE	<i>Myotis goudoti</i>	+	–	+
	<i>Scotohilus marovaza</i>	–	+	–
	<i>Scotophilus robustus</i>	+	–	–
	<i>Pipistrellus raceyi</i>	–	–	+
MINIOPTERIDAE	<i>Miniopterus manavi</i>	+	–	+
	<i>Miniopterus gleni</i>	+	–	–
MYZOPODIDAE	<i>Myzopoda schliemanni</i>	+	–	–
Nombre total des espèces		11	3	5

F. I.: Formation intacte

F. D.: Formation dégradée

C. de C.: Champ de culture

Soulignons que deux espèces sont capturées dans des habitations humaines dont *Chaerephon jobimena* et *Mops leucostigma*.

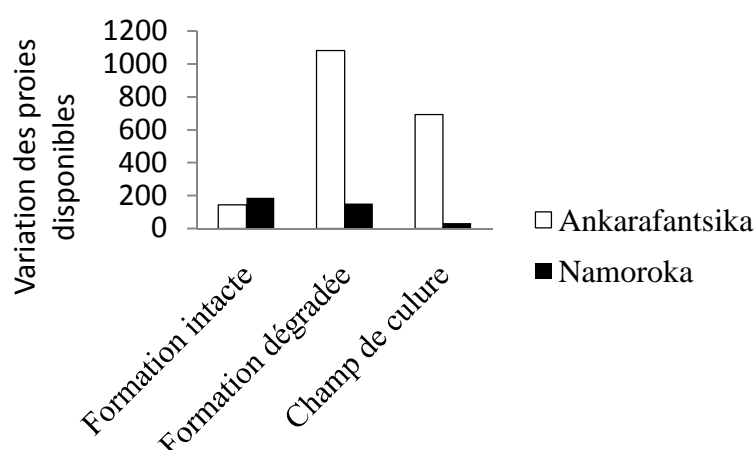


Figure 6 : Les proies disponibles dans les trois types d'habitats

V-5-1- Formations intactes

V-5-1-1- Richesse spécifique et indice de diversité

Durant les captures 11 espèces sont recensées dans les FI. Selon la courbe cumulée des espèces (Figure 7), elle tend vers une asymptote horizontale pour le PNA. Ce qui signifie que presque toutes les espèces présentes dans ce parc sont recensées. Pour le cas du PNN la courbe cumulative ne cesse de monter ce qui veut dire que d'autres espèces ne sont pas encore recensées. Soulignons que plusieurs espèces de chauves-souris ont une affinité avec les FI d'où ce nombre élevé d'espèce égal à 11 recensée par rapport aux deux autres habitats.

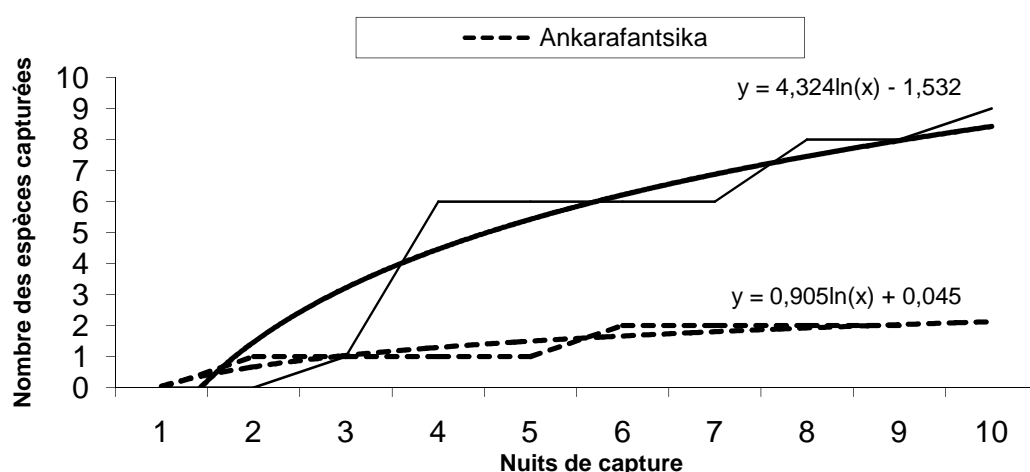


Figure 7: Courbe cumulative des espèces capturées dans les formations intactes au niveau des Parcs Nationaux Ankarafantsika et Namoroka par unité d'effort (nuit de capture).

Concernant l'indice de diversité, égal à 1,49 pour le PNN est largement supérieur par rapport à celui d'Ankarafantsika égal à 0,32. Cette différence sur l'indice de diversité entre les deux parcs entraîne ainsi l'acceptabilité de l'hypothèse H_{02} . Namoroka possède des formations karstiques et les formations intactes se trouvent autour des grottes où les chauves-souris se perchent entraînant ainsi une richesse spécifique élevée.

V-5-1-2- Variation des activités des chauves-souris dans les formations intactes

Un total de 926 activités (149 chasses et 777 passages) a été dénombré dans les FI pour les deux Parcs dans les 125 points d'écoutes effectués. Soit 725 activités (122 chasses et 603 passages) pour 72 points effectués à Namoroka et 201 activités (27 chasses et 174 passages) obtenues dans les 53 points d'écoutes. L'analyse avec le test de Mann-Whitney révèle qu'il y a une différence significative au niveau des activités des chauves-souris dans les FI entre les deux parcs que ce soit à propos des passages de chauves-souris (Mann-Whitney, $U=1151,500$ et $P<0,0001$) ou à propos des chasses (Mann-Whitney, $U=1350$ et $P<0,005$). Ainsi les activités dans la FI sont plus élevées dans le PNN que dans le PNA (Figure8). Ainsi, on accepte

l'hypothèse nulle H_{02} qui stipule l'existence de différence significative au niveau des activités dans les FI entre le PNN et le PNA.

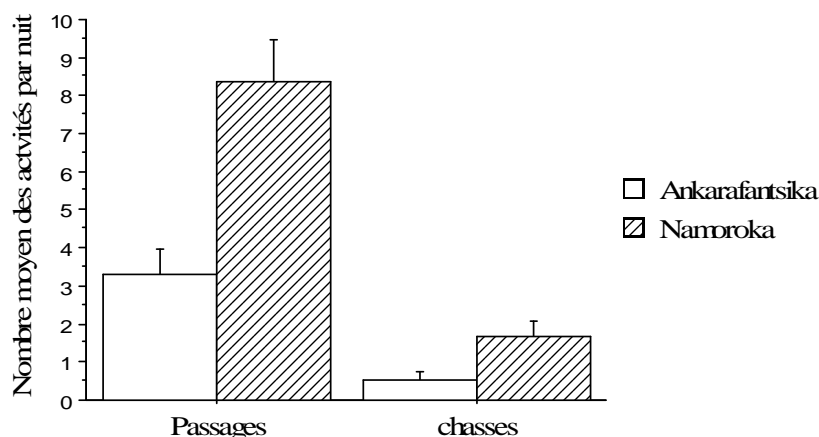


Figure 8 : Le nombre moyen des activités des chauves-souris par nuit dans les formations intactes.

V-5-1-3- Communauté proie

Au total, 144 insectes ont été collectés repartis dans 10 Ordres dans le PNA et 186 dans le PNN représentés par sept Ordres. La composition en proie dans les deux parcs ne se diffère pas beaucoup durant le mois de novembre pour le PNA et octobre pour le PNN (Annexe 15) car le niveau d'humidité dans les deux sites sont presque les mêmes et ils correspondent au début de la saison humide après des longues saisons sèches.

V-5-2- Formations dégradées

V-5-2-1- Richesse spécifique et indice de diversité

Trois espèces ont été recensées dans les FD et concernant les courbes cumulatives des espèces (Figure 9) celui d'Ankarafantsika révèle deux plateaux successifs ce qui signifie que l'effort de capture est insuffisant pour le recensement de toutes les espèces qui fréquentent l'habitat. À propos de Namoroka, la courbe ne présente aucun plateau indiquant ainsi la présence de plusieurs espèces qui ne sont pas encore recensées. L'indice de diversité dans les deux Parcs ne se diffère pas l'un égal à 0,13 et l'autre 0,14 pour ce type de microhabitat. Ce qui implique qu'il n'y a pas une différence au niveau de la diversité spécifique dans les formations dégradées entre le PNN et le PNA.

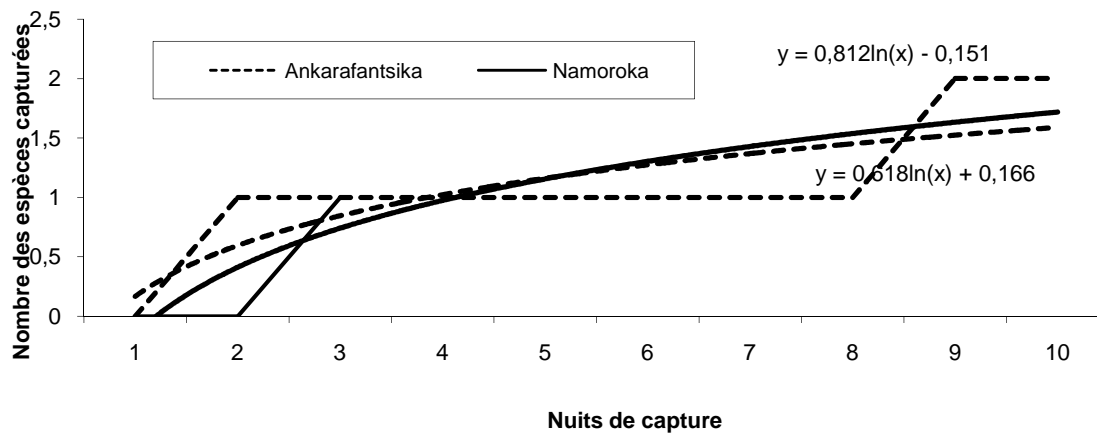


Figure 9 : Courbe cumulative des espèces capturées dans les formations dégradées dans les Parcs Nationaux Ankarafantsika et Namoroka par unité d'effort (nuit de capture).

V-5-2-2- Variation des activités des chauves-souris dans les formations dégradées

Après dénombrement dans 129 points d'écoutes un total d'activité égal à 976 est obtenu (171 chasses et 805 passages) pour les deux parcs. On a dénombré 205 passages et 29 chasses pour Ankarafantsika dans les 66 points d'écoutes effectués et 600 passages et 142 chasses pour Namoroka dans les 63 points d'écoutes. Après le Test de Mann-Whitney la différence d'activité chasse et passage dans les deux parcs est significative : chasse (Test Mann-Whitney, $U=1558$ et $P<0,01$) et passage (Test Mann-Whitney, $U=1114$ et $P<0,0001$) (Figure 10). Ainsi on a constaté que le nombre de point d'écoute réalisée sont proche pour les deux parcs mais les activités dénombrées sont différents. Les chauves-souris insectivores à Namoroka vivent en colonie dans les grottes et ont une activité plus élevée par rapport à celui d'Ankarafantsika où ils mènent une vie solitaire ou en petite groupe. Par conséquent l'hypothèse nulle H_{02} qui stipule qu'il y a une différence significative au niveau des activités dans les formations dégradées entre le PNN et le PNA est accepté.

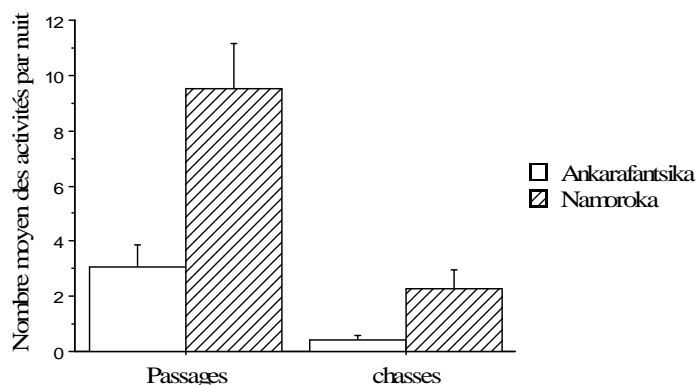


Figure 10 : Nombre moyen des activités des Chiroptères par nuit dans les formations dégradées au niveau des Parcs Nationaux Ankarafantsika et Namoroka.

V-5-2-3- Abondance et composition des insectes

Un total de 1081 insectes ont été collectés dans le PNA et 151 dans le PNN (Annexe 16). On a identifié neuf Ordres d'insectes dans le premier parc et huit pour le second. Une large différence en effectif est constatée mais le nombre d'ordre reste assez similaire. Ankarafantsika possède des lacs permanents favorable aux développement des insectes contrairement à Namoroka où il n'y a que des lacs temporaires ce qui explique cette large différence.

V-5-3- Champs de culture

V-5-3-1- Richesse spécifique dans les champs de culture

Les champs de cultures se caractérisent par des champs de riz, du manioc, des bananiers quelque fois des champs de manguiers. Au total 5 espèces ont été identifiées. La courbe cumulative des espèces (Figure 11) de Namoroka ne présente pas un plateau ce qui signifie que les espèces fréquentant ce microhabitat ne sont pas recensées. Concernant le Parc National d'Ankarafantsika, le plateau est atteint mais n'interdisant pas la présence d'autres espèces dans le site.

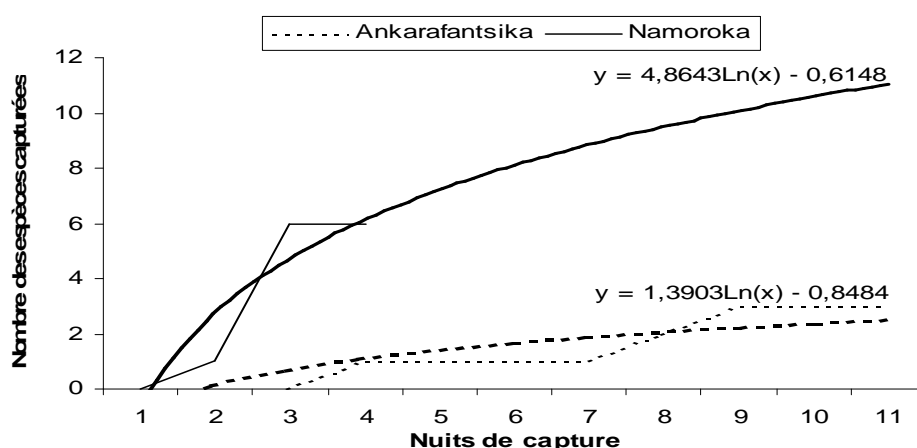


Figure 11 : Courbe cumulative des espèces capturées dans les champs de cultures dans les Parcs Nationaux d'Ankarafantsika et de Namoroka par unité d'effort (nuit de capture).

V-5-3-2- Variation des activités des chauves-souris dans les champs de culture

L'étude a permis de dénombrer 313 activités dans les deux parcs (39 chasses et 274 passages) dans 115 points d'écoutes. Pour Ankarafantsika, 102 points d'écoutes réalisés donnent 161 activités (13 chasses et 148 passages). Dans le cas de Namoroka, 13 points d'écoutes pour obtenir 152 activités (26 chasses et 126 passages). Le Test de Mann-Whitney révèle une différence significative sur les activités (chasse et passage) dans les champs de cultures entre les deux parcs. Ainsi on a : la chasse (Test de Mann-Whitney, $U=393$ et $P < 0,01$) et le passage (Test de Mann-Whitney, $U=225,500$ et $P < 0,0001$) (Figure 12). Donc, l'hypothèse nulle H_{02} énonçant qu'il y a une différence significative au niveau des activités dans les champs de cultures entre le PNN

et le PNA est accepté. Malgré le peu d'effort déployé à Namoroka, les activités y sont plus élevées par rapport à ce qui a été fait à Ankarafantsika.

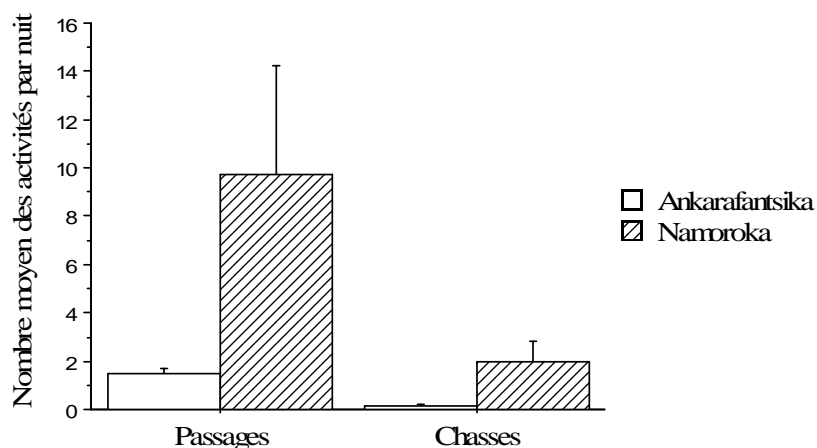


Figure 12 : Nombre moyen des activités des Chiroptères par nuit dans les champs de cultures au niveau des deux Parcs Nationaux Ankarafantsika et Namoroka.

V-5-3-3- Abondance et composition des insectes

Au total, 693 insectes ont été collectés dans le PNA et 34 pour le PNN. On a identifié dix Ordres d'insectes dans le PNA et cinq dans PNN (Annexe 17). On peut constater à partir de ces précédentes effectifs obtenus dans les deux Parcs une grande différence bien que la collecte des insectes se soit déroulée dans un habitat de même type. Le PNA est plus humide que l'autre parc par la présence des plusieurs grands lacs tel le lac Ravelobe mais le cas contraire dans le PNN où il n'y a que des lacs temporaires qui s'assèche une fois que la saison sèche arrive.

VI- DISCUSSION

VI-1- EFFICACITE DES METHODES UTILISEES

Dans l'étude des Chiroptères, l'utilisation de multiples méthodes d'échantillonnage s'avère importante puisqu'ils sont, d'une part, doués d'une agilité de vol et, d'autre part, ont développé d'un système d'écholocation (chez les Yangochiroptera et quelques Yinpterochiroptera) très sensible aux moindres obstacles, qui rendent difficiles leur capture et identification (Barclay et Bell, 1988).

Parmi les espèces inventoriées au cours de la présente étude, certaines sont capturées par la méthode standard à l'aide du filet japonais (*Hipposideros commersoni*, *Myotis goudoti*, *Scotophilus robustus*, *Coleura afra*, *Miniopterus gleni*, *Chaerephon jobimena*, *Taphozous mauritanus*, *Myzopoda schliemanni*, ...). Bien que la pratique du piégeage par filet nécessite beaucoup d'attention (Kunz, 1988) et qu'elle dépende de nombreux facteurs (la position de filet, le nombre de filet, les sites et les espèces à capturer, du nombre de chauves-souris présent dans le site d'étude, de la dispersion des chauves-souris en dehors de leur gîte (Barlow, 1999). Elle dépende aussi de la végétation entourant le filet (Kunz et Brock, 1975). Toutefois, elle reste la méthode standard pour mieux identifier les chauves-souris.

Certaines espèces sont capturées (par filet) et rencontrées dans les grottes également par observation directe (*Eidolon dupreanum*, *Triaenops furculus*, *Miniopterus gleni*, *Myotis goudoti*, *Myzopoda schliemanni*). La recherche d'une telle structure est nécessaire puisqu'elle maximise les résultats, d'une part et, permet d'étudier le comportement social intra et interspécifique, d'autre part. Car les grottes et d'autres structures rocheuses sont des habitats clés pour certaines colonies de chauves-souris (Hutson et al., 2001).

L'utilisation d'autre méthode comme le détecteur de chauves-souris dans la présente étude montre des avantages énormes bien que la méthode expérimentale utilisant le détecteur ultrasonique ne permette pas de donner le nombre d'individu exact pour une espèce et n'arrive pas à distinguer le sexe et l'âge (Russ et Bennett, 1999). Mais, elle aide à localiser les habitats ou les zones d'activités des chauves-souris à écholocation qui seront ensuite destinés comme sites de capture. La même méthode a été utilisée par O'Farrell et Gannon (1999) pour un suivi de la biodiversité dans d'autres régions tropicales et elle s'est montrée efficace.

Les trois méthodes utilisées (capture, observation directe, et détection ultrasonique par hétérodyne et fréquence de division) sont différents mais complémentaires et permettent ainsi de recenser un plus grand nombre d'espèces, de déterminer les différents sites d'habitat et d'activités des chauves-souris dans les deux Parcs.

VI-2- DIVERSITE SPECIFIQUE

Le Tableau VI résume le résultat avant, durant et après l'étude dans les deux Parcs Nationaux. Quatorze espèces réparties en sept familles sont inventoriées au cours de la présente étude dans le PNN. Avant l'étude les Chiroptères connues sont au nombre de neuf espèces (Eger et Mitchell 2003, Goodman *et al.*, 2005), durant l'étude sept espèces s'ajoutent à la liste déjà existante et après l'étude cinq espèces s'additionnent à la liste (Goodman *et al.*, 2005). Au total 21 espèces sont connues dans le PNN ce qui correspond à 49% par rapport au nombre de chauves-souris connues à Madagascar. Soulignons que le Parc National de Namoroka figure parmi les Parcs Nationaux de l'Ouest malgaches riches en grottes et des formations karstiques tel le Parc National des Tsingy de Bemaraha (18 espèces connues) (Goodman 2011).

Sept espèces distribuées dans cinq familles ont été recensées dans le PNA. Avant l'étude sept espèces sont recensées dans cette région (Tableau VI), durant notre étude deux espèces s'ajoutent à la liste et après notre étude dix espèces sont capturées dans le parc (Goodman *et al.*, 2005). Au total 11 espèces sont identifiées dans le Parc National d'Ankarafantsika correspondant à 26% des chauves-souris connues à l'échelle national et environs.

Les deux Parcs sont différents concernant la richesse spécifique car Namoroka possède trois fois d'espèce qu'Ankarafantsika. La première grande raison est que le PNN regorge plusieurs grottes qui sont considérés comme les gîtes idéaux pour les chauves-souris. D'ailleurs, plusieurs des espèces capturées à Namoroka nichent dans les grottes. Pour le cas de *Hipposideros commersoni* vie probablement dans les grottes mais à Ankarafantsika, elle se perche sur les branches des arbres et elle est solitaire. *Rousettus madagascariensis* a été capturée mais aucune gîte n'a été trouvée après les recherches faites sur terrain mais elle niche probablement dans les trous d'arbres. La diversité dans les sites regorgeant de grotte (exemple : Parc National de Namoroka) est élevée que dans les sites ne présentant aucune. Puisque les grottes constituent des parfaites gîtes pour la majorité des chauves-souris puisqu'ils y sont à l'abri des prédateurs et d'éventuelle catastrophe naturelle (Goodman *et al.*, 2005). Cependant, les deux Parcs Nationaux possèdent une endémicité élevée et présente ainsi tous deux de l'intérêt pour la conservation.

Tableau VII : Diversité de Chiroptères avant et après l’investigation (Sources : Eger et Mitchell, 2003 ; Goodman *et al.*, 2005 ; Goodman 2011).

Espèces	Avant l'étude	Durant l'étude	Après l'étude	Avant l'étude	Durant l'étude	Après l'étude
	Namoroka			Ankarafantsika		
<i>Pteropus rufus</i>	–	X	X	–	–	X
<i>Eidolon dupreanum</i>	X	X	X	X	–	X
<i>Rousettus madagascariensis</i>	X	X	X	X	X	X
<i>Emballonura tiavato</i>	–	–	X	–	–	–
<i>Coleura afra</i>	–	X	X	–	–	–
<i>Taphozous mauritanus</i>	–	X	X	X	X	X
<i>Myzopoda schliemanni</i>	–	X	X	X	–	X
<i>Hipposideros commersoni</i>	X	X	X	X	X	X
<i>Triaenops furculus</i>	X	X	X	–	–	–
<i>Triaenops menamena</i>	X	–	X	X	X	X
<i>Myotis goudoti</i>	X	X	X	–	–	–
<i>Pipistrellus raceyi</i>	–	–	–	–	X	–
<i>Scotophilus robustus</i>	–	X	X	–	–	–
<i>Scotophilus marovaza</i>	–	–	–	–	X	X
<i>Miniopterus aelleni</i>	–	–	X	–	–	–
<i>Miniopterus brachytragos</i>	–	–	X	–	–	–
<i>Miniopterus griveaudi</i>	–	–	X	–	–	–
<i>Miniopterus gleni</i>	X	X	X	–	–	–
<i>Miniopterus manavi</i>	X	X	–	–	–	–
<i>Chaerephon jobimena</i>	–	X	–	–	–	–
<i>Otomops madagascariensis</i>	X	–	X	–	–	–
<i>Chaerephon leucogaster</i>	–	–	X	–	–	X
<i>Mops leucostigma</i>	–	X	X	X	X	X
TOTAL	9	14	19	7	7	10
Nombre total des espèces recensées	21			11		

X : Espèces capturées

– : Espèces non capturées

VI-3- ABONDANCE RELATIVE DES ESPECES CAPTUREES

L'estimation de la taille d'une population par les données obtenues à l'aide du filet japonais s'avère très difficile. Car il est pratiquement impossible de savoir exactement combien y a-t-il d'individu dans un site (Brosset *et al.*, 1996). Cependant, la capture au filet peut être utilisée pour calculer l'abondance relative et le nombre des individus capturés par nuit, en plus de l'indice de diversité (Barlow, 1999).

Rousettus madagasariensis est l'espèce la plus fréquemment capturée. Selon Eger et Mitchell (2003), cette espèce est facilement capturée avec les filets japonais lorsqu'elle est présente dans une localité et les gîtes de cette espèce dans la région d'Ankarafantsika et de Namoroka sont parmi les moins connus. Ces individus nichent dans des grottes, mais aucune grotte n'a été recensée dans le PNA et le PNN. Cependant, il est probable que cette espèce niche dans les trous d'arbre laissés par d'autres animaux dans le cas d'Ankarafantsika et la littérature le confirme (Rakotoarivelo et Randrianandrianina, 2007). Les espèces suivantes : *Hipposideros commersoni*, *Myotis goudoti* et *Miniopterus manavi* ont une fréquence de capture moyenne dans le PNN et elles fréquentent les grottes (McHale, 1987 ; Pont et Armstrong 1990 ; Peterson *et al.*, 1995 ; Bayliss et Hayes, 1999). Et selon IUCN les chauves-souris fréquentant les grottes ont une importance scientifique (UICN 1997). Il y a aussi les espèces de faible fréquence de capture telles que *Triaenops furculus*, *Myzopoda schliemanni*, *Miniopterus gleni*, *Scotophilus robustus*, *Taphozous mauritanus*, et *Coleura afra*. Deux espèces (*Mops leucostigma* et *Eidolon dupreanum*) n'ont pu être capturées par les filets japonais à cause de leur tendance à voler à des hauteurs plus élevées (Bayliss et Hayes, 1999). En effet, il est difficile d'installer un filet japonais à une hauteur élevée et en plus de le maintenir durant la capture. Ainsi pour avoir des informations sur ces espèces la recherche des gîtes est indispensable concernant par exemple : *Mops leucostigma* qui a été capturée lors de son émergence sortant d'une habitation humaine à la tombée de la nuit à l'aide d'un filet maintenu par deux observateurs. Cette espèce appartient à la famille des Molossidae, elle vole au-dessus de la canopée jusqu'à 20 m au-dessus du sol et ne descend à des niveaux plus bas que de temps en temps pour capturer les insectes des sous-bois (Taylor, 2000). Par contre la deuxième c'est à dire, *E. dupreanum* a été capturée à l'aide d'un filet de 17 m de haut maintenu par deux observateurs dans une grotte d'Andriabe à Namoroka.

Dans le PNA le taux de capture égal à 2 individus par nuit reflète une faible densité de la communauté de chauves-souris dans ce site due probablement par le mode de vie solitaire et seul *Taphozous mauritanus* a été observée en groupe ce qui favorise un tel résultat. Les espèces qui sont les plus fréquentes sont les suivantes : *Hipposideros commersoni* et *Rousettus madagasariensis*. Mais le passage d'un cyclone le 8 mars 2004 nommé "Gafilo" dans le PNA avant notre investigation ne nous a pas permis d'abord d'avoir une abondance relative fiable et de

faire la comparaison entre les études faite durant le mois d'avril avec celui du mois de novembre. La raison c'est que ce cyclone avait entraîné énormément de dégâts au niveau des habitats naturelles. De plus on n'a pas pu capturer des individus qu'après plusieurs nuits de capture après le cyclone car il se pourrait que la pluie torrentiel a diminuée l'activité des Chauves-souris (Dwyer, 1964 ; Fenton, 1970 ; Kunz, 1973 ; Funakoshi et Uchida, 1978). Ce cyclone a peut être causé la mort de certains individus et selon Primack et Ratsirarson (2005), les catastrophes naturelles à intervalles imprévisibles telles que les cyclones peuvent provoquer de forte fluctuation au niveau de la taille de la population. Ils peuvent également supprimer une partie ou même éliminer une population entière d'une région. Néanmoins, il est à signaler que parmi les sept espèces recensées dans ce site, cinq sont endémiques ce qui correspondent à 71% par rapport au total. L'intérêt de ces endémicités se trouve dans le domaine de la conservation car plus un site est riche en espèce endémique plus il est prioritaire à la conservation. *Scotophilus marovaza* et *Pipistrellus raceyi* sont récemment identifiées et il se peut que d'autre espèce existe dans ce site.

VI-4- CHOIX DES HABITATS

La sélection des habitats est influencée par la disponibilité alimentaire (Bernard et Fenton 2002). Et généralement, les chauves-souris utilisent une large variété d'habitats servant à la fois de gîtes et de lieux de chasse (Hutson *et al.*, 2001), les études réalisées dans le passé ont montré que ces animaux avaient des exigences quant à la structure de l'habitat et ils les exploitent avec une certaine préférence (Kunz et Lumsden, 2003). Prenons le cas d'une formation intacte ou dégradée mais faisant référence à la forêt, Hutson *et al.* (2001) ont indiqués que les forêts sont des habitats clés pour les chauves-souris et certains scientifiques s'accordent à dire, que tous les Chiroptères passent un moment de leur vie en forêt. Normalement, les forêts constituent le milieu le moins perturbé, si l'on considère les modifications subies par les paysages suite aux diverses pressions anthropiques et naturelles. Les forêts procurent à certaines chauves-souris le gîte de jour, qui répond à leurs exigences biologiques et morphologiques et une nourriture indispensable et abondante la nuit. Les 11 espèces de chauves-souris inventoriées au cours du présent travail étaient rencontrées dans les formations intactes, sept (7) espèces sont pourtant supposées y vivre dépendamment à savoir *Hipposideros commersoni*, *Triaenops menamena*, *Triaenops furculus*, *Myotis goudoti*, *Miniopterus gleni*, *Miniopterus manavi* et *Myzopoda chliemanni*. D'après Kalcounis *et al.*, (1999), certaines espèces ont tendance à fréquenter les habitats fermés qui sont supposés abriter une grande quantité d'insectes. Ces espèces affirment une affinité d'utilisation de cet habitat. En effet, la formation intacte offre d'innombrables formations adéquates en termes de gîtes ou perchoirs : denses feuillages, branches et creux

d'arbres. C'est le cas dans les régions tempérées et tropicales, les creux d'arbres, les branches et les denses feuillages de la canopée offrent des structures importantes en juchoirs pour les chauves-souris (Kunz, 1982 ; Kunz et Lumsden, 2003). Tel le cas rencontré à Ankarafantsika pour *Hipposideros commersonni* où une étude effectuée par Ralisata (2005) a montré que cette espèce vive en solitaire et se perche sur les feuillages et les branches car il n'y a pas de grottes. Or à Namoroka cette espèce vive probablement en colonie et niche dans les grottes à la suite d'une capture fructueuse dans une formation intacte voisinant une sortie d'une grotte. Ainsi à l'exemple de cette espèce qui peut adopter les deux façons de vie que ce soit en solitaire ou en colonie. Ainsi la fréquentation des habitats par ces espèces dépend de la disponibilité des proies et de la structure de ces habitats. L'occupation ou l'exploitation d'un milieu dépend aussi de la forme des ailes de l'espèce. Certaines espèces sont très agiles, volent lentement et se spécialisent dans les milieux fermés (*Hipposideros commersoni*). D'autres espèces sont spécialisées aux vols rapides donc vivent et exploitent les milieux ouverts : le cas de *Scotophilus marovaza*, qui a été capturée uniquement dans un habitat ouverte tel que les formations dégradées. Et l'étude de (Goodman *et al.*, 2006) confirme que cette espèce fréquente les formations dégradées. Certaines chauves-souris ont l'habitude d'utiliser ces zones d'agriculture comme lieu d'activités (Mickleburgh *et al.*, 2002) prenons le cas de *Pipistrellus raceyi*. Il y a une dépendance forestière pour beaucoup d'espèce mais les grottes renferment les plus larges colonies de chauves-souris à travers le monde (Hutson *et al.*, 2001). A Madagascar, la plus large colonie est rencontrée dans les grottes d'Ankarana, de Bemaraha, de Namoroka et de Sarodrano (Eger et Mitchell, 2003). Pour certaines chauves-souris, ces gîtes sont en effet des sites importants pour élever les petits, pour l'accouplement et l'hibernation (Kunz, 1982). Les grottes facilitent souvent les interactions sociales entre espèces, offrent des protections contre les intempéries, assurent une conservation d'énergie et minimisent les risques de prédation (Kunz et Lumsden, 2003). Une cohabitation intrafamiliale a été observée dans la grotte d'Ampidiraniamafa. Il s'agit des membres de la famille des Vespertilionidae (*Myotis goudoti*) des Hipposideridae (*Triaenops furculus*) et celui des Miniopteridae (*Miniopterus. manavi*), avec une colonie de 4000 individus environs s'accrochant sur le plafond et le mur de la grotte. Signalons que l'entrer de la grotte est assez étroit et qu'il faut ramper pour y entrer et faire bien attention aux yeux de peur d'être blesser. De tels cas sont rencontrés dans de nombreuses grottes malgaches exemple dans les grottes d'Anjohimanapaka, Anjohiatsimo II et Anjohisiramamy I du Parc National des Tsingy de Bemaraha, où *Miniopterus manavi* cohabite avec *Emballonura tiavato* (Kofoky *et al.*, 2006). En un mot, les grottes fournissent aux chauves-souris insectivores un abri et la forêt leurs procurent les aliments nécessaires pour leurs métabolismes.

VI-5- ACTIVITES DES CHAUVES-SOURIS INSECTIVORES

Les activités de chasse des chauves-souris insectivores sont influencées par la densité de la végétation (Patriquin et Barclay, 2003) et la quantité des proies disponibles. Le son joue un rôle vital dans la vie des chauves-souris insectivores, ils utilisent tous l'écholocation (Fenton *et al.*, 1995 ; Altringham, 1996). Le détecteur ultrasonique est utilisé pour localiser et évaluer les sites où l'activité des insectivores à écholocation est élevée (Barlow, 1999 ; Fenton, 1970 ; Fenton *et al.*, 1977 ; Furlonger *et al.*, 1987 ; Crome et Richards, 1988 ; Fenton et Bell, 1981 ; Jones, 1993 ; Vaughan *et al.*, 1997). Toutefois, l'utilisation de l'appareil détecteur présente une certaine difficulté dans la mesure de la détermination des activités selon les différents types d'habitats. Puisque, l'encombrement entrainé par les types d'habitats rend difficile la détection de l'écholocation comparée avec les milieux ouverts (Law *et al.*, 1999). Ainsi, il existe des espèces moins discernables que d'autres. De plus, l'étude a été limitée sur la comparaison des activités entre les habitats et non celle des espèces. Il est particulièrement difficile de distinguer le même individu qui passe devant le détecteur dans un intervalle de temps donné et de différencier plusieurs individus qui passent au même moment (O'Farrell *et al.*, 1999). L'interprétation des activités enregistrées par l'appareil détecteur demande une attention particulière, puisque le nombre d'individus présents dans un milieu donné ne peut pas être dénombré à l'aide de cet appareil. En outre, l'usage de la méthode d'hétérodyne est bien restreint car elle fonctionne dans un intervalle de fréquence limitée. Les Chauves-souris qui produisent des sons en dehors de cette limite ne sont pas repérées (Pettersson, 1993). Néanmoins, cette méthode présente un avantage lors de l'échantillonnage avec le détecteur de chauve-souris de tel sorte qu'une large zone peut être étudiée avec facilité (Thomas et West, 1989). Les chauves-souris à écholocation sont très actives dans les milieux à formation karstique car ils sont plus abondants en nombre et en espèces que les formations regorgent de grotte qui constitue la niche idéale pour eux. C'est le cas dans la présente étude car on observe des formations karstiques dans le PNN où les activités sont plus intenses par rapport à celui du PNA qui ne présente aucun vestige de grotte jusqu'à ce jour.

VI-6- ABONDANCE DES PROIES DISPONIBLES.

Dans la capture des insectes, le piège Malaise a été utilisé mais, la détermination de l'abondance des proies disponibles pour les chauves-souris insectivores est un problème irrésolu. Même s'il est possible d'estimer l'abondance des insectes dans un milieu donné, une telle estimation ne représente pas leur proie disponible. Ce piège malaise est installé au niveau du sol et l'inconvénient de son utilisation c'est qu'il peut capturer des insectes qui ne sont pas à la portée des chauves-souris (Kunz, 1988). Ce problème se pose parce que ce ne sont pas tous les insectes capturés dans un habitat donné qui sont facilement repérés par les chauves-souris insectivores (Kunz, 1988). Les insectes de petite taille sont les plus souvent capturés par le piège malaise alors

qu'ils sont moins détectables. Par contre, ceux de grande taille sont plus facilement repérables du fait qu'ils diffusent un écho plus intense que ceux de petite taille (Kunz, 1988). Mais comme la majorité de chauves-souris rencontrées sont des insectivores alors une estimation sur l'abondance des insectes disponible s'impose même si cela reste un problème indéterminé pour les écologistes. Néanmoins, plusieurs ordres d'insectes supposés être les proies préférentielles des chauves-souris insectivores sont capturées dans la présente étude exemple les ordres des Coléoptères, Lépidoptères, Diptères, Hyménoptères. Prenons le cas des Coléoptères qui constituent les proies préférés des *Hipposideros commersoni*, Hyménoptères et Névroptères pour *Myotis goudoti* et Lépidoptères pour *Triaenops furculus* et *Triaenops menamena* (Andrinajoro *et al.*, 2007). Ainsi une étude plus poussée dans le régime alimentaire par l'analyse des fèces élucidera le problème mais la présente étude n'est pas encore orientée dans ce sens.

VI-7- MENACES

Aujourd'hui, les écosystèmes dans le monde se dégradent de plus en plus avec un taux alarmant, et les effets de l'activité humaine sur la biodiversité sont dramatiques (Medellin *et al.*, 2000), ce sont les menaces qui existent sur les paysages qui fragilisent les diverses populations faunistique et floristique. Et la dégradation de l'habitat permet l'introduction (et/ou l'invasion) d'espèces généralistes ou exotiques qui interceptent facilement les ressources des autochtones spécialistes et pouvant aboutir à la disparition progressive de ces derniers (Brosset *et al.*, 1996 ; Vallan, 2000 ; Goodman et Rakotondravony, 2000 ; Ramananjatovo et Ganzhorn, 2001).

A Madagascar, les Chauves-souris, comme les autres animaux, sont menacés par la perte et la dégradation des habitats (Eger et Mitchell, 2003). La pression démographique locale entraîne l'augmentation de la surface cultivée or, certaines chauves-souris ont l'habitude d'utiliser les zones d'agriculture comme lieu d'activités (Mickleburgh *et al.*, 2002) là où les insectes sont supposés faciles à repérer et à capturer.

VI-8- CONSERVATION

Les Chauves-souris insectivores de Madagascar sont moins considérés en terme de conservation (Jenkins *et al.*, 2007), peut-être à cause de leur statut (Global Mammal Assessment et UICN, 2005) majoritairement à préoccupation mineure ou quasi-menacé. Le manque de connaissance sur leur taxonomie, leur biologie et leur exigence écologique restent aussi une grande lacune et certaines espèces sont encore actuellement à données insuffisantes (Exemples : *Chaerephon leucogaster*, Molossidae ; *Neoromicia malagasiensis*, Vespertilionidae). Ainsi pour pouvoir protéger ces chauves-souris insectivores il faut que les connaissances sur leur biologie et écologie soit ample afin de mieux les conserver. Et une étude plus approfondie pour chaque espèce s'impose à propos de leur régime alimentaire par exemple pour certain espèces où la

question n'est pas encore élucidée, surtout pour ces espèces nouvellement recensées telles que *S. marovaza*, *M. mahafaliensis* et tant d'autre. Les forêts caducifoliées et les grottes restent des habitats clés pour les chauves-souris de l'Ouest. Cas dans le PNN où le taux de capture par nuit est de 15,6 individus par nuit. De ce fait, les chauves-souris dans ce site présentent une densité élevée. Probablement l'existence des grottes en est la cause car ils les utilisent comme refuge réduisant ainsi les menaces. Certaines mesures contre la surexploitation de la forêt doivent être ainsi prises dans l'immédiat pour diminuer la perte de l'habitat surtout les formations intactes qui nécessitent plus d'attention en termes de conservation pour assurer leur rôle de réservoir de nourriture (insectes) aux chauves-souris insectivores. Des recherches de grottes et des études sur les impacts des activités humaines ou touristiques sont aussi nécessaires dans le cas des deux Parcs Nationaux. De plus pour avoir une meilleure conservation il faut que les cycles de vie et les rôles des Chiroptères dans le maintien de l'écosystème se sachent ainsi, une éducation des autorités, des guides, des touristes, des enseignants et élèves aussi bien que le grand public s'impose.

CONCLUSION ET RECOMMANDATION

La présente étude a été menée afin de compléter la connaissance de la diversité biologique des Chiroptères dans le PNA et dans le PNN. Les activités et la composition spécifique des Chiroptères selon le degré de dégradation des trois types d'habitats proposés : formation intacte, formation dégradée et champ de culture ne sont pas identiques dans les deux Parcs. Les activités et la composition spécifique sont plus faibles dans le PNA. Le piège Malaise a permis d'inventorier les proies disponibles mais pas suffisantes pour une étude plus poussée. Après plusieurs efforts de capture, sa fréquence moyenne est de 2,1556% pour le PNA et 15,529% pour le PNN. La population de Chiroptère dans le PNA comprend 7 espèces et 14 espèces dans le PNN. Les espèces capturées montrent une affinité avec les zones boisées surtout les espèces de petite taille. Puisque la majorité des individus ont été capturées dans les forêts. Après analyse, les activités de chauves-souris insectivores dans les zones riches en formation karstique sont plus élevées par rapport à ceux qui n'en possèdent pas tel qu'Ankarafantsika. La raison c'est que ces formations servent de gîte assurant une meilleure protection à la survie des chauves-souris. 12 Ordres d'insectes ont été recensés dans le PNA et 11 dans le PNN. La plupart de ces insectes appartiennent à l'Ordre des Coléoptères, des Diptères et des Lépidoptères qui figurent parmi les proies préférentielles des chauves-souris insectivores.

Malgré, quelques recommandations sont suggérées pour une amélioration de l'étude future sur les Chauves-souris insectivores de l'Ouest par la révision des méthodes et de l'effort d'échantillonnage. Ainsi, concernant le PNN vue sa richesse en édifice naturelle de type Karstique, il est nécessaire de faire des suivis biologiques et écologiques des chauves-souris à cause de sa richesse spécifique et aussi de l'abondance relative des espèces. La raison c'est que les chauves-souris ont leur importance dans la conservation des écosystèmes (dissémination des graines et pollinisation pour les espèces frugivores, contrôle des nombres d'insectes pour les insectivores). Ainsi, la présente étude ne fournit que quelques indications sur l'écologie et la biologie des Chiroptères. D'autres études pourront l'affiner en considérant tous les facteurs écologiques et biologiques. Donc, cette étude pourrait servir de référence dans l'élaboration du plan de conservation des Chiroptères.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **Ahlén, I. 1981.** Field identification of bats and survey methods based on sounds. *Myotis* 18-19 : 128-136.
2. **Ahlén, I. 1990.** Identification of Bats in Flight. *Swedish Society for the Conservation of Nature and the Swedish Youth Association for Environmental Studies and Conservation*. Stockholm. 50 pp
3. **Alonso, L. E., T. S. Schulenberg, S. Radilofe, et O. Missa (eds). 2002.** Une Evaluation Biologique de la Réserve Naturelle Intégrale d'Ankarafantsika, Madagascar. Bulletin RAP d'Evaluation Rapide No. 23. *Conservation International*. Washington, DC.
4. **Alonso, L. E. et L. Hannah. 1997.** Introduction à la Réserve Naturelle Intégrale et la Réserve Forestière d'Ankarafantsika. Programme d'Evaluation Rapide **23**: 23-27. Association Nationale pour la Gestion des Aires Protégées.
5. **Alonso, L. E., T. S. Schulenberg, S. Radilofe et O. Missa. 1997.** Une évaluation biologique de la Réserve Naturelle Intégrale d'Ankarafantsika. Bulletin of Biological Assessment, Conservation International, Washington, D.C., USA.
6. **Altringham, J. D. 1996.** Bats: Biology and behaviour. Oxford University Press, UK. 262 pp.
7. **Altringham, J. D. et M. B. Fenton. 2003.** Sensory ecology and communication in the Chiroptera. In: Kunz, T. H. et M. B. Fenton (Eds). *Bat Ecology*. The University of Chicago Press : 90-127.
8. **Andriafidison, D. 2004.** Etudes des rôles de *Eidolon dupreanum* dans la pollinisation de baobabs (*Adansonia suarezensis* et *Adansonia grandidieri*) et de *Pteropus rufus* dans la dispersion des graines dans la forêt naturelle de Befandrana. Mémoire de DEA. Département de Biologie Animale. Faculté des Sciences. Université d'Antananarivo. Madagascar. Non publié.
9. **Andrianaivoarivelo, A. S. 2004.** Les rôles des Megachiroptères *Pteropus rufus* Tiedmann, 1808 et *Eidolon dupreanum* Shlegel, 1867 sur la pollinisation de *Ceiba pentandra* (kapokier) dans la région de Morondava. Mémoire de DEA. Département de Biologie Animale. Faculté des Sciences. Université d'Antananarivo. Madagascar. Non publié.
10. **Andrinajoro, A. R., N. Ranaivoson, O. R. Ramilijaona, A. F. Kofoky, P. A. Racey et R. K. B. Jenkins. 2007.** Seasonal food habits of five sympatric forest microchiropterans in western Madagascar. *Journal of Mammalogy* **88** (4): 959-966.
11. **Andersen, B. et L. A. Miller. 1977.** A portable ultrasonic detecting system for recording bat cries in the field. *Journal of Mammalogy* **58**: 226-229.
12. **ANGAP (Association Nationale pour la Gestion des Aires Protégées). 2000.** Plan de Gestion du Réseau National des Aires protégées de Madagascar.

13. **ANGAP. 2001.** Plan de Gestion du Réseau National des Aires protégées de Madagascar. 112p.
14. **Arthur, L. et M. Lemaire. 2005.** Les chauves-souris : maîtresses de la nuit. La bibliothèque du naturaliste. Delachaux et Niestlé. 272p.
15. **Barclay, R. M. R. et G. P. Bell. 1988.** Marking and Observational Techniques. In: Kunz, T. H. (Ed). Ecological and behavioural methods for the study of bats. Washington DC/London: Smithsonian Institution Press : Pp 59-75.
16. **Barlow, K. 1999.** Bats: Expedition field Techniques. London: Expedition Advisory centre (Royal Geographical Society) and The Institute of British Geographers. 69pp.
17. **Bayliss, J. O. et B. Hayes. 1999.** The status and distribution of bats, primates and butterflies from the Makira Plateau, Madagascar. *Fauna and Flora International*. London.
18. **Bernard, E., M. B. Fenton. 2002.** Species diversity of bats (Mammalia: Chiroptera) in forest fragments, primary forests and savannas in Central Amazonia, Brazil. *Canadian Journal of Zoology* **80**: 1124-1140.
19. **Black, H.L. 1974.** A north temperate bat community: structure and prey population. *Journal of Mammalogy*. **55**: 138-157.
20. **Brosset, A., P. Charles-Dominique, A. Cockle, J. F. Cosson et D. Masson. 1996.** Bat communities and deforestation in French Guiana. *Canadian Journal of Zoology* **74**: 1974-1982.
21. **Chaperon, P., J. Danloux, L. Ferry. 1993.** Fleuves et rivières de Madagascar. Ony sy renirano eto Madagasikara. Paris : Editions ORSTOM. 874p.
22. **Chinery, M. 1993.** Field Guide Insects of Britain and Northern Europe. Collins, London. 448p.
23. **Clarke, F. M. et J. R. Downie. 2001.** A bat (Chiroptera) survey of Mora rainforest in Trinidad's Victoria-Mayaro Forest Reserve. *Biodiversity and Conservation* **10**: 725-736.
24. **Cosson, J. F., J. F. Pons, et D. Masson. 1999.** Affects of forest fragmentation on frugivorous and nectarivorous bats in French Guiana. *Journal of Tropical Ecology* **15**: 515-534.
25. **Crome, F. H. J. et G. C. Richard. 1988.** Bats and gaps: microchiropteran community structure in a Queensland rainforest. *Ecology* **69**: 1960-1969.
26. **Delvare, G. et H. P. Aberlenc. 1989.** Les insectes d'Afrique et d'Amérique Tropicale. CIRAD, Département GERDAT : Laboratoire de Faunistique.
27. **Dwyer, P. D. 1964.** Seasonal changes in activity and weight of *Miniopterus schreibersii blepotis* (Chiroptera) in north-eastern New South Wales. *Australian Journal of Zoology* **12**: 52-69.
28. **Eger, J. L. et L. Mitchell., 2003.** Chiroptera, Bats. In: Natural History of Madagascar. S. M. Goodman et J. P. Benstead (Eds). The University of Chicago Press. Pp 1287-1298.

29. **Fenton, M. B., 1970.** A technique for monitoring bat activity with results obtained from different environment in southern Ontario. *Canadian Journal of Zoology* **48**: 847-851.
30. **Fenton, M. B., S. L. Jacobson, R. N. Stone. 1973.** An automatic ultrasonic sensing system for monitoring the activity of some bats. *Canadian journal of Zoology* **51**: 291-299.
31. **Fenton, M. B., N. G. H. Boyle, T. M. Harrison et O. J. Oxley. 1977.** Activity patterns, habitat use, and prey selection by some African insectivorous bats. *Biotropica* **9**: 73-85.
32. **Fenton, B. et G. D. Bell. 1981.** Recognition of Species of insectivorous bats by their echolocation calls. *Journal of Mammalogy* **62**: 233-243.
33. **Fenton, M. B. 1982.** Echolocation, Insect hearing and feeding ecology of insectivorous bats. In : Ecology of bats. T. H. Kunz (Eds). Plenum, New York. Pp 261-285.
34. **Fenton, M.B., M.K. Audet et J. Rydell. 1995.** Signal Strength, timing and self-deafening: the evolution of the echolocation in bats. *Paleobiology* **21**: 223-242.
35. **Fenton, M. B. 1999.** Describing the echolocation calls and behaviour of bats. *Acta Chiropterologica* **1(2)** : 127-136.
36. **Finnemore, M., P. W. Richardson. 1999.** Catching bats. In: The Bat Workers' Manual. Joint Nature Conservation Committee : 41-47.
37. **Fowler, J., L. Cohen et P. Jarvis. 1998.** Practical Statistics for Field Biology. 259p.
38. **Frenckell, V. B. et Barclay, R. M. R. 1987.** Bat activity over calm and turbulent water. *Canadian Journal of Zoology* **65**: 219-222.
39. **Funakoshi, K. et T. A. Uchida. 1978.** Studies on the physiological and ecological adaptation of temperate insectivorous bats III. Annual activity of the Japanese house-dwelling bat, *Pipistrellus abramus*. *Journal of the Faculty Agronomic, Kyushu University* **23**: 95-115.
40. **Furlonger, C. L., H. J. Dewar et M. B. Fenton. 1987.** Habitat use by foraging insectivorous bats. *Canadian Journal of Zoology* **65**: 284-288.
41. **Garbutt, N. 1999.** Mammals of Madagascar. Yale University Press New haven and London. 320p.
42. **Global Mammal Assessment. 2005.** Atelier sur la gestion et la conservation des Mammifères malgaches. Antananarivo, Madagascar.
43. **Goodman S. M. 1996.** Results of a Bat Survey of the Eastern Slopes of the Réserve Naturelle Intégrale d'Andringitra, Madagascar. *Fieldiana Zoology* **85**: 284-288.
44. **Goodman S. M. 1998.** Notes on the Bats of the Réserve Spéciale d'Anjanaharibe-Sud, Madagascar. *Fieldiana Zoology* **90**: 223-226.
45. **Goodman S. M. 1999.** Notes on the bats of the Réserve Naturelle Intégrale d'Andohahela and surrounding areas of the Southeastern Madagascar. *Fieldiana Zoology* **94**: 1 - 297.

46. **Goodman S.M. 2011.** Les chauves-souris de Madagascar. In: Guide de leur distribution, biologie et identification. Série de Guides sur la biodiversité de Madagascar. M.J. Raherilalao. et S.M. Goodman (Eds). Vahatra, Madagascar. 129p.
47. **Goodman, S. M. et D. Rakotondravony. 2000.** The effects of forest fragmentation and isolation on insectivorous small mammals (Lipotyphla) on the central High Plateau of Madagascar. *Journal of Zoology London* **250**: 193-200.
48. **Goodman, S. M. et S. G. Cardiff. 2004.** A new species of *Chaerephon* (Molossidae) from Madagascar with notes other members of the family. *Acta Chiropterologica*, 6 : 227-248.
49. **Goodman, S. M., D. Andrifidison, R. Andrianaivoarivelo, S. G. Cardiff, E. Ifticène; R. K. B. Jenkins, A. Kofoky, T. Mbohoahy, D. Rakotondravony, J. Ranivo, F. Ratrimomanarivo, J. Razafimanahaka et P. A. Racey. 2005a.** The distribution and conservation of bats in the dry regions of Madagascar. *Animal Conservation* **8** : 153-165. The Zoology Society of London.
50. **Goodman, S.M., R.K.B. Jenkins et F.H. Ratrimomanarivo. 2005b.** A review of the genus *Scotophilus* (Mammalia, Chiroptera, Vespertilionidae) on Madagascar, with the description of a new species. *Zoosystema* **27(4)**: 867-882.
51. **Goodman, S.M., F.H. Ratrimomanarivo et F.H. Randrianandrianina. 2006a.** A new species of *Scotophilus* (Chiroptera: Vespertilionidae) from western Madagascar. *Acta Chiropterologica* **8(1)**: 21-37.
52. **Goodman, S. M., R. K. B. Jenkins et F. H. Ratrimomanarivo. 2006b.** A review of the genus *Scotophilus* (Chiroptera: Vespertilionidae) on Madagascar, with the description of a new species. *Zoosystema*, **27** : 867-882.
53. **Goodman, S. M., H. M. Bradman, C. P. Maminirina, K. E. Ryan, L. L. Christidis et B. Appleton. 2008.** A new species of *Miniopterus* (Chiroptera : Miniopteridae) from lowland southeastern Madagascar. *Mammalian Biology* **73**: 199-213.
54. **Hutson, A. M. et P. A. Racey, 1999.** Examining Bats. In : The Bats Workers' Manual. Joint Nature Conservation Committee: 39-46.
55. **Hutson, A. M., S. P. Mickleburgh et P. A Racey. 2001.** Microchiropteran bats. In: Global Status Survey and Conservation Action Plan. UICN/SSC Chiroptera Specialist Group. UICN, Gland, Switzerland and Cambridge, UK : x + 258p.
56. **Hutson, A. M. et P. A. Racey. 2004.** Examining bats. In: The Bat Workers' Manual. Joint Nature Conservation Committee: 49-55.
57. **IUCN. 1997.** Guidelines for cave and karst protection. World Commission on Protected Areas.

58. **Jacobs, D. S. 1999.** Intraspecific variation in wingspan and echolocation call flexibility might explain the use of different habitats by the insectivorous bat, *Miniopterus schreibersii* (Vespertilionidae: Miniopterinae). *Acta Chiropterologica*, **1**(1): 93-103.
59. **Jenkins, R. K. B., A. F. Kofoky, J. Russ, D. Andriafidison, B. M. Siemers, F. Randrianandrianina, T. Mbohoahy et P. A. Racey. 2007.** Ecology and conservation of bats in southern Anosy Region, Madagascar. Vincelette, M., J. U. Ganzhorn et S. M. Goodman (Eds). [The littoral forest of Fort Dauphin]. *Bulletin of the Biological Society of Washington*: 209-222.
60. **Jones, G. 1993.** Flight morphology and echolocation in British bats. In : *Proceeding of the first European Bat Detector Workshop*. Eds. K. Kapteyn. Pp. 59-78. Amsterdam: Netherlands Bat Research Foundation.
61. **Jones, G. et E. C. Teeling. 2006.** The evolution of echolocation in bats. *TRENDS In : Ecology and Evolution* **21**(3) : 151-156.
62. **Kalcounis, M.C., K.A. Hobson, R.M. Brigham, et K.R. Hecker. 1999.** Bat activity in the boreal forest: Importance of stand type and vertical strata. *Journal of Mammalogy* **80**:673-682.
63. **Kalko, E. K. V. 1998.** Organisation and diversity of tropical bat communities through space and time. *Zoology* **101** : 281-297.
64. **Kingston, T., M. C. Lara, G. Jones, Z. Akbar, T. H. Kunz et C. J. Schneider. 2001.** Acoustic divergence in two cryptic *Hipposideros* species: a role for social selection? *The Royal Society* **268** : 1381-1386.
65. **Kofoky, A. F. 2001.** Contribution à l'étude comparative de l'efficacité de la méthode classique de capture et celle de la détection ultrasonique sur l'inventaire des Chiroptères de la péninsule de Masoala. Mémoire de DEA. Département de Biologie Animale. Faculté des Sciences. Université d'Antananarivo. Madagascar. Non-publié.
66. **Kofoky, A. F., D. Andriafidison, F. Ratrimomanarivo, H. J. Razafimanahaka, D. Rakotondravony, P. A. Racey et R. K. B. Jenkins. 2006.** Habitat use, roost selection and conservation of bats in Tsingy de Bemaraha National Park, Madagascar. *Biodiversity and Conservation*. Springer Science Business Media B. V.
67. **Kunz, T. H. 1973.** Resource utilisation: temporal and spatial components of bats activity in Central Iowa. *Journal of Mammalogy* **54** : 14-32.
68. **Kunz, T. H. et C. E. Brock. 1975.** A comparison of mist nets and ultrasonic detectors for monitoring flight activity of bats. *Journal of Mammalogy* **56** : 907-911.
69. **Kunz, T. H. 1982.** Roosting ecology of bats. In: Kunz, T. H (Ed.). *Ecology of bats*. Plenum Press, New York : 1-55.

70. **Kunz, T. H. 1988.** Ecological and behavioral methods for the study of bats. Smithsonian Institution Press. Washington, D.C. 533 pp.
71. **Kuntz, T. H. et L. F. Lumsden. 2003.** Ecology of cavity and foliage roosting bats. In : Bat Ecology. Kunz, T. H. et M.B. Fenton (Eds). The University of Chicago Press. Pp. 3-89.
72. **Kunz, T. H. et A. Kurta. 1988.** Capture Methods and Holding Devices. Ecological and Behavioural Methods for the Study of Bats. Eds. Kunz T.H.: 1-28. Smithsonian Institution Press. Washington, D.C., London.
73. **Law, B. S., J. Anderson et M. Chidel. 1999.** Bat communities in a fragmented forest landscape on the south-west slopes of New South Wales, Australia. *Biological Conservation* **88**: 333-345.
74. **Legendre, L., et P. Legendre 1979.** Le traitement multiple des données écologiques. Ecologie numérique, tome 1. *Collection d'écologie n°12*. Masson et Cie. Paris. 197p.
75. **Malaise, R. 1937.** A new insect-trap. **58**: 148-160.
76. **McHale, M. 1987.** Bats. In : The Crocodile Caves of Ankarana. Expedition to Northern Madagascar, 1986. Wilson, J. Cave Science (Eds). Transactions of the British Cave Research Association: **14 (3)**: 107-109.
77. **Medellin, R. A., M. Equihua, et M. A. Amin. 2000.** Bat Diversity and Abundance as Indicators of Disturbance in Neotropical Rainforests. *Conservation Biology* **14**: 1666-1675.
78. **Mickleburgh S. P., A. M. Hutson et P. A. Racey. 1992.** Old world Fruits Bats. An action plan for their conservation.
79. **Mickleburgh, S.P., A.M. Hutson, et P.A. Racey. 2002.** A review of the global conservation status of bats. *Oryx* **36(1)**, 18-34.
80. **Mittermeier, R. A., W. R. Konstant, M. E. Nicoll et O. Langrand. 1992.** Lemurs of Madagascar. An Action Plan for their Conservation. 1993-1999. IUCN/SSC Primate Specialist Group. Gland, Switzerland.
81. **Mittermeier, R. A., I. Tattersall, W. R. Konstant, D. M. Meyers et R. B. Mast. 1994.** Lemurs of Madagascar. Conservation International, Washington, DC.
82. **Mittermeier, R. A., P. R. Gil et C. G. Mittermeier. 1997.** Megadiversity, Earth's Biologically Wealthiest Nations. Mexico, D. F.
83. **Meyers, N., R. A. Mittermeier, C. G Mittermeier, G. A. B. de Fonseca et J. Kent. 2000.** Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature* **403**: 853-858
84. **Neuweiler, G. 2000.** The biology of bats. Oxford University Press. 310p.
85. **O'Farrell, M. J. et W. L. Gannon. 1999.** A comparison of acoustic versus capture techniques for the inventory of bats. *Journal of Mammalogy* **80** : 24-30.

86. **Parsons, S., Boonman, A. M. et Obrist, M. K. 2000.** Advantages and disadvantages of techniques for transforming and analysing chiropterian echolocation calls. *Journal of Mammalogy* **81** (4): 927-938.
87. **Patriquin, K. J. et R. M. Barclay. 2003.** Foraging by bats in cleared, thinned and unharvested boreal forest. British Ecological Society. *Journal of Applied Ecology* **40**: 646-657.
88. **Peterson, R. L., J. L. Eger. et L. Mitchell. 1995.** Chiroptères: Faune de Madagascar. *Natural History Museum* Vol.84. Paris. 204p.
89. **Pettersson, L. 1993.** Ultrasound detectors: Different techniques, purposes and methods. In : Proceedings of the first European Bat Detector Workshop. Eds. K. Kapteyn. pp. 11-19. Amsterdam: Netherlands Bat Research Foundation.
90. **Primack, M. B. et J. Ratsirarson. 2005.** Conservation de l'espèce et de la population. In : Principe de base de la Conservation de la Biodiversité Madagascar.
91. **Pont S. M. et J. D. Armstrong. 1990.** A study of the bat fauna of the Reserve Natural Integral of Marojejy in North-East Madagascar. Report of the Aberdeen University Expedition to Madagascar 1989.
92. **Racey, P.A, S.M. Goodman et R.K.B Jenkins. 2009.** The ecology and conservation of Malagasy Bats. In: *Island Bats*, T.H. Fleming and P.A. Racey (eds). The University of Chicago Press. Chicago.
93. **Raharinantenaina, I. M. O. 2008.** Etude des activités par écholocation et de la diversité spécifique des chauves-souris insectivores dans la forêt littorales de Sainte-Luce et Mandena. Mémoire de D. E. A. Département de Biologie Animale. Faculté des Sciences. Université d'Antananarivo. Madagascar. Non publié.
94. **Rajeriarison, C.; E. Roger et H. Rabarison. 2000.** Diversité et Endémisme dans le Bemaraha. In : Diversité et endémisme à Madagascar. Lorenço W. R et S. M. Goodman. (Eds): 37-44.
95. **Rakotoarivelo, A. R. et Randrianandrianina, F. H. 2007.** A chiropteran survey of the Lac Kinkony-Mahavavy area in western Madagascar. *African Bat Conservation News* **12**: 2-4.
96. **Rakotondramanana, C. M. 2004.** Etude de l'influence de la fragmentation et de la dégradation des forêts naturelles des hautes terres sur les activités des microchiroptères : case de la forêt Ambohitantely. Mémoire de Diplôme d'études Approfondies. Ecole Supérieure des Sciences Agronomiques, Département des Eaux et Forêt, Université d'Antananarivo.
97. **Rakotondravony, D., V. Randrianjafy et S. M. Goodman. 1997.** Evaluation Rapide de la Diversité Biologique des Micromammifères de la Réserve Naturelle Intégrale d'Ankarafantsika. *Programme d'Evaluation Rapide* **23**: 83-87.
98. **Ralisata, M. 2005.** Contribution à l'étude du comportement alimentaire de la chauve-souris à nez feuillu : *Hipposideros commersoni commersoni* (Hill et Bull, 1963)

(CHIROPTERES ; HIPPOSIDERIDAE) dans le Parc National Ankarafantsika. Mémoire de D.E.A. Département de Biologie Animale. Faculté des Sciences. Université d'Antananarivo. Madagascar. Non publié.

99. **Ramananjato, J. B. et N. Rabibisoa. 1997.** Evaluation Rapide de la Diversité Biologique des Reptiles et des Amphibiens de la Réserve Naturelle Intégrale d'Ankarafantsika. *Programme d'Evaluation Rapide* **23**: 98-103.
100. **Ramananjato, J. et J. U. Ganzhorn. 2001.** Effects of forest fragmentation, introduced *Rattus rattus* and the role of exotic tree plantations and secondary vegetations for the conservation of an endemic rodent and a small lemur in littoral forest of southeaster Madagascar. *Animal Conservation* **4**: 175-183.
101. **Razafy, M. 2000.** Plan d'aménagement et de gestion du Parc National Ankarafantsika.
102. **Rendigs, A. et U. Radespiel. 2003.** Relationship Between Microhabitat Structure and Distribution of Mouse Lemurs (*Microcebus* spp.) In: Northwestern Madagascar. *International Journal of Primatology* **24**(1): 47-64.
103. **Russ, J. 1999.** The bats of Britain and Ireland – Echolocation calls, sound analysis and Species identification. Alana Ecology (Ed). 104p.
104. **Russ, J. M. et D. Bennett. 1999.** The Bats of the Masoala Peninsular, Madagascar and the use a echolocation detectors in surveying Microchiroptera communities. Final report of the queen's University of Belfast Masoala Bat project. *Viper press*, Glossop, England : 27-28.
105. **Russ, J., D. Bennett, K. Ross et A. Kofoky. 2003.** The bats of Madagascar: A Field Guide with description of Echolocation calls. *Viper press*, Great Britain. 96p.
106. **Russo, D. et G. Jones. 2003.** Use of foraging habitats by bats in a Mediterranean area determined by acoustic surveys: Conservation implications. *Ecography* **26** : 197-209.
107. **Rydell, J., A. Entwistle, et P. A. Racey. 1996.** Timing of foraging flights of three Species of bats in relation to insect activity and predation risk. *Oikos* **76**: 243-252.
108. **Ségalen P., J. R. Ratsilahy, P. Raoilinjato. 1956.** Notice sur la carte pédologique de reconnaissance au 1/200 000e: feuille No 13, Marovoay - Mahajamba. Mémoires de l'Institut Scientifique de Madagascar. Série D : Sciences de la Terre: 161-259.
109. **Scholtz, C. H. et E. Holm. 1986.** Insects of Southern Africa. Part-I; Part-II. Butterworths Durban.
110. **Smith, A. P. 1997.** Deforestation, fragmentation and reserve design in western Madagascar. Tropical Forest Remnants, Ecology, Management and Conservation of Fragmented Communities. W. Lawrence and O. W. Bierregaard. Chicago, University of Chicago Press: 415-441.

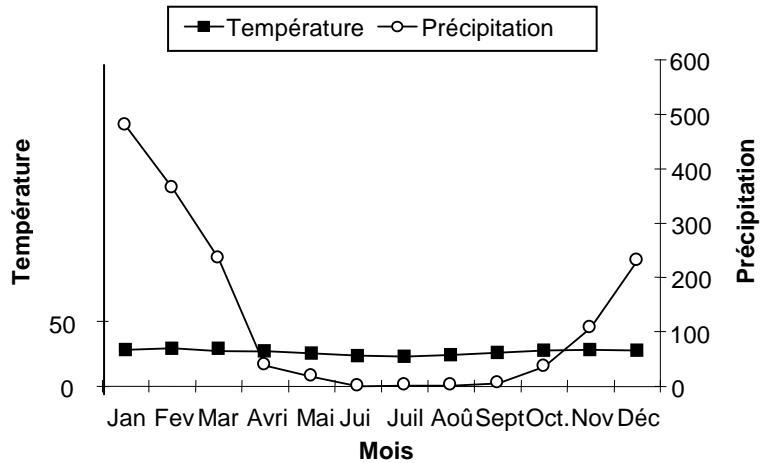
111. **Smithers, R. H. N. 1983.** The mammals of the southern African sub region. University of Pretoria. *South Africa*. 736p.
112. **Tattersall, I. 1982.** The primates of Madagascar. Columbia University Press, New York.
113. **Taylor, P. J., 2000.** Bats of Southern Africa: Guide to Biology, Identification and Conservation. University of Natal Press Private Bag X01 Scottville 3209 South Africa.
114. **Thomas, D. W. et S. D. West. 1989.** Sampling methods for bats. United States Department of Agriculture Forest Service: General Technical Report.
115. **Tuttle, M. D. 2005.** Les Chauves-souris. In : Encyclopédie Microsoft ® Encarta ® 2005. © 1993-2004 Microsoft Corporation. Tous droits réservés.
116. **Vallan, D. 2000.** Influence of forest fragmentation on Amphibian diversity in the nature reserve of Ambohitantely, highland Madagascar. *Biological Conservation* **96**: 31-43.
117. **Vaughan, T. A. 1977.** Foraging behaviour of giant leaf-nosed bat (*Hipposideros commersoni*). *East African of Wildlife Journal* **15** : 237-249.
118. **Vaughan, N., G. Jones, et S. Harris. 1996.** Effects of sewage effluent on activity of Bats (Chiroptera: Vespertilionidae) foraging along river. *Biology Conservation* **78**: 337-343.
119. **Vaughan, N., G. Jones et S. Harris. 1997.** Habitat use by bats (Chiroptera) assessed by means of a broad-band acoustic method. *Journal of Applied Ecology* **34**: 716-730.
120. **Walsh, A. et C. Catto. 1999.** Survey and monitoring. In: Bat Worker's Manual. Eds. A. J. Mitchell-Jones et A. P Mc Leish. 2nd edition. Pp. 25-46.
121. **Walsh, A. et C. Catto. 2004.** Survey and monitoring. In: The bat workers' manual A. J. Mitchell-Jones et A. P. Mc Leish. Joint Nature Conservation Committee : 29-39.
122. **Wolda, H. 1978.** Seasonal fluctuations in rainfall, food and abundance of tropical insects. *Journal Animal Ecologie* **47**: 369-381.
123. **Zimmermann, E., E. Cepok, N. Rakotoarison, V. Zietemann et U. Radespiel. 1998.** Sympatric mouse lemurs in north-west Madagascar: a new rufous mouse lemur species (*Microcebus ravelobensis*). *Folia Primatologica*. **69**: 104-114.

Sites Internet visités :

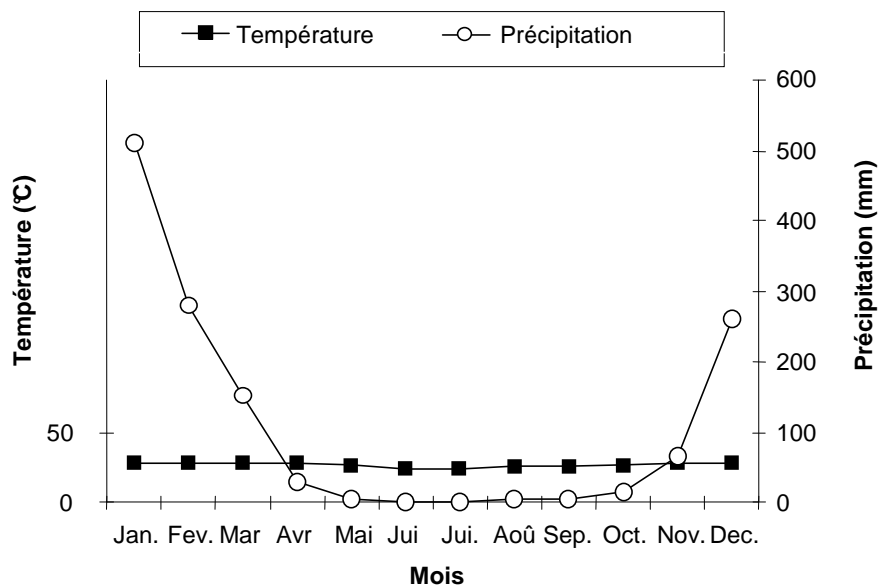
124. **<http://www.fondation-biodiversite.mg>** (28 avril. 09).
125. **IUCN 2008** <www.iucnredlist.org> (14 mai 2011).

ANNEXES

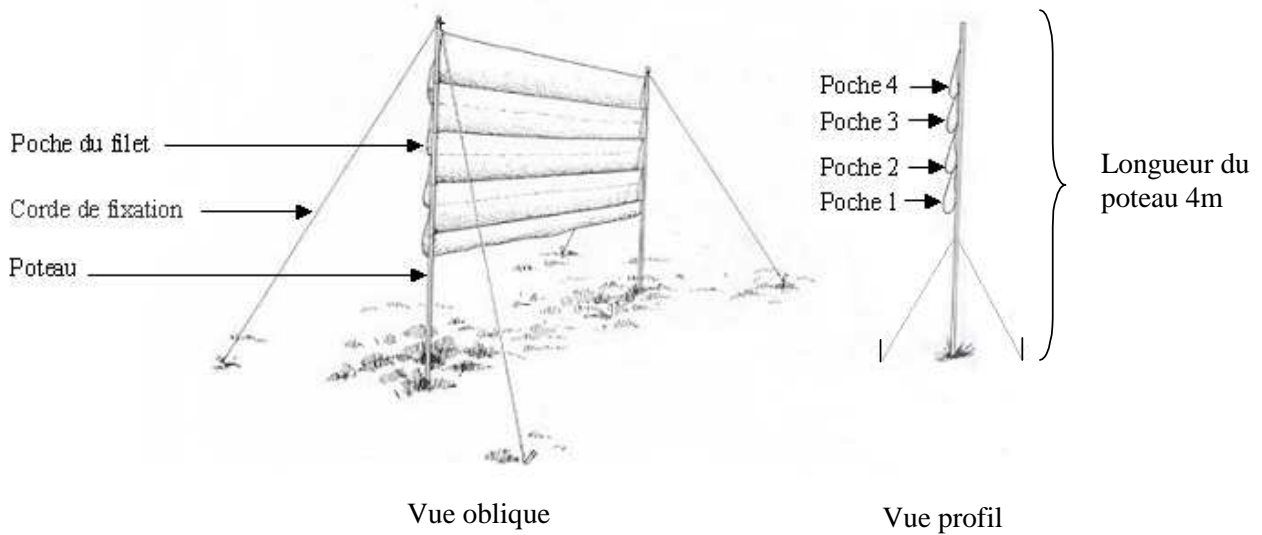
Annexe 1 : Figure du diagramme ombrothermique de la station forestière d'Ampijoroa de 1997 à 2004
(Source : Durell Wild Conservation Trust Ampijoroa).



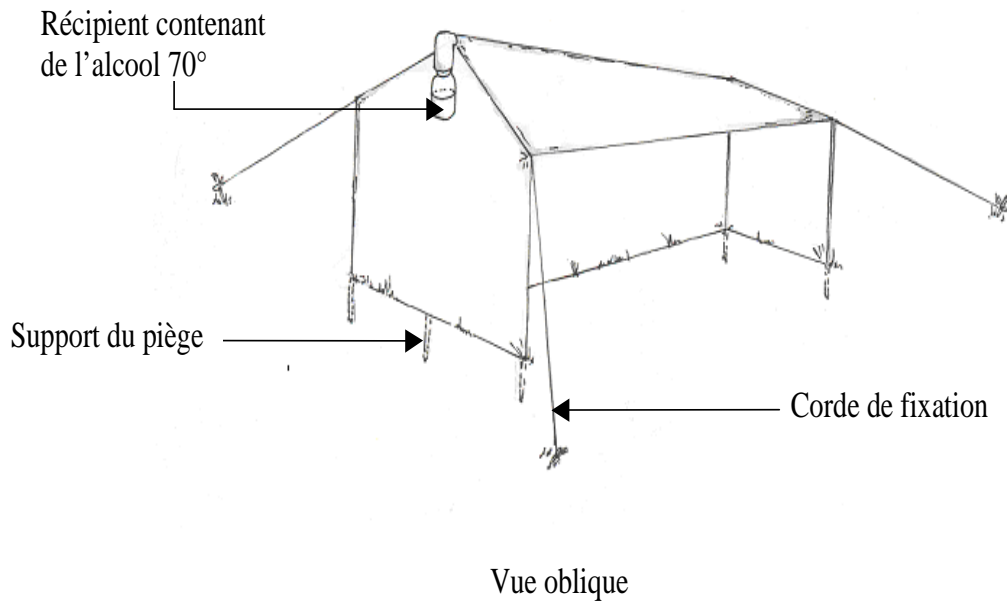
Annexe 2 : Figure du diagramme ombrothermique de la Station de Soalala de 1951 à 1980 (Source Service Météorologique et Hydrologique à Ampandrianomby).



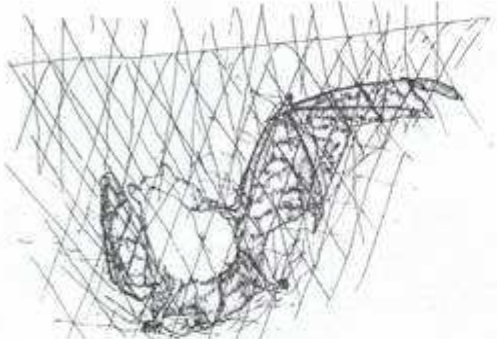
Annexe 3 : Figure d'un filet japonais (vu profil et oblique) montrant les poches (Hutson et Racey, 2004).



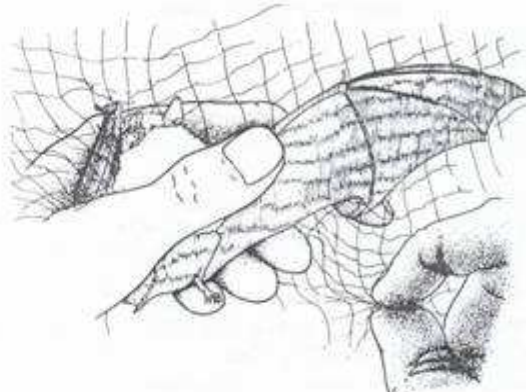
Annexe 4 : Figure d'un piège malaise d'après Finnemore, M. et P. W. Richardson. 1999.



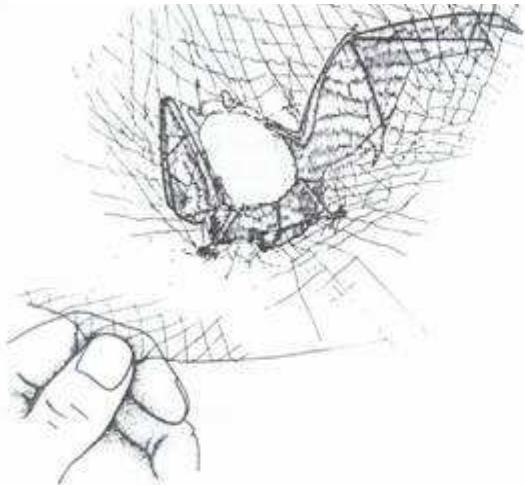
Annexe 5 : Figures montrant la méthode d'extraction des individus capturés d'après Finnemore, M. et P. W. Richardson. 1999.



a) Individu pris dans la poche d'un filet



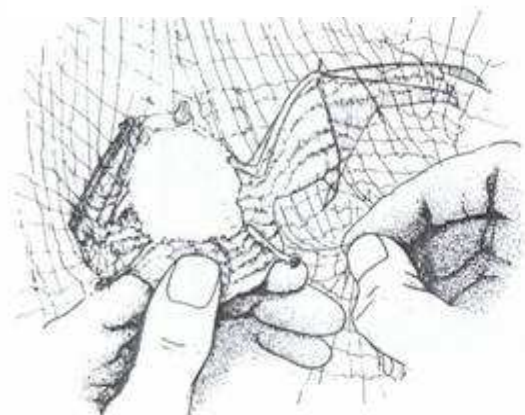
d) Tenir le corps de l'animal et libérer l'aile de l'individu



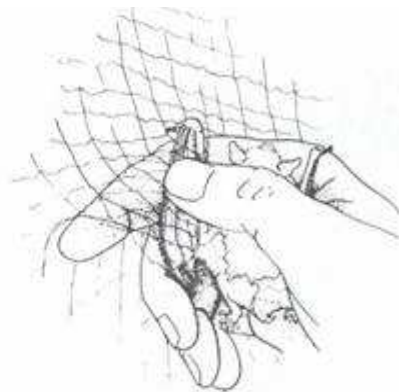
b) Ouvrir la poche du filet



e) Libérer la tête de l'animal tout en tenant fermement sa tête pour éviter les morsures et pour qu'il ne s'entremêle à nouveau.

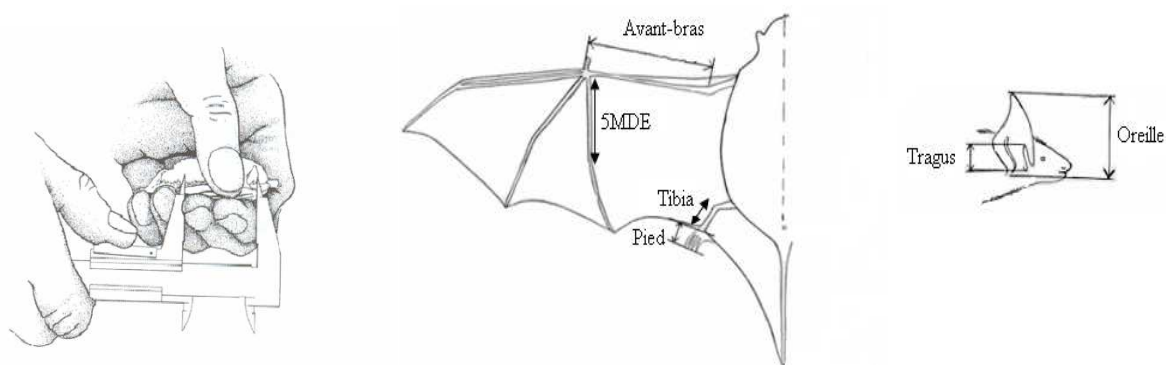


c) Premièrement, dégager les pattes et la queue

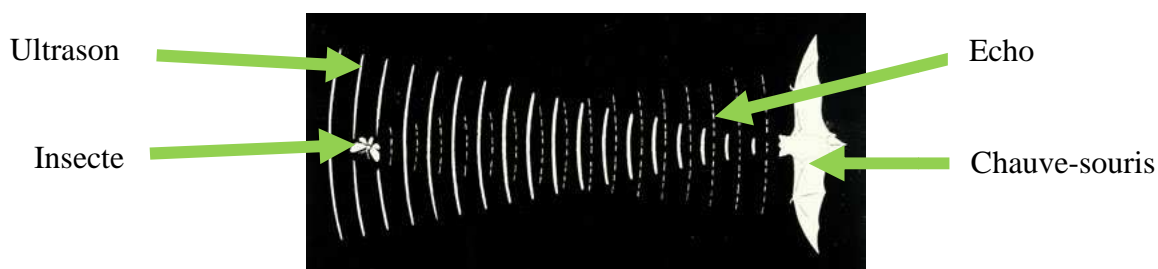


f) Les ailes ont besoin d'être déployer pour les démêles du filet

Annexe 6 : Figures de la prise de mesure chez les chauves-souris d'après Finnemore, M. et P. W. Richardson. 1999.



Annexe 7 : Figure montrant le principe de l'écholocation des chauves-souris (source : Raharinantenaina, 2008).



Annexe 8 : Figure du détecteur ultrasonique « bat box » branché à la lecteur/enregistreur Sony mini-disque (source : Madagasikara Voakajy).



Annexe 9 : Figure illustrant les espèces de chauve-souris recensées dans le Parc National d'Ankarafantsika et dans le Parc National de Namoroka.

Famille : **PTEROPODIDAE**



Photo : Razafimanahaka Julie
Eidolon dupreanum



Rousettus madagascariensis



Taphozous mauritianus



Photo : Andriafidison Daudet

Coleura afra

Famille : **HIPPOSIDERIDAE**



Photo : Richard Jenkins

Hipposideros commersoni



Photo : Richard Jenkins

Triaenops furculus



Photo : Richard Jenkins

Triaenops menamena

Famille : **VESPERTILLIONIDAE**



Photo : Richard Jenkins

Myotis goudoti



Photo : Richard Jenkins

Miniopterus manavi



Photo : Richard Jenkins

Miniopterus gleni



Photo : Richard Jenkins

Scotophilus robustus



Photo : Richard Jenkins

Scotophilus marovaza



Pipistrellus raceyi

Famille : **MYZOPODIDAE**



Photo: Andriafidison Daudet

Myzopoda schliemanni

Famille : **MOLLOSIDAE**



Photo : Ramihangihajason Tojo

Mops leucostigma



Photo : Randrianandrianina Felicien

Chaerephon jobimena

Annexe 10 : Tableau montrant la fiche de mesure complète des Chiroptères.

SPECIES●					DATE●
SITE●					TIME●
Macro-habitat					MOON●
Micro-habitat					HEIGHT●
SPECIMEN#	RBJ	(Release)	(Cage)	(Stress)	(Free-fly)
Recordings (track name/no):					
AGE●	adult	juvenile	Samples●	(faeces)	(parasites)
SEX●	female	(nulliparous)	(parous)	(pregnant)	(lactating)
	male	(observation)			
METHOD●	(mist net)	(harp trap)	(by hand)	Other	
Forearm :	mm	Weight	g	Tragus:	mm
Tibia:	mm	Tail-vent:	mm	Ear:	mm
5MDE:	mm	Head-body:	mm	Nose-leaf:	mm
Colour notes●	Dorsal				
	Ventral				
Other notes●					

ESPECE					DATE
SITE					HEURE
Macro-habitat					LUNE
Micro-habitat					HAUTEUR
SPECIMEN#	RBJ	(Relâchement)	(Cage)	(Stress)	(Libre)
Enregistrements (code/n°)					
AGE	Adulte	Juvénile	Echantillons	(Fèces)	(Parasites)
SEXE	Femelle	(N'a pas allaité)	(Allaité)	(Gravide)	(En lactation)
	Mâle	(Observations)			
METHODE	(Filet japonais)	Piège harpe)	(A la main)	Autre	
Avant-bras :	mm	Poids :	g	Tragus :	mm
Tibia :	mm	Queue :	mm	Oreille :	mm
5è métacarpe :	mm	Tête-corps :	mm	Feuille nasale :	mm
Couleurs	Dorsale				
	Ventrale				
Notes					

Annexe 11 : Tableau montrant la fiche technique pour l'identification des insectes capturés.

[illegible]

Piège : MALAISE

$$\mathbf{N}^0:$$

Noté bien : mm (millimètre) : longueur des têtes + thorax + abdomen (sans les antennes, ailes et pattes)

Annexe 12 : Tableau montrant les valeurs de U de Mann-Whitney $P=0.05$.

n1 n2	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
2							0	0	0	0	1	1	1	1	1	2	2	2	2
3				0	1	1	2	2	3	3	4	4	5	5	6	6	7	7	8
4			0	1	2	3	4	4	5	6	7	8	9	10	11	11	12	13	13
5		0	1	2	3	5	6	7	8	9	11	12	13	14	15	17	18	19	20
6		1	2	3	5	6	8	10	11	13	14	16	17	19	21	22	24	25	27
7		1	3	5	6	8	10	12	14	16	18	20	22	24	26	28	30	32	34
8	0	2	4	6	8	10	13	15	17	19	22	24	26	29	31	34	36	38	41
9	0	2	4	7	10	12	15	17	20	23	26	28	31	34	37	39	42	45	48
10	0	3	5	8	11	14	17	20	23	26	29	33	36	39	42	45	48	52	55
11	0	3	6	9	13	16	19	23	26	30	33	37	40	44	47	51	55	58	62
12	1	4	7	11	14	18	22	26	29	33	37	41	45	49	53	57	61	65	69
13	1	4	8	12	16	20	24	28	33	37	41	45	50	54	59	63	67	72	76
14	1	5	9	13	17	22	26	31	36	40	45	50	55	59	64	67	74	78	83
15	1	5	10	14	19	24	29	34	39	44	49	54	59	64	70	75	80	85	90
16	1	6	11	15	21	26	31	37	42	47	53	59	64	70	75	81	86	92	98
17	2	6	11	17	22	28	34	39	45	51	57	63	67	75	81	87	93	99	105
18	2	7	12	18	24	30	36	42	48	55	61	67	74	80	86	93	99	106	112
19	2	7	13	19	25	32	38	45	52	58	65	72	78	85	92	99	106	113	119

Remarque : n1 et n2 sont les nombres des échantillons observés

Annexe 13 : Exemple illustrative du test de Mann-Whitney

Un biologiste souhaite comparer le nombre moyen de coléoptères capturés dans un échantillon de huit pièges pitfall dans un type de région boisée, à celui dans un échantillon de sept pièges dans un autre type de région. Pour la convenance les nombres sont énumérés ci-dessous dans l'ordre croissant.

Echantillon 1	8	12	15	21	25	44	44	60
Echantillon 2	2	4	5	9	12	17	19	

La médiane dans l'échantillon 1 est obtenue en faisant la moyenne entre 21 et 25 qui est égal à 23, considérablement plus grand que la médiane de l'échantillon 2 égal à 9. Cependant, il y a un chevauchement considérable entre les observations dans les échantillons. Un test est exigé pour décider si la différence est statistiquement significative et le test de Mann-Whitney est approprié. La procédure pour l'usage du test est comme suit :

1. Énumérez toutes les observations dans les deux échantillons dans l'ordre croissant, leurs données des rangs. On donne un rang moyen pour les répétitions tout en soulignant l'un d'eux. Et les

observations dans l'échantillon 1 sont aussi soulignées. Ici 23 la médiane de l'échantillon 1 n'est pas énuméré car elle ne figure pas parmi les échantillons mais obtenue qu'après calcul.

Observation	2	4	5	<u>8</u>	9	<u>12</u>	12	<u>15</u>	17	19	<u>21</u>	<u>25</u>	<u>44</u>	<u>44</u>	<u>60</u>
Rang	1	2	3	<u>4</u>	5	<u>6 1/2</u>	6 1/2	<u>8</u>	9	10	<u>11</u>	<u>12</u>	<u>13 1/2</u>	<u>13 1/2</u>	<u>15</u>

2. Additionnés les rangs de chaque échantillon; c'est-à-dire, additionnés les rangs des soulignées et des non soulignées séparément. Avec R1 = somme des rangs de l'échantillon 1 et R2 = la somme des rangs de l'échantillon 2.

$$R1 = 4 + 6 \frac{1}{2} + 8 + 11 + 12 + 13 \frac{1}{2} + 13 \frac{1}{2} + 15 = 83.5$$

$$R2 = 1 + 2 + 3 + 5 + 6 \frac{1}{2} + 9 + 10 = 36.5$$

3. Calculez les statistiques de Mann-Whitney U1 et U2 selon les formules suivantes :

$$U1 = N1 \times N2 + \frac{N2 (N2 + 1)}{2} - R2$$

$$U2 = N1 \times N2 + \frac{N1 (N1 + 1)}{2} - R1$$

$$U1 = 56 + 28 - 36.5 = 47.5$$

$$U2 = 56 + 36 - 83.5 = 8.5$$

4. Vérification :

$$U1 + U2 = N1 \times N2$$

Puisque N1= 8 et N2= 7 donc on a

$$47.5 + 8.5 = 56 = 8 \times 7$$

5. Choisir la plus petite des deux valeurs de U (i.e. dans cet exemple) et la comparer à la valeur dans la table pour les valeurs appropriées de n1 et de n2 (8 et 7 dans cet exemple). De la table, la valeur critique (à N1 = 8 et N2 = 7) est 10 ainsi la plus petite valeur de U est moins que la valeur critique l'hypothèse nulle est donc rejetée. Il y a une différence statistique significative entre les médianes (Test de Mann-Whitney U = 8,5; P < 0,05) (Fowler *et al.*, 1998).

Annexe 14 : Tableau de la liste des chiroptères recensés à Madagascar.

Famille	Espèces	Authorité	UICN 2008	Endemicité
Pteropodidae	<i>Peropus rufus</i>	Tiedemann, 1808	VU A2cd	+
	<i>Eidolon dupreanum</i>	Pollen, 1866	Vu A2ad	+
	<i>Rousettus madagascariensis</i>	Grandidier, 1928	Nt	+
Hipposideridae	<i>Hipposideros commersoni</i>	Geoffroy, 1813	Nt	+
	<i>Triaenops menamena</i>	Milne-Edwards, 1881	LC	+
	<i>Triaenops furculus</i>	Trouessart, 1906	LC	+
	<i>Triaenops auritus</i>	Grandidier, 1912	VU	+
Nycteridae	<i>Nycteris madagascariensis</i>	Grandidier, 1937	DD	+
Emballonuridae	<i>Emballonura atrata</i>	Peters, 1874	LC	+
	<i>Emballonura tiavato</i>	Goodman, Cardiff, Ranivo, Russel et Yoder, 2006	LC	+
	<i>Coleura afra</i>	Peters, 1852	LC	-
	<i>Taphozous mauritanus</i>	Geoffroy, 1818	LC	-
Myzopodidae	<i>Myzopoda aurita</i>	Milne-Edwards et Grandidier, 1878	LC	+
	<i>Myzopoda schliemanni</i>	Goodman, Rakotondraparany et Kofoky, 2007	LC	+
Vespertilionidae	<i>Myotis goudoti</i>	Smith, 1834	LC	+
	<i>Pipistrellus nanus</i>	Peters, 1852	LC	-
	<i>Pipistrellus kuhlii</i>	Kuhl, 1817	LC	-
	<i>Pipistrellus raceyi</i>	Bates, Ratrimomanarivo, Harrison et Goodman, 2006	DD	+
	<i>Pipistrellus hesperidus</i>	Temminck, 1840	LC	-
	<i>Hypsugo anchietae</i>	Seabra, 1900	LC	-
	<i>Neoromicia melckorum</i>	Robert, 1919	DD	-
	<i>Neoromicia matroka</i>	Thomas et Schawnn, 1905	-	+
	<i>Neoromicia malagasiensis</i>	Peterson, Eger et Mitchell, 1995	-	+
	<i>Scotophilus robustus</i>	Milne-Edwards, 1881	LC	+
	<i>Scotophilus borbonicus</i>	Geoffroy, 1903	CR A1c	-
	<i>Scotophilus tandrefana</i>	Goodman, Jenkins et Ratrimomanarivo, 2005	DD	+
	<i>Scotophilus marovaza</i>	Goodman, Ratrimomanarivo et Randrianandrianina, 2006	LC	+
Miniopteridae	<i>Miniopterus majori</i>	Thomas, 1906	LC	+
	<i>Miniopterus gleni</i>	Peterson, Eger et Mitchell, 1995	LC	+

	<i>Miniopterus manavi</i>	Thomas, 1906	LC	+
	<i>Miniopterus sororculus</i>	Goodman, Ryan, Maminirina, Fahr, Christidis and Appleton, 2007	LC-	+
	<i>Miniopterus fraterculus</i>	Thomas and Schawnn, 1906	LC	-
	<i>Miniopterus petersoni</i>	Goodman, Bradman, maminirina, Ryan, Christidis and Appleton, 2008	DD	+
	<i>Miniopterus mahafaliensis</i>	Goodman, maminirina, Bradman, Christidis, Appleton et Belinda, 2009		
	<i>Miniopterus brachytragos</i>	Goodman, maminirina, Bradman, Christidis, Appleton et Belinda, 2009		
	<i>Miniopterus griffitshi</i>			
Molossidae	<i>Mormopterus jugularis</i>	Peters, 1865	LC	+
	<i>Tadarida fulminans</i>	Thomas, 1903	LC	-
	<i>Tadarida pimula</i>	Cretzschmar, 1826	LC	-
	<i>Chaerephon jobimena</i>	Goodman et Cardiff, 2004	-	
	<i>Tadarida leucostigma</i>	Allen, 1918	LC	+
	<i>Mops midas miarensis</i>	Sundevall, 1843	LC	-
	<i>Otomops madagascariensis</i>	Dorst, 1953	LC	+

Sources : Bates *et al.* (2006); Peterson *et al.* (1995); Eger et Mitchell (2003); Goodman et Cardiff (2004); Goodman *et al.* (2005a, 2005b, 2006a, 2006b, 2007a, 2007b, 2008b); Simmons (2005) <www.iucnredlist.org> Mise à jour du 06 Mars 2010).

EN: En danger

CR: Gravement menacé

VU: Vulnérable

LR nt: Quasi-menacé

LR lc: Moindre risque

LC: Préoccupation mineur

A2b+3d ; A1c ; A2c

DD: Données insuffisantes

NT: Quasi-menacé

Annexe 15 : Tableau de l'abondance relative des proies dans les formations intactes des Parcs Nationaux Ankarafantsika et Namoroka.

Ordres	Ankarafantsika (Novembre)		Namoroka (Octobre)	
	N	%	N	%
Coléoptères	13	9	8	4
Diptères	55	38	113	61
Orthoptères	2	1	3	2
Lépidoptères	63	44	13	7
Hémiptères	2	1	11	6
Dictyoptères	6	4	5	3
Trichoptères	0	0	26	14
Hyménoptères	3	2	5	3
Mégaloptères	0	0	1	1
Psocoptères	0	0	1	1
Total	144	100	186	100

Annexe 16 : Tableau de l'abondance relative des proies dans les formations dégradées dans les Parcs Nationaux Ankarafantsika et Namoroka.

Ordres	Ankarafantsika		Namoroka	
	N	%	N	%
Coléoptères	29	3	5	3
Diptères	698	65	104	69
Orthoptères	9	1	1	1
Lépidoptères	310	29	12	8
Hémiptères	16	1	16	11
Dictyoptères	4	0	1	1
Trichoptères	0	0	11	7
Odonates	1	0	0	0
Hyménoptères	3	0	1	1
Isoptères	11	1	0	0
Total	1081	100	151	100

Annexe 17 : Tableau de l'abondance relative des proies dans les champs de culture dans les Parcs Nationaux Ankarafantsika et Namoroka.

Ordres	Ankarafantsika (Novembre)		Namoroka (Octobre)	
	N	%	N	%
Coléoptères	44	6	7	21
Diptères	330	48	11	32
Orthoptères	7	1	0	0
Lépidoptères	251	36	8	24
Hémiptères	34	5	1	3
Dictyoptères	14	2	0	0
Thysanoptères	1	0	0	0
Trichoptères	9	1	6	18
Ephéméroptères	0	0	1	3
Isoptères	2	0	0	0
Embiopptères	1	0	0	0
Total	693	100	34	100

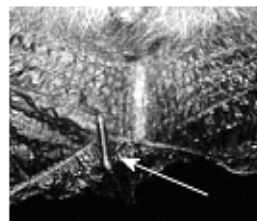
Annexe 18 : Clé de détermination des six Familles de chauve-souris insectivores de Madagascar (Russ et *al.*, 2003).

Famille des HIPPOSIDERIDAE



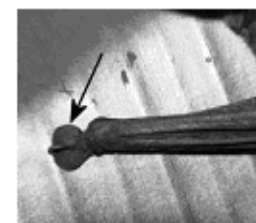
Face munie d'une feuille nasale bien développée soit en forme arrondie peu complexe soit en forme de trident

Famille des EMBALLONURIDAE



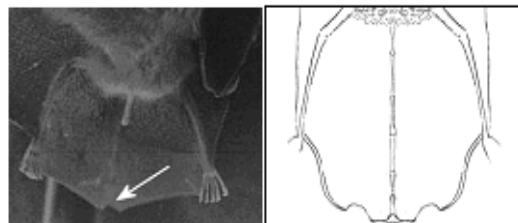
Présence d'une queue en fourreau

Famille des MYZOPODIDAE



Présence de ventouses sur les poignets et les chevilles

Famille des NYCTERIDAE



Présence de sillon allongé et foliacé s'étendant du front jusqu'entre les narines. Queue se terminant en T

Famille des VESPERTILIONIDAE



Queue insérée dans la membrane inter fémorale. Présence de tragus à différentes formes

Famille des MOLOSSIDAE



Une grande partie de la queue est libre

Annexe 19 : Photo des trois espèces (*Myotis goudoti*, *Miniopterus manavi*, *Triaenops furculus*) menant une vie sympatrique dans la grotte d'Ampidiraniamafa (Parc National de Namoroka).

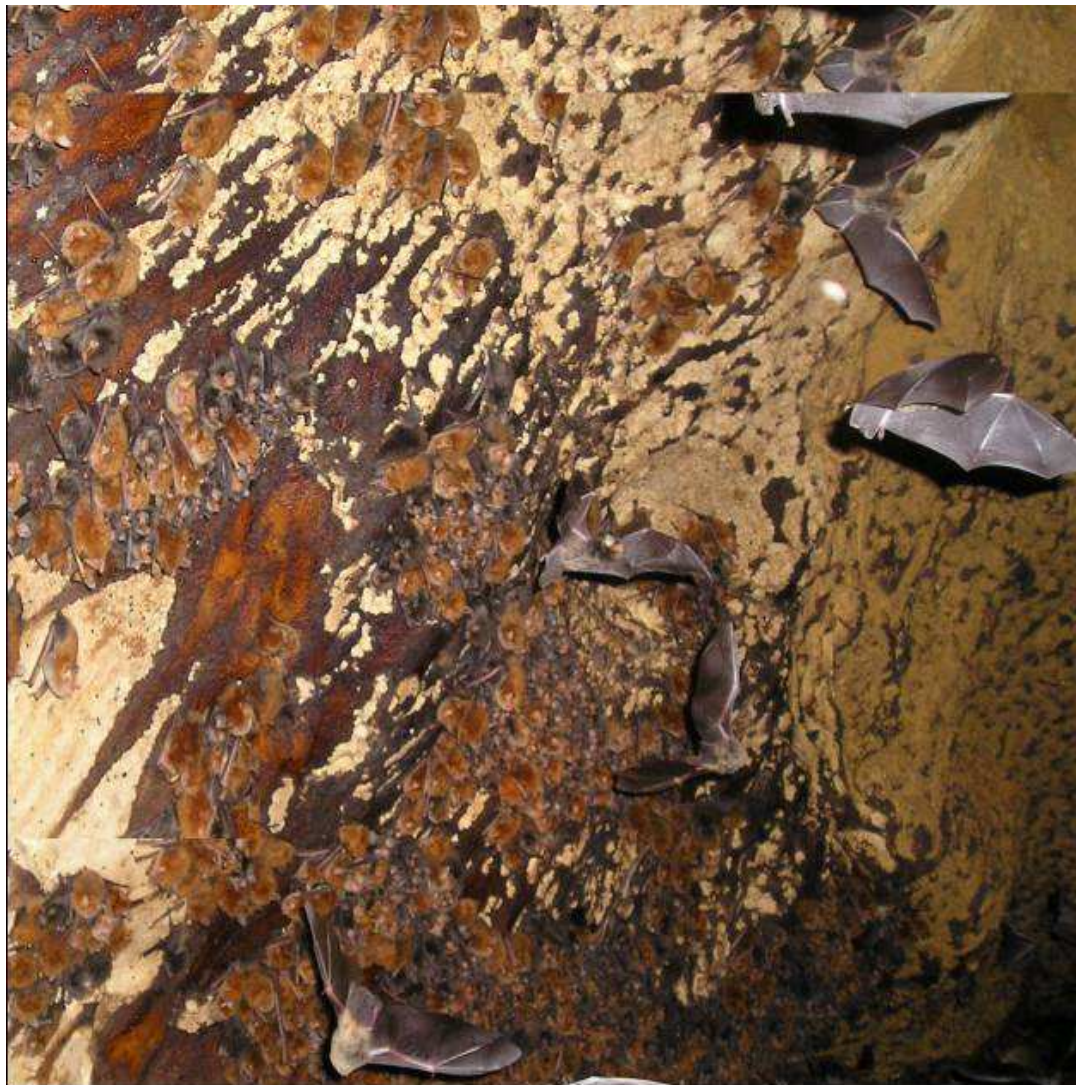


Photo : Andriafidison Daudet

Nom et prénom : RAMPILAMANANA Roseline Léa

Titre du mémoire : INVENTAIRE ET ETUDES ECOLOGIQUES DES CHAUVES-SOURIS
DANS LES PARCS NATIONAUX D'ANKARAFANTSIKA ET DE NAMOROKA

Pagination : 53

Tableau : 7

Graphique : 12

RESUME

Cette étude concerne les chauves-souris insectivores dans le Parc National d'Ankarafantsika (PNA) et dans le Parc National de Namoroka (PNN) localisés dans la partie Ouest de Madagascar situés dans la Région Boeny. Ces parcs sont caractérisés par une forêt dense sèche caducifoliée mais à structure géologique différente (PNA : sableux ; PNN : karstique). La collecte des données a eu lieu au mois d'avril et décembre 2004 dans le PNA et en octobre 2004 dans le PNN. L'objectif principal est de comparer la composition spécifique des chauves-souris, leur activité et leur abondance entre les deux parcs. Pour l'échantillonnage, des filets japonais et des détecteurs ultrasoniques ont été utilisés en plus des observations directes dans les grottes. La disponibilité des proies a été évaluée en utilisant le piège Malaise. Le taux de capture et la richesse spécifique ont été plus élevés dans le PNN (capture N = 233; richesse spécifique = 14) que dans le PNA (capture N = 69; richesse spécifique = 7). Probablement la présence des grottes fournissant de gîte favorable pour les chauves-souris cavernicoles menant une vie en colonies. L'activité a été également plus élevée dans le PNN (passe N = 290, chasse N = 1329) que dans le PNA (passe N = 319, chasse N = 1204). L'abondance des insectes a été plus élevée dans le PNA (N = 1958) que dans le PNN (N = 371) due à la présence des lacs permanents. Les forêts et les grottes dans l'Ouest sont des priorités pour la conservation des chauves-souris de Madagascar. De plus, des études plus approfondies par espèce des chauves-souris présentes dans ces parcs sont encore nécessaires.

Mots clés : Chauves-souris, insectivores, détecteur ultrasonique, Parc National, Ankarafantsika, Namoroka, Région Boeny, Madagascar.

Encadreur : Madame RAZAFIMAHATRATRA Emilienne, Maître de conférences

Adresse de l'auteur : Lot III O 24 HE Fort-Voyron Antananarivo 101