

## SOMMAIRE

<b>INTRODUCTION</b>	<b>1</b>
<b>I. GENERALITES SUR LES CHIROPTERES</b>	<b>3</b>
I.1. Evolution morphologique	3
I.2. Mode de chasse et de déplacement des Chiroptères	5
I.3. Mégachiroptères	8
I.4. Microchiroptères	9
I.5. Taxonomie	10
I.6. Rôle écologique des Chiroptères	10
I.7. Menaces pour les Chiroptères	12
<b>II. MILIEU D'ETUDE</b>	<b>12</b>
II.1. Description générale du Parc National du Tsingy de Bemaraha	12
II.1.1. Historique du Parc	12
II.1.2. Localisation géographique	12
II.1.3. Relief	13
II.1.4. Climat	14
II.1.5. Végétation	15
II.1.6. Faune	16
II.1.6.a. Mammifères	16
II.1.6.b. Oiseaux	17
II.1.6.c. Reptiles et Amphibiens	17
II.1.7. Description des sites d'études	18
II.1.7.a. Antsalova	18
II.1.7.b. Bekopaka	20
<b>III. METHODOLOGIE</b>	<b>21</b>
III.1. Période d'étude	21
III.2. Description des habitats utilisés	21
III.3. Matériel de capture	21
III.4. Méthode de capture	22
III.4.1. Extraction	23
III.4.2. Caractères de détermination d'une espèce	24
III.4.2.a. Mensuration	25
III.4.2.b. Pesage	26

III.4.2.c. Age	26
III.4.2.d. Sexe	26
III.5. Traçage de l'aile	27
III.5.1. Surface et envergure de l'aile	28
III.5.2. Charge alaire ou Wing loading (WL)	29
III.5.3. Aspect ratio (AR)	29
III.6. Test d'agilité au vol	30
III.6.1. Matériel	30
III.6.2. Montage	31
III.6.3. Protocole	33
III.7. Analyses et traitement des données	34
III.7.1. Analyses statistiques	34
III.7.1.a. Statistique descriptive	34
III.7.1.b. Statistique analytique	34
III.7.1.b.1. Test U de Mann-Whitney	35
III.7.1.b.2. Test de Kruskal-Wallis	35
III.7.1.b.3. Test de Spearman	36
III.7.2. Analyses non statistiques	36
III.7.2.a. Effort d'échantillonnage	36
III.7.2.b. Effort de capture	37
IV. <b>RESULTATS ET INTERPRETATIONS</b>	38
IV.1. Liste des espèces recensées	38
IV.2. Résultats des captures	39
IV.2.1. Effort de capture	39
IV.2.1.a. Par site	39
IV.2.1.b. Par habitat	40
IV.2.1.b.1. Mégachiroptères	41
IV.2.1.b.2. Microchiroptères	41
IV.2.1.b.3. Espèces de chiroptères considérées au cours de l'étude	42
IV.2.1.b.3.a. <i>Myotis goudoti</i>	42
IV.2.1.b.3.b. <i>Miniopterus manavi</i>	43
IV.2.1.b.3.c. <i>Hipposideros commersoni</i>	44
IV.2.1.b.3.d. <i>Triaenops rufus</i>	44
IV.2.1.b.3.e. <i>Triaenops furculus</i>	45
IV.2.2. Impact de la distance du site de capture sur les espèces capturées	46

IV.2.2.a.	Mégachiroptères	46
IV.2.2.b.	Microchiroptères	46
IV.2.2.b.1.	<i>Myotis goudoti</i>	47
IV.2.2.b.2.	<i>Miniopterus manavi</i>	48
IV.2.2.b.3.	<i>Hipposideros commersoni</i>	49
IV.2.2.b.4.	<i>Triaenops rufus</i>	49
IV.2.2.b.5.	<i>Triaenops furculus</i>	50
IV.3.	Détermination des caractères morphologiques des ailes	50
IV.4.	Test d'agilité au vol	53
V.	<b>DISCUSSION</b>	56
VI.	<b>CONCLUSION</b>	60
VII.	<b>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES</b>	61
VIII.	<b>ANNEXES</b>	68

## LISTE DES FIGURES

<b>Figure 1</b> : Schéma de la morphologie d'une Chauve- souris	4
<b>Figure 2</b> : Schéma montrant une Chauve-souris utilisant l'écholocation pour la chasse	6
<b>Figure 3</b> : Schéma montrant les critères à mesurer pour la détermination d'une espèce	8
<b>Figure 4</b> : Courbe ombrothermique de la station d'Antsalova	15
<b>Figure 5</b> : Schéma d'un filet japonais	22
<b>Figure 6</b> : Schéma montrant le mode d'extraction d'un chiroptère sur un filet japonais	24
<b>Figure 7</b> : Détermination de l'âge des chiroptères à partir de l'ossification des articulations	26
<b>Figure 8</b> : Schéma de l'aile d'un Chauve-souris	30
<b>Figure 9</b> : Schéma de la cage pour le test d'agilité au vol	31
<b>Figure 10</b> : Nombre d'individus capturés de <i>Rousettus madagascariensis</i> dans différents habitats des deux sites	41
<b>Figure 11</b> : Nombre d'individus capturés des microchiroptères dans différents habitats des deux sites	42
<b>Figure 12</b> : Nombre d'individus capturés de <i>Myotis goudoti</i> dans différents habitats des deux sites	42
<b>Figure 13</b> : Nombre d'individus capturés de <i>Miniopterus manavi</i> dans différents habitats des deux sites	43
<b>Figure 14</b> : Nombre d'individus capturés d' <i>Hipposideros commersoni</i> dans différents habitats des deux sites	44
<b>Figure 15</b> : Nombre d'individus capturés de <i>Triaenops rufus</i> dans différents habitats des deux sites	44
<b>Figure 16</b> : Nombre d'individus capturés de <i>Triaenops furculus</i> dans différents habitats des deux sites	45
<b>Figure 17</b> : Nombre d'individus capturés de <i>Rousettus madagascariensis</i> suivant la distance du site de capture	46

<b>Figure 18</b> : Nombre d'individus capturés des microchiroptères suivant	
la distance du site de capture	47
<b>Figure 19</b> : Nombre d'individus capturés de <i>Myotis goudoti</i> suivant	
la distance du site de capture	47
<b>Figure 20</b> : Nombre d'individus capturés de <i>Miniopterus manavi</i> suivant	
la distance du site de capture	48
<b>Figure 21</b> : Nombre d'individus capturés d' <i>Hipposideros commersoni</i> suivant	
la distance du site de capture	49
<b>Figure 22</b> : Nombre d'individus capturés de <i>Triaenops rufus</i> suivant	
la distance du site de capture	49
<b>Figure 23</b> : Nombre d'individus capturés de <i>Triaenops furculus</i> suivant	
la distance du site de capture	50
<b>Figure 24</b> : Relation entre wing loading et aspect ratio par espèce de chiroptères	52
<b>Figure 25</b> : Nombre moyen de percussion des obstacles pour <i>Hipposideros commersoni</i>	
et de <i>Rousettus madagascariensis</i> suivant la distance de l'obstacle	53
<b>Figure 26</b> : Nombre moyenne de percussion des obstacles pour <i>Myotis goudoti</i> et	
de <i>Miniopterus manavi</i> suivant la distance de l'obstacle	54
<b>Figure 27</b> : Nombre moyenne de percussion des obstacles pour <i>Triaenops rufus</i> et	
de <i>Triaenops furculus</i> suivant la distance de l'obstacle	55

## LISTE DES PHOTOS

<b>Photo 1 :</b> Clé de détermination des six familles de Chiroptères à Madagascar	7
<b>Photo 2 :</b> Feux de brousse sur la savane près du Tsingy	11
<b>Photo 3 :</b> Un massif calcaire très accidenté qui offre une multitude d'habitats naturels	14
<b>Photo 4:</b> Quelques types de végétations dans le Parc National de Tsingy de Bemaraha	15
<b>Photo 5 :</b> Photo montrant A : <i>Eliurus sp</i> , B : <i>Eulemur rufus</i> et C : <i>Nesomis lambertonii</i>	16
<b>Photo 6 :</b> Photo montrant A : <i>Monticola sp</i> , B : <i>Haliaeetus vociferoides</i>	17
<b>Photo 7 :</b> Photo montrant A : <i>Leioheterodon modestus</i> , B : <i>Acranthophis madagascariensis</i> et C : <i>Crocodilus niloticus</i>	18
<b>Photo 8 :</b> Mensuration d'un avant-bras de chiroptère à l'aide d'un pied à coulisse	25
<b>Photo 9 :</b> Photo de quelques chiroptères A : <i>Scotophilus</i> femelle, B : <i>Hipposideros</i> mâle	27
<b>Photo 10 :</b> Photo montrant le dessin d'une aile droite d'un chiroptère	28
<b>Photo 11 :</b> Un Planimètre polaire AMSLER	29
<b>Photo 12 :</b> Photo montrant les matériels utilisés et le montage pour le test d'agilité au vol	32
<b>Photo 13 :</b> Photo montrant un chiroptère volant dans la cage pour le test d'agilité au vol	33

## **LISTE DES CARTES**

<b>Carte 1</b> : Carte du complexe de l'Aire Protégée du Tsingy de Bemaraha représentant la Réserve Naturelle Intégrale (RNI) au Nord et le Parc National (PN) au Sud	13
<b>Carte 2</b> : Sites de capture et les habitats dans le Nord-Ouest du PN de Bemaraha	19
<b>Carte 3</b> : Sites de capture et les habitats dans le Sud-Ouest du PN de Bemaraha	20

## **LISTE DES TABLEAUX**

<b>Tableau 1</b> : Données climatique du Parc National du Tsingy de Bemaraha	14
<b>Tableau 2</b> : Tableau montrant la liste des espèces inventoriées	38
<b>Tableau 3</b> : Espèce et nombre d'individu capturé	39
<b>Tableau 4</b> : Tableau montrant la fréquence relative de capture dans les différents habitats	40
<b>Tableau 5</b> : Tableau montrant la valeur moyenne de la morphologie des ailes des chiroptères	51

## **LISTE DES ANNEXES**

<b>Annexe 1</b> : Les Chiroptères de Madagascar	68
<b>Annexe 2</b> : Catégorie de la Liste Rouge de l'UICN	69
<b>Annexe 3</b> : Fiche de mesure complète des chiroptères	70
<b>Annexe 4</b> : Spécimen	70
<b>Annexe 5</b> : Fiche de mesure complète pour les spécimens	71
<b>Annexe 6</b> : Clé de détermination de quelques espèces de chiroptères Malgaches	71
<b>Annexe 7</b> : Quelques photos de Chauve-souris capturés lors de l'étude	73

## INTRODUCTION

Les analyses géologiques en Inde, en Australie, en Amérique du Sud, en Afrique et à Madagascar ont permis de supposer que ces pays formaient à l'ère primaire un seul continent connu sous le nom de « GONDWANA ». Il y a environ 165 millions d'années, un canal s'est formé entre Madagascar et l'Afrique, appelé de nos jours : « canal de Mozambique ». L'isolement complet de Madagascar s'effectuait au Crétacé supérieur ; le modèle définitif s'est fait progressivement. Grâce à cet isolement, très tôt, Madagascar a développé une faune et une flore uniques en son genre. L'île de Madagascar représente une richesse pour la biodiversité dans le monde. Le taux d'endémisme est extrêmement élevé, environ 89% pour les espèces végétales, 93% pour les Mammifères, 58% pour les oiseaux, 96% pour les reptiles, 99% pour les batraciens et 59% pour les poissons (hots spots revisited ; ONE, 2002).

Une récente évaluation des Mammifères à Madagascar (Goodman *et al.*, 2003) a montré que 100% des cent unes (101) espèces de Mammifère décrites sont endémiques de l'île, ce niveau d'endémicité n'est comparable à aucun pays au monde. Madagascar est classé parmi les « hot spot » du monde par les spécialistes. Un pays où le taux d'endémicité de la faune et de la flore est élevé mais présentant des risques d'extinction et de destruction énormes. Quatre-vingt pour cent (80%) de la faune terrestre malgache est inféodée au milieu forestier. La déforestation est les problèmes écologique et économique majeurs de l'île, la forêt ne couvre plus que 12 millions d'hectares soit 20,2% de la superficie du pays. Selon une estimation, 128 000 à 300 000 hectares de forêt sont détruits chaque année. La liste rouge des espèces menacées en 2000 établie par l'UICN (Union International pour la Conservation de la Nature) montre que 143 espèces animales et 162 espèces végétales sont dans les catégories « gravement menacées d'extinction », « menacées » et « vulnérables ». A présent, 1100 espèces de Chiroptères sont reconnues dans le monde, soit environ 20% des espèces de Mammifères (McKenna et Bell, 1997 ; Simmons et Geisler, 1998). Parmi ces 1100 espèces, 239 espèces sont considérées comme menacées et 12 espèces sont éteintes (Jones *et al.*, 2003).

Les biologistes commencent à comprendre les aspects de l'histoire naturelle, de l'écologie, de la biologie et de la distribution des Mammifères Malgaches, ce qui les aide à entreprendre une décision plus adéquate pour la survie de ces derniers (Sommer *et al.*, 2002). Mais, peu sont les informations concernant les chauves-souris mises à part quelques études incluant la taxonomie, la richesse spécifique et la distribution (Hutson *et al.*, 2001 ; CAMP, 2002). Les Chiroptères à Madagascar sont les moins connus parmi les Mammifères de l'île, les espèces les plus connues se basent surtout sur des récentes études concernant les



Mégachiroptères (Ranivo, 2001 ; Bollen et Van Elsacken, 2002 ; Jenkins *et al.*, 2007 ; Andriafidison *et al.*, 2006 ; Andrianaivoarivelo *et al.*, 2007).

La connaissance de la morphologie (taille et forme) d'un animal est nécessaire pour mieux comprendre comment un organe fonctionne et prédire ainsi son rôle écologique et son comportement alimentaire (Freeman, 1979). De plus, les caractéristiques morphologiques sont fréquemment utilisées comme bio-indicateurs pour connaître l'écologie et la structure d'une communauté (Saunders et Barclay, 1992).

Pour Madagascar, l'étude de la morphologie des Chiroptères est très peu, mise à part quelques études récentes menées par Razafimanahaka (2004) et par Ranivo (2006), les recherches se basent surtout sur le régime alimentaire (Razakarivony *et al.*, 2005 ; Ralisata, 2005 ; Andriafidison *et al.*, 2006 ; Andrianaivoarivelo *et al.*, 2007 ; Picot *et al.*, 2007) et sur la taxonomie (Goodman *et al.*, 2005, 2006 ; Bates *et al.*, 2006 ; Ranivo *et al.*, 2007). Cette présente étude se concentre sur la morphologie des ailes et le mode de vol des Chiroptères.

L'objectif principal est de connaître l'adaptation écomorphologique des Chiroptères afin de savoir le degré de dépendance forestière afin de mieux les conserver et les protéger.

Les objectifs spécifiques sont les suivantes :

- Evaluer les relations qui existent entre la morphologie des ailes, le vol et l'habitat des Chiroptères,
- Déterminer l'agilité au vol des espèces de chauves-souris prises en compte dans cette étude (cf page 22, 2<sup>ème</sup> paragraphe),
- Déterminer les habitats préférentiels des Chiroptères,
- Compléter la connaissance des espèces de chiroptère existantes dans le parc national du Tsingy de Bemaraha.

La présente étude a été menée avec l'ONG « Madagasikara Voakajy », l'Université d'Aberdeen en collaboration avec le Département de Biologie Animale de l'Université d'Antananarivo et Madagascar National Parks (ancien ANGAP) qui est représentée par « le programme Bemaraha ».

## I. GÉNÉRALITÉS SUR LES CHIROPTÈRES

Pendant l'Eocène (il y a environ 50 millions d'années), au moins 13 familles et 13 espèces de Chiroptères ont déjà existé. Ces fossiles proviennent d'Amérique du Nord, d'Europe et d'Australie (Taylor, 2000). Dans le monde, environ 1001 espèces de Chiroptères ont été recensées dont 167 Mégachiroptères et 834 Microchiroptères (Hutson *et al.*, 2001). Mais actuellement, il y a environ 1100 espèces réparties dans 200 genres. Elles représentent 20,6 % des espèces de mammifères terrestres. A Madagascar, les chauves-souris représentent 25 % des mammifères terrestres (Goodman *et al.*, 2003) avec 40 espèces groupées dans 21 genres (cf annexe , page 66)

Jusqu'à nos jours, les chauves-souris étaient considérées comme les Vertébrés les plus mal connus dans le monde (Walsh et Catto, 2004)

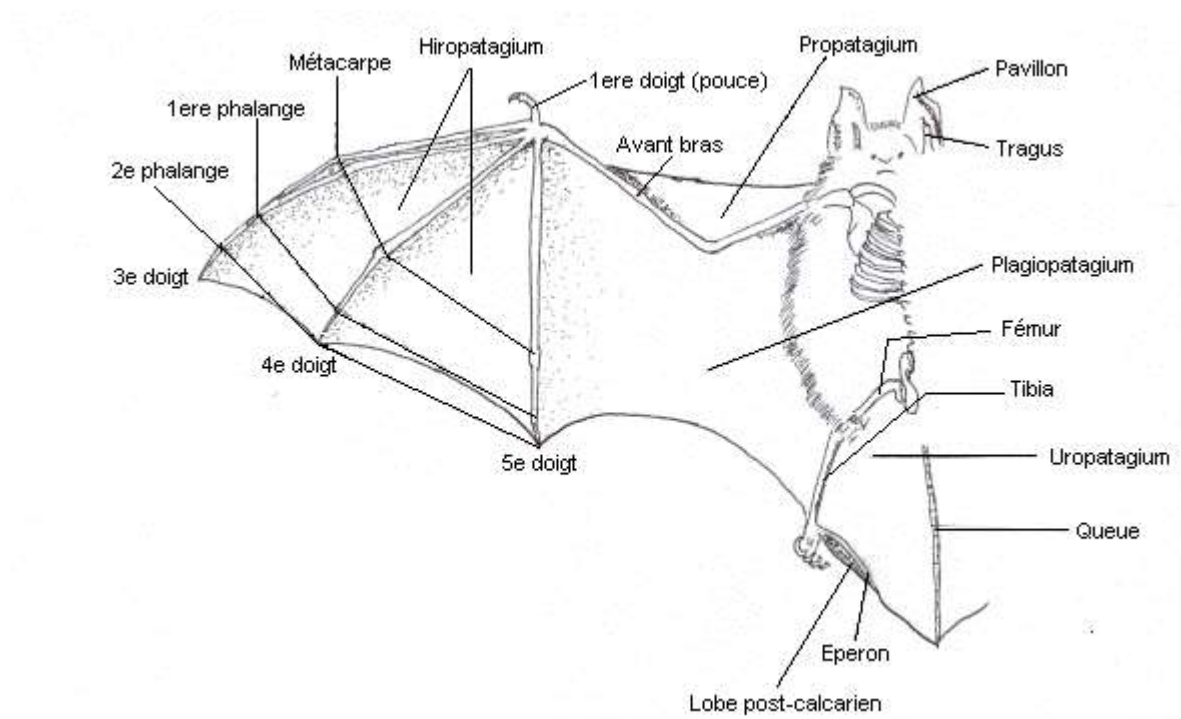
Les Chiroptères (du grec kheir : main et pteron : aile) communément appelés chauves-souris, sont les seuls mammifères nocturnes et crépusculaires adaptés au vol dont la morphologie est très particulière et la façon de mesurer l'espace, tout à fait spécifique (Fenton, 1982).

Au cours d'un lent processus évolutif, la main de la chauve-souris s'est transformée en aile. Ces ailes permettent à l'animal de voler avec aisance (Neuweiler, 2000).

### I.1. Evolution morphologique

Le squelette des chauves-souris présente une série de modifications en relation avec leurs facultés voilières. Le radius est l'os principal de l'avant-bras, tandis que le cubitus (ou ulna) n'est plus qu'une fine baguette accolée au précédent et qui contribue cependant à former l'articulation du coude. Les métacarpiens (os de la main) subissent un allongement extraordinaire, sauf le premier. Les phalanges (os des doigts), qui ont subi une réduction numérique, sont également très allongés, mais relativement moins que les métacarpiens. Le deuxième doigt, qui forme le bord d'attaque, ne possède que deux phalanges (insertion du patagium). Les grands doigts des chauves-souris étendent le patagium et transforment ce dernier en aile cutanée; les muscles moteurs font battre l'aile. Ces os tendent le patagium à la manière d'un parapluie. Chez toutes les chauves-souris, la portion antérieure du patagium située devant l'humérus, entre l'épaule, le cou et le poignet, s'incurve vers le bas quand l'aile est étendue, formant ainsi un bord d'attaque. Cette portion cutanée est appelée le « propatagium ». L'espace qui règne entre le deuxième et troisième doigt est beaucoup plus réduit que les autres. Cette disposition, tout comme celle du propatagium, est destinée à donner un profil correct au bord

d'attaque pour obtenir la poussée nécessaire au vol battu. La clavicule, os de la ceinture pectorale, est relativement volumineuse et forme une partie de l'articulation de l'épaule; le sternum possède une crête qui augmente la surface d'insertion des muscles utilisés pendant le vol. Chez de nombreuses espèces, la fixation de l'aile et des muscles moteurs est encore renforcée par la fusion des côtes supérieures (on retrouve aussi ces caractères chez les Oiseaux). Des muscles très puissants s'accrochent à la poitrine et aux omoplates. Le patagium permet à l'animal de planer et de voler. ([www.xgonin.ch](http://www.xgonin.ch), visité en Avril / 2006).



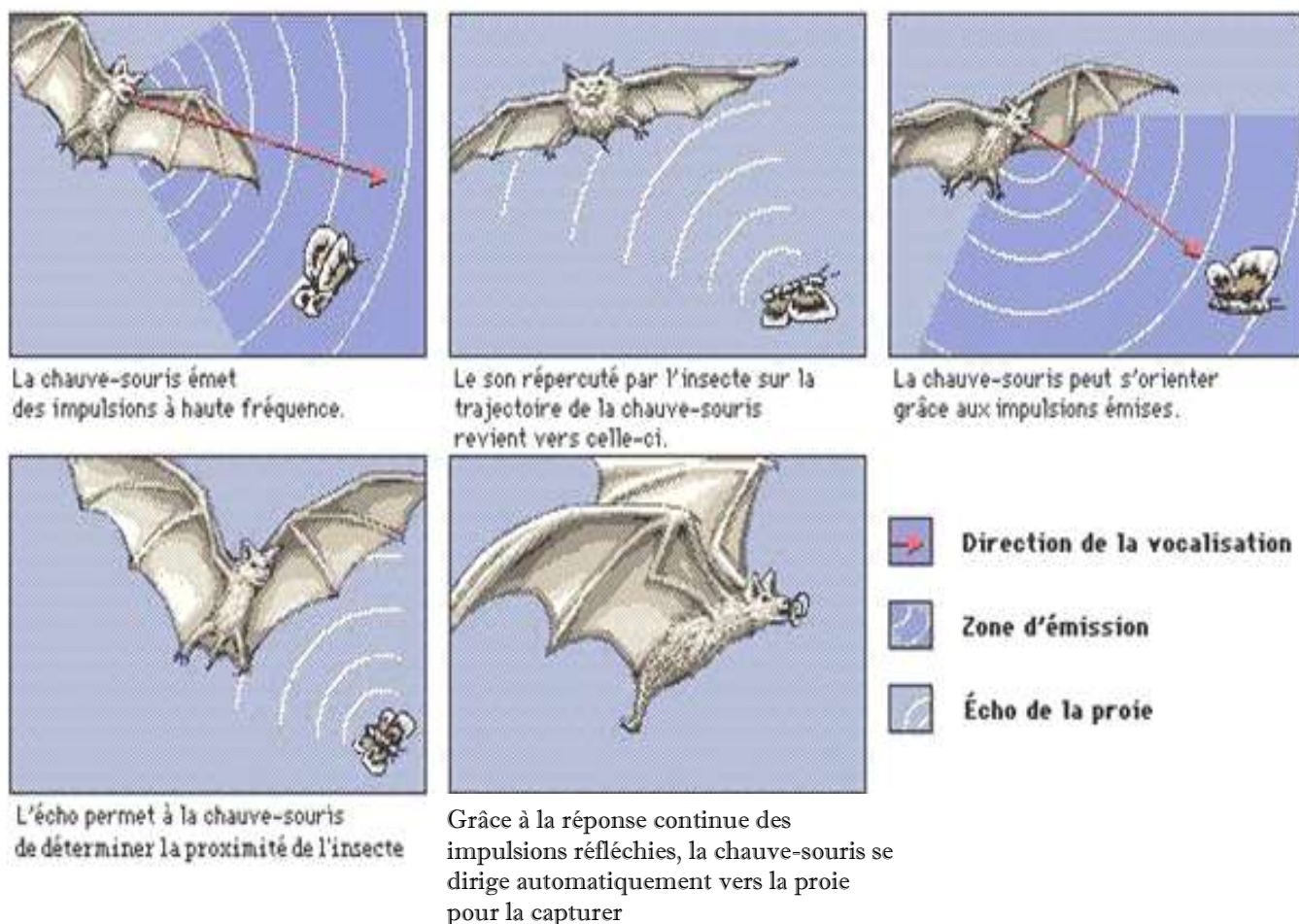
**Figure 1 :** Schéma de la morphologie d'une chauve-souris (T. Ramihangihajason)

Les membres postérieurs des chauves-souris ont une structure particulière : la patte subit une rotation de 180 degrés, de sorte que les genoux se plient en arrière et non pas en avant comme chez les autres Mammifères. Le pied lui-même est dirigé vers l'arrière. Quand ce dernier s'appuie sur une surface plane, il est tourné de telle sorte que le talon est plus proche du corps que les griffes des doigts. Une chauve-souris au repos sur une surface plane se tient les ailes pliées et s'appuie sur les poignets et les pieds, tandis que ses genoux sont repliés au-dessus de son dos comme les genoux d'une sauterelle. Cette disposition permet l'extension complète du patagium et n'empêche pas les chauves-souris d'être adroites dans leurs mouvements quand elles sont perchées. Elles se montrent en effet très lestes, et si elles sont dérangées, elles courent d'une manière affairée pour se faufiler dans les fissures des grottes où elles dorment. Les espèces frugivores qui passent la journée dans les arbres grimpent d'une façon remarquable et circulent presque aussi aisément que des singes sur leurs branches. Tous les doigts du pied

d'une chauve-souris ont une forme et une taille identique; ils portent des griffes acérées avec lesquelles l'animal s'accroche à un support quelconque quand il se repose. Les chauves-souris possèdent un cartilage au niveau de la cheville : l'éperon, qui forme un angle plus ou moins droit avec la face externe de la cheville et la queue. Ce cartilage favorise l'extension du patagium. Il acquiert une importance particulière chez les chauves-souris qui n'ont pas de queue ou celles dont la queue est très courte : dans ce cas, en effet, le patagium interfémoral a une surface réduite sur la face interne des pattes, et il s'étend entre l'éperon et l'extrémité de la colonne vertébrale. Sans la présence de l'éperon, ce patagium n'aurait que l'aspect d'une bande de peau très étroite. Malgré ses capacités au vol, les chauves-souris ont conservé les facultés de se mouvoir comme les quadrupèdes, comme le vampire (*Desmodus rotundus*) qui est capable de courir sur le corps de sa victime à la manière d'une araignée ([www.xgonin.ch](http://www.xgonin.ch), visité en Avril / 2006).

## **I.2.Mode de chasse et de déplacement des Chiroptères**

Puisque ce sont des Mammifères volants et nocturnes, les chauves-souris ont une morphologie très particulière et une façon de mesurer l'espace tout à fait spécifique (Fenton, 1982). Leur vue, si elle reste bonne, est insuffisante pour se repérer dans l'espace aérien, encore plus pour permettre une chasse active. L'essentiel de leur activité est nocturne. Elles ont donc développé un système sophistiqué : « l'écholocation », qui leur permet de "voir avec leurs oreilles" la nuit. Elles émettent des cris spéciaux : « ultrasons » (figure 2), à des fréquences allant au-delà des sons audibles par l'homme, entre 20 et 120 kHz. Chaque animal possède une fréquence qui lui est propre. Son système auditif est spécialement adapté. Chaque ultrason émis est réfléchi sur un obstacle, et revient à l'oreille de l'animal. Ce système est tellement précis, qu'il lui permet de calculer non seulement la trajectoire de sa proie, mais aussi sa forme. (Fenton, 1982 ; Kofoky, 2007). Les mégachiroptères primitifs, se servent de la vue plutôt que de l'ouïe pour s'orienter. Un seul genre, « *Rousettus* », a évolué vers un mécanisme d'écholocation qui met en jeu l'émission de « clics » audibles et qui ne sert que lorsque les chauves-souris volent dans l'obscurité (Mackinnon *et al.*, 2003). Les yeux des mégachiroptères sont aussi relativement plus grands que ceux des microchiroptères. Cependant, aucune chauve-souris n'est totalement aveugle, et même les microchiroptères qui utilisent l'écholocation peuvent se servir de repères de grandes dimensions pour se diriger en vol.



**Figure 2 :** Schéma montrant une chauve-souris utilisant l'écholocation pour la chasse. (Encarta 2008)

A Madagascar, Peterson *et al.*, (1995) ont établi une clé de détermination des chauves-souris malgaches qui se base sur la structure du nez, des oreilles, du pied et de la queue.

### 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



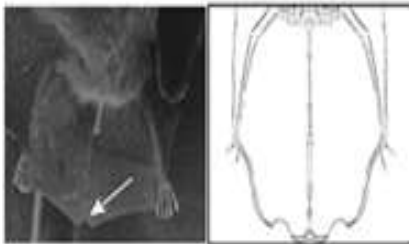
Présence d'une queue en fourreau

### Famille des MYZOPODIDAE



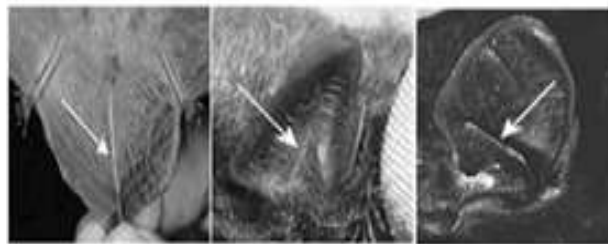
Présence de ventouses sur les poignets et les chevilles

### 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

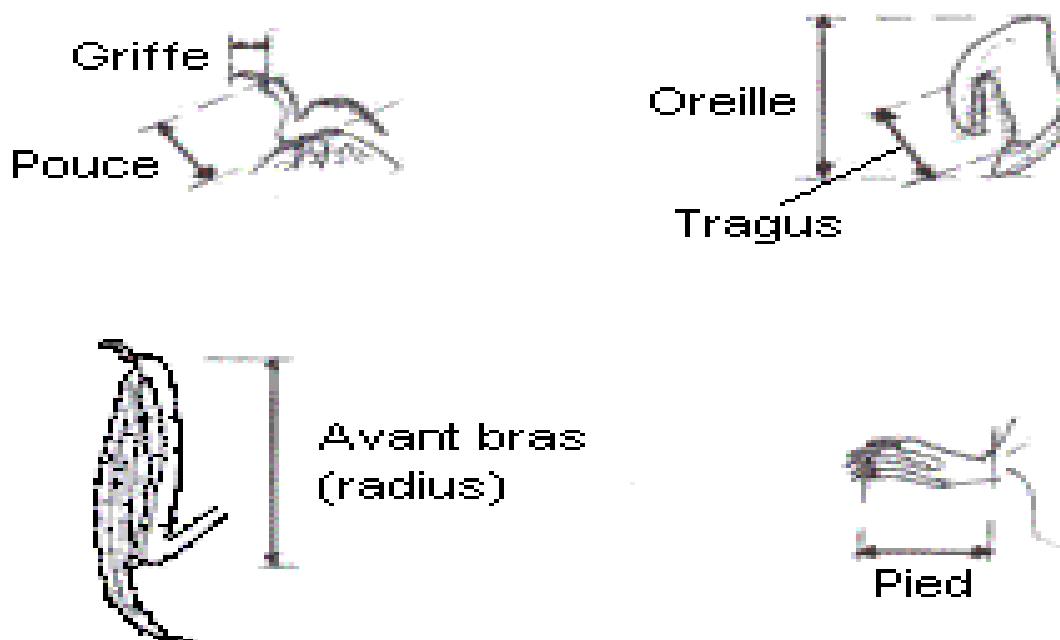


Une grande partie de la queue est libre

**Photo 1** : Clé de détermination des six familles de Chiroptères Malgaches.

Les Mégachiroptères ne possèdent qu'une seule famille : PTEROPODIDAE (dent de type frugivore, présence de griffe sur le 1<sup>e</sup> et 2<sup>ème</sup> doigt).

Les genres et les espèces sont distingués par la longueur de l'avant-bras, la forme des tragus, le rapport entre la longueur des phalanges et la longueur des oreilles (Russ *et al.*, 2003) (figure 3).



**Figure 3 :** Schéma montrant les critères à mesurer pour la détermination d'une espèce

A Madagascar et à travers le monde, c'est la famille des VESPERTILIONIDAE qui contient le plus d'espèces, soit respectivement plus de 18 espèces (cf annexe, page 66) et 357 espèces (Hutson *et al.*, 2001). Actuellement, six espèces ont été récemment décrites à Madagascar (*Neoromicia matroka*, *N. malagasiensis*, *N. melckorum*, *Pipistrellus hesperidus*, *P. raceyi*, *Hypsugo anchietae*) (Bates *et al.*, 2006).

### **I.3. Mégachiroptères**

Les Mégachiroptères se rencontrent uniquement dans les régions tropicales (Asie, Australie, Afrique), dans les zones forestières et surtout le long des cours d'eau (Neuweiler 2000). La famille des PTEROPODIDAE est actuellement la seule composante de ce sous-ordre. Cette famille est caractérisée par : « *Un second doigt conservant une certaine indépendance ; bord de l'oreille en anneau complet ; jamais de tragus ; dents très fortement adaptées à un régime frugivore, les molaires des deux mandibules de forme très semblable* » (Peterson *et al.*, 1995). Les arbres et/ou leurs fissures sont utilisés comme perchoirs le jour sauf chez le genre *Rousettus* qui vit dans les grottes. Les Mégachiroptères ont un régime végétarien et se nourrissent de pollen, de nectar, de fruits et de feuilles. Ils se distinguent par la présence de griffe sur le pouce et le second doigt. Ils ont de grands yeux munis de membranes iridescentes qui permettent la vision nocturne. Ils s'orientent et trouvent leur nourriture par la vision. Chez eux, la queue est absente ou réduite.

Seul le genre *Rousettus* émet des sons d'écholocation (MacKinnon *et al.*, 2003). La plupart des chauves-souris qui font partie du sous-ordre des Mégachiroptères ont sur le deuxième doigt une griffe émoussée qui n'est pas crochue comme celle du premier doigt. Chez quelques espèces, le troisième doigt a aussi une griffe.

#### **I.4. Microchiroptères**

Les Microchiroptères sont rencontrés dans toutes les régions du monde sauf sur les calottes polaires et les milieux désertiques (Taylor, 2000). Ils utilisent une grande variété de gîtes comme les feuillages, les creux des arbres, les grottes, les fissures des falaises et les avant-toits des bâtiments... Les Microchiroptères ont des griffes uniquement sur le pouce, de petits yeux et une queue qui peut être soudée à la membrane alaire (Taylor, 2000). Les microchiroptères utilisent des « ultrasons », appelés aussi « écholocation », pour se déplacer et se nourrir. Les microchiroptères ont des régimes alimentaires variés : carnivore, piscivore, frugivore, nectarivore et omnivore.

Basée sur des études phylogénétiques moléculaires, la nouvelle classification de Jones et Teeling (2006) montre que l'Ordre des Chiroptères est actuellement divisé en deux sous-ordres :

- **les Yinpterochiroptera** (ancien Mégachiroptères), regroupant les Pteropodidae, les Rhinolophidae, les Hipposideridae, les Craseonycteridae, les Rhinopomatidae et les Megadermatidae.

- **les Yangochiroptera** (ancien Microchiroptères), regroupant toutes les chauves-souris qui émettent des écholocations (celles appartenant à Yinpterochiroptera exceptées).

La plus grande des chauves-souris, un Yinpterochiroptera de l'Indonésie, le « kalong » (*Pteropus vampyrus*) atteint 1,7 m d'envergure et 42 cm de long, tandis que la plus petite, Yinpterochiroptera de Thaïlande, *Craseonycteris thonglongyai*, découverte en 1973, pèse seulement 2 g et mesure 29 à 33 mm (Arthur et Lemaire, 2005).

Les chauves-souris vampires n'existent qu'en Amérique Latine : *Desmodus rotundus*, *Diaemus youngi* et *Dyphilla ecaudata* (Hutson *et al.*, 2001).



## I.5.Taxonomie

<b>Règne :</b>	ANIMAL	
<b>Phylum :</b>	CHORDES	
<b>Embranchement :</b>	VERTEBRES	
<b>Classe :</b>	MAMMIFERES	
<b>Ordre :</b>	CHIROPTERES	
<b>Sous-Ordre :</b>	YINPTEROCHIROPTERA	YANGOCHIROPTERA
<b>Familles :</b>	PTEROPODIDAE	EMBALLONURIDAE
	HIPPOSIDERIDAE	MYZOPODIDAE
		NYCTERIDAE
		VESPERTILIONIDAE
		MOLOSSIDAE

## I.6.Rôle écologique des Chiroptères

Pour les mégachiroptères, leurs rôles écologiques sont la pollinisation des fleurs et la dispersion des graines de plusieurs espèces de plantes notamment *Ceiba pentandra* et *Adansonia* spp. – Bombacaceae (Andriafidison, 2004 ; Andrianaivoarivelo, 2004 ; Bollen *et al.*, 2004. A la différence des autres Mammifères (lémurien) et de certains planeurs (ex : écureuils volants) qui se contentent d'étaler leur « extension cutanée » pour profiter passivement de la poussée obtenue par cette surface portante, les chauves-souris peuvent voler sans limites tant qu'elles ne sont pas épuisées. Cette aptitude à voler augmente la possibilité de pollinisation des fleurs et de dissémination des graines pour les arbres.

La majorité (75%) des Microchiroptères dans le monde sont des insectivores, d'où leurs potentialités à contrôler le nombre d'insectes dans le monde (Hutson *et al.*, 2001). En effet, un Microchiroptère peut consommer une quantité d'insectes supérieure à 1,5 fois son poids en une nuit (Neuweiler, 2000), or certaines espèces vivent en colonies composées de plusieurs milliers d'individus (Taylor, 2000).

## **I.7.Menaces pour les Chiroptères**

Les principaux prédateurs des chauves-souris sont les hiboux, les faucons et les serpents (Kalko, 1998 ; Hutson *et al.*, 2001).

L'utilisation des insecticides et pesticides constitue un facteur de perturbation et de disparition des chauves-souris, notamment les insectivores, réduisant la quantité d'insectes disponibles dans le milieu.

La chasse est aussi l'une des principales menaces qui pèse sur les Chiroptères surtout pour les grandes tailles comme *Pteropus rufus* qui est classé « gibier » à ce jour. La déforestation est une très grande menace pour la faune et la flore à Madagascar, y compris les Chiroptères. De nombreuses chauves-souris sont victimes de la réduction de leur habitat, de la pollution (pesticides). Presque le quart des Microchiroptères est menacé à cause de la modification ou la perte des habitats, de la perturbation ou la perte des gîtes à cause surtout des « feux de brousse » pour les élevages de zébus (photo 2). L'Union Internationale pour la Conservation de la Nature (UICN) a inscrit sur la Liste rouge des espèces menacées en 2003 qu'il y a environ 239 espèces de chauve-souris menacées à des degrés divers et 12 sont éteintes. (Jones *et al.*, 2003).



**Photo 2 :** Feux de brousse sur la savane près du Tsingy (T. Ramihangihajason, 2006)

## **II. MILIEU D'ETUDE**

### **II.1. Description générale du Parc National du Tsingy de Bemaraha**

Une formation karstique, le parc est un ancien corail autrefois recouvert par la mer ; le nom « Tsingy » signifie « sur la pointe des pieds » à cause des pointes créées par l'érosion du calcaire par la pluie et le vent au fil du temps.

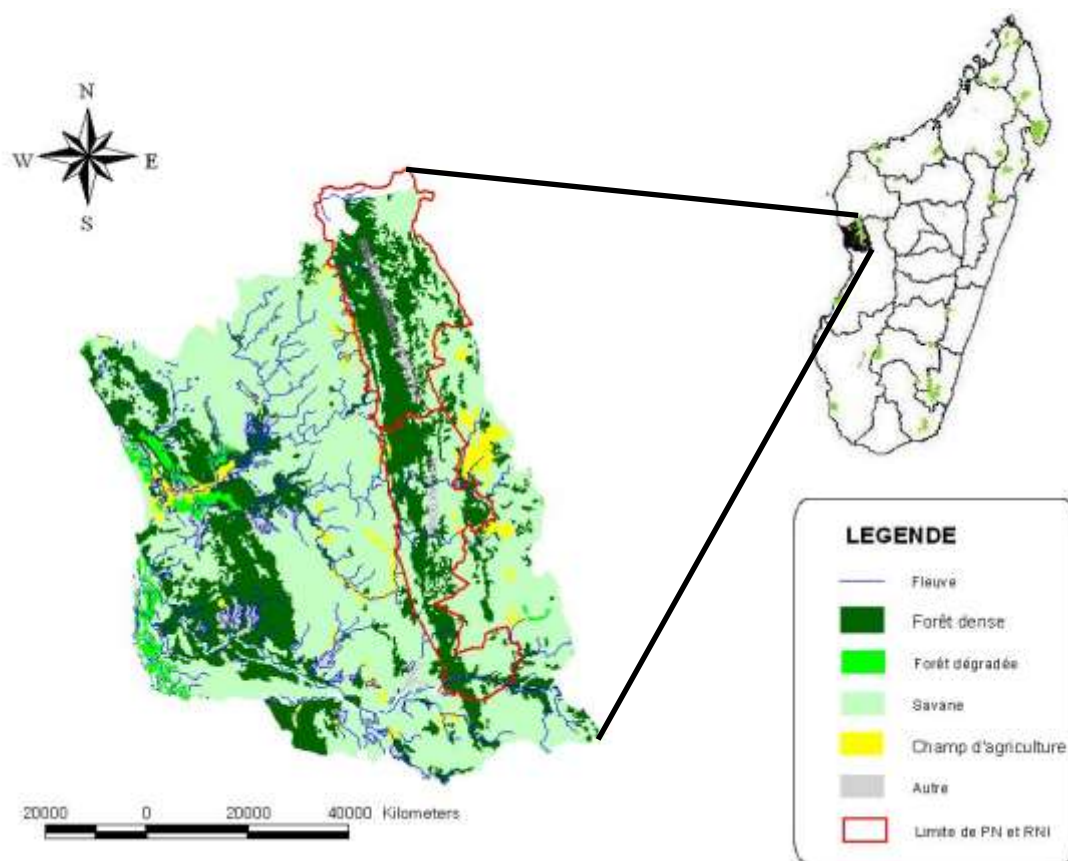
#### **II.1.1. Historique du parc**

En 1927, grâce aux caractéristiques biologiques, géologiques et archéologiques de l'Antsingy, le Parc a été classé Réserve Naturelle Intégrale (RNI) n°9. En 1990, il a été déclaré site du patrimoine mondial de l'UNESCO et de patrimoine culturel national en 1991. En août 1997, une partie de la réserve a changé de statut, en devenant Parc National.

#### **II.1.2. Localisation géographique**

Ce parc se trouve sur le versant occidental de Madagascar, écorégion de l'Ouest, dans la partie Sud de l'ancienne province autonome de Mahajanga, région Melaky, sous-préfecture d'Antsalova. Il est situé entre 18°12' - 19°07' de latitude Sud et 44°34' - 44°57' de longitude Est (carte 1).

Le complexe « Aire Protégée du Tsingy de Bemaraha » fait partie d'une longue base calcaire d'environ 250 km orienté de Nord au Sud, entre Morafenobe et un peu plus au Sud du fleuve de Tsiribihina. Il possède une superficie de 157 710 ha, la partie Sud jouit du statut de Parc National avec 72 340 ha et la partie Nord du statut de Réserve Naturelle Intégrale d'environ 85 370 ha.



**Carte 1 :** Carte du complexe Aire Protégée de Tsingy de Bemaraha représentant la Réserve Naturelle Intégrale (RNI) au Nord et le Parc National (PN) au Sud (Modifiée sur Arc view par T.Ramihangihajason, 2006) [source : BD500 de la Foibe Taon-tsaritan'ny Madagascar ou F.T.M.]

### II.1.3. Relief (photo 3)

Le massif de Bemaraha est un massif calcaire très accidenté où se trouve une multitude de grottes. C'est une véritable cathédrale de calcaire offrant l'un des paysages naturels les plus spectaculaires de la Grande Ile et même du monde. Le massif karstique de Bemaraha offre une multitude d'habitats naturels.



**Photo 3** : Un massif calcaire très accidenté qui offre une multitude d’habitats naturels (photo : T. Ramihangihajason, 2007)

#### **II.1.4. Climat**

Le climat est chaud et pluvieux caractérisé par une longue période sèche (mai à octobre) alternée par une période humide marquée par des averses locales de forte intensité et par des passages de perturbations cycloniques qui entraînent des pluies diluviennes. Le maximum d’humidité relative a lieu pendant la saison pluvieuse (février) durant laquelle elle peut atteindre 92%.

**Tableau 1** : Données climatique du Parc National du Tsingy de Bemaraha

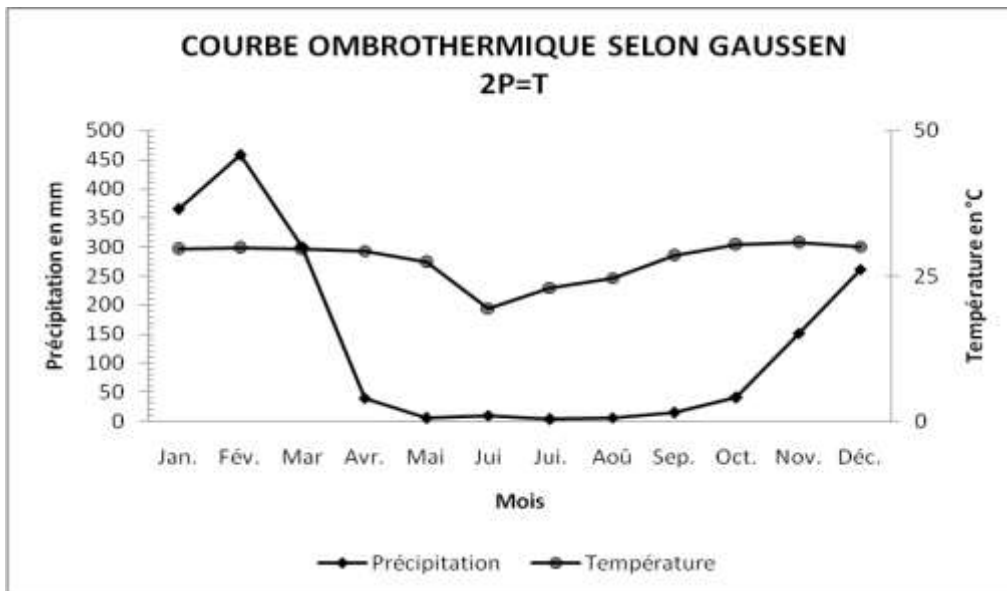
(Source : Programme Bemaraha, Année : 1993-2003)

#### **Températures (°C)**

	MOIS											
	Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai	Jui.	Jui.	Aoû.	Sep.	Oct.	Nov.	Déc.
<b>Minimale</b>	22,13	21,97	21,9	20,41	18,41	11,17	12,76	14,41	17,7	20,05	21,38	22,05
<b>Maximale</b>	37,06	37,56	37,29	38,2	36,24	27,8	33,23	34,86	39,26	40,6	39,96	38,09
<b>Moyenne</b>	29,59	29,77	29,6	29,31	27,33	19,49	22,99	24,64	28,48	30,33	30,67	30,07

#### **Précipitations (mm)**

	MOIS											
	Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai	Jui.	Jui.	Aoû.	Sep.	Oct.	Nov.	Déc.
<b>Moyenne</b>	364,47	457,82	300,03	40,17	5,69	9,79	3,57	6,11	15,09	41,17	151,53	261,6

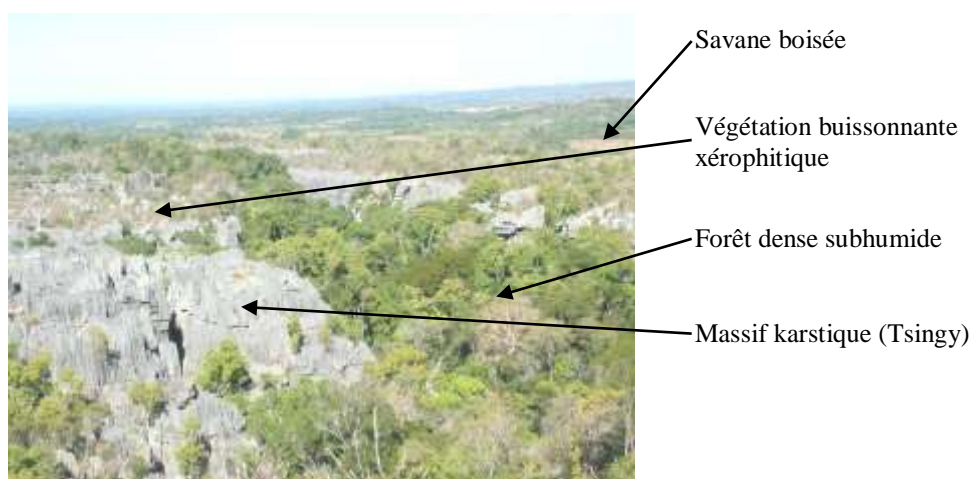


**Figure 4 :** Courbe ombrothermique de Gaussen de la station d'Antsalova

(Source : Programme Bemaraha, Année : 1993-2003)

Les températures maximale et minimale enregistrées pendant cette décennie sont respectivement de 40,6°C en Octobre et de 11,17°C en Juillet. Le climat présente huit mois secs (Avril – Octobre), avec une saison très marquée par l'absence de pluie de Mai en Septembre [Figure 4]. Le mois de Novembre marque le retour des pluies qui se terminent vers la fin du mois de Mars. La précipitation maximale est enregistrée en Février avec une moyenne de 457,82 mm.

### II.1.5. Végétation



**Photo 4 :** Quelques types de végétations dans le Parc National du Tsingy de Bemaraha

(photo : T. Ramihangihajason, 2007)

Le massif karstique de Bemaraha offre autant d'écosystèmes différents se trouvant côte à côte tels que la forêt dense sèche caducifoliée typique de l'écorégion de l'Ouest, la forêt dense subhumide dans les avens et les bas-fonds des canyons, la végétation buissonnante xérophytique des surfaces arides sur les toits du Tsingy et les savanes boisées ou herbacées qui entrecoupent la forêt surtout à la partie orientale du plateau. La partie occidentale est recouverte en grande partie par les forêts sèches (photo 4).

## II.1.6. Faune

### II.1.6.a. Mammifères

Le Parc National du Tsingy de Bemaraha, comme toute aire protégée de Madagascar, abrite des espèces de Mammifères. Pour les Lémuriens, il y a environ 13 espèces dans le parc dont trois sont diurnes et dix sont nocturnes (Rasoloarison *et al.*, 2000) : *Eulemur rufus* (photo 3B), *Propithecus deckeni*, *Lepilemur edwardsi*. Certaines de ces espèces sont vulnérables comme *Daubentonia madagascariensis*, d'autres sont localement endémiques dans l'Antsingy : *Microcebus myoxinus*, *Avahi cleesei* (Rasoloarison *et al.*, 2000 ; Thalmann et Geissmann, 2005). Il existe aussi des espèces de rongeurs endémiques de l'Antsingy telles que : *Eliurus spp* (photo 5A), *Nesomis lambertonii* (Rasoloarison *et al.*, 2003) [photo 5C]. Le parc abrite aussi quelques carnivores comme *Galidia elegans*, *Cryptoprocta ferox*.



**Photo 5 :** Photo montrant A : *Eliurus spp.* (Photo : R. Rakotoarivelo, 2006), B : *Eulemur rufus* et C : *Nesomis lambertonii* (photo : T. Ramihangihajason, 2006).



### II.1.6.b. Oiseaux

Le Parc National du Tsingy de Bemaraha n'est pas très riche en espèces d'oiseaux. Environ 94 espèces réparties dans 44 familles y vivent (Ramanitra, 1997). Quelques espèces menacées (*Lophotibis cristata*, *Accipiter madagacariensis*, *Accipiter henstii*, *Philepitta schlegeli*), des espèces vulnérables (*Tachibaptus pelzelinii*, *Ardeola idae*, *Circus macrosceles*) et des espèces endémiques locales (*Monticola sp.* et *Canirallus sp.*) [Projet ZICOMA, 1999] y sont présentes sans oublier une espèce très menacée (*Haliaeetus vociferoides*) [photo 6B].



**Photo 6 :** Photo montrant, A : *Monticola* sp. (Photo : T. Ramihangihajason, 2006) et B : *Haliaeetus vociferoides* (photo : R. Rakotoarivelo, 2006)

### II.1.6.c. Reptiles et Amphibiens

Le Parc National du Tsingy de Bemaraha, d'après le Programme Bemaraha, est le plus riche en espèces d'herpétofaune de toutes les forêts caducifoliées de l'Ouest de Madagascar car il y a 88 espèces dont 22 amphibiens et 66 reptiles. Parmi ces espèces, certaines sont endémiques du Tsingy : *Brookesia exarmata*, *Brookesia perarmata*, *Furcifer nicosiai* (Jesu *et al.*, 1999). Il abrite aussi des espèces menacées : *Erymnochelys madagascariensis* dans le complexe Manambolomaty et *Acranthophis madagascariensis* (photo 7B). Comme de nombreuses rivières et fleuves de l'Ouest, celles du Parc National du Tsingy de Bemaraha abritent des crocodiles (*Crocodilus niloticus*) [photo 7C].





A

B

C

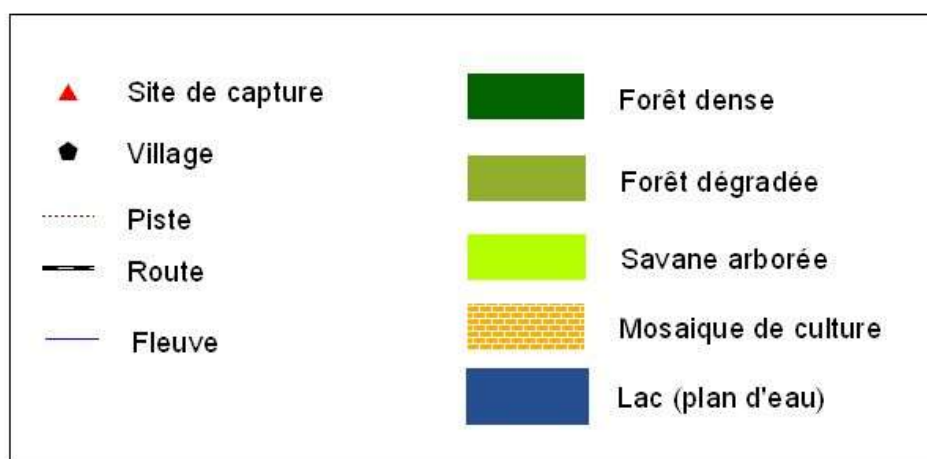
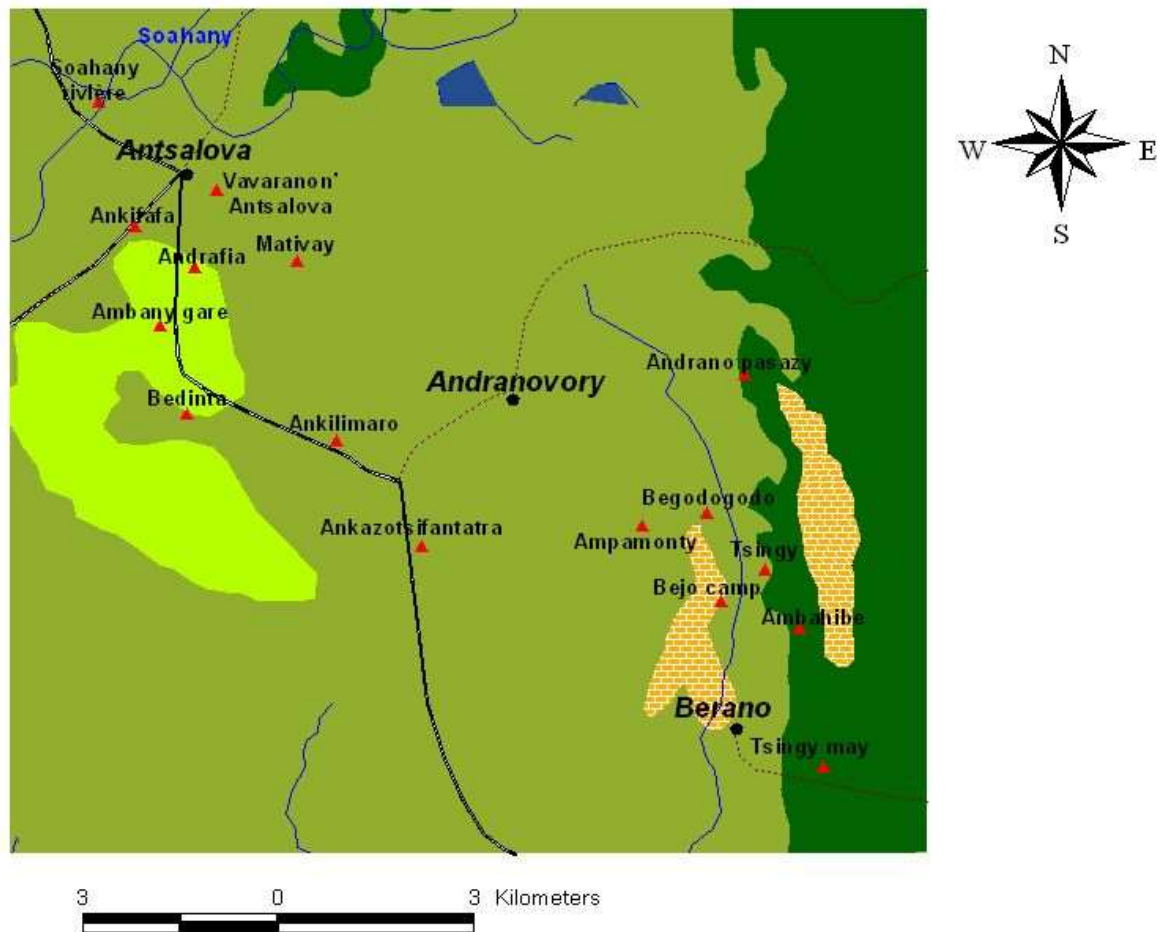
**Photo 7 :** Photo montrant, **A :** *Leioheterodon modestus* [Sabomalandy] (Photo : T. Ramihangihajason, 2005), **B :** *Acranthophis madagascariensis*, **C :** *Crocodilus niloticus* (Photo : Tolotra. Ramihangihajason, 2009).

### **II.1.7. Description des sites d'étude**

Ce sont les endroits où le travail a été réalisé. Il a été choisi à la suite des critères posés par l'étudiant afin de vérifier son hypothèse.

#### **II.1.7.a. Antsalova**

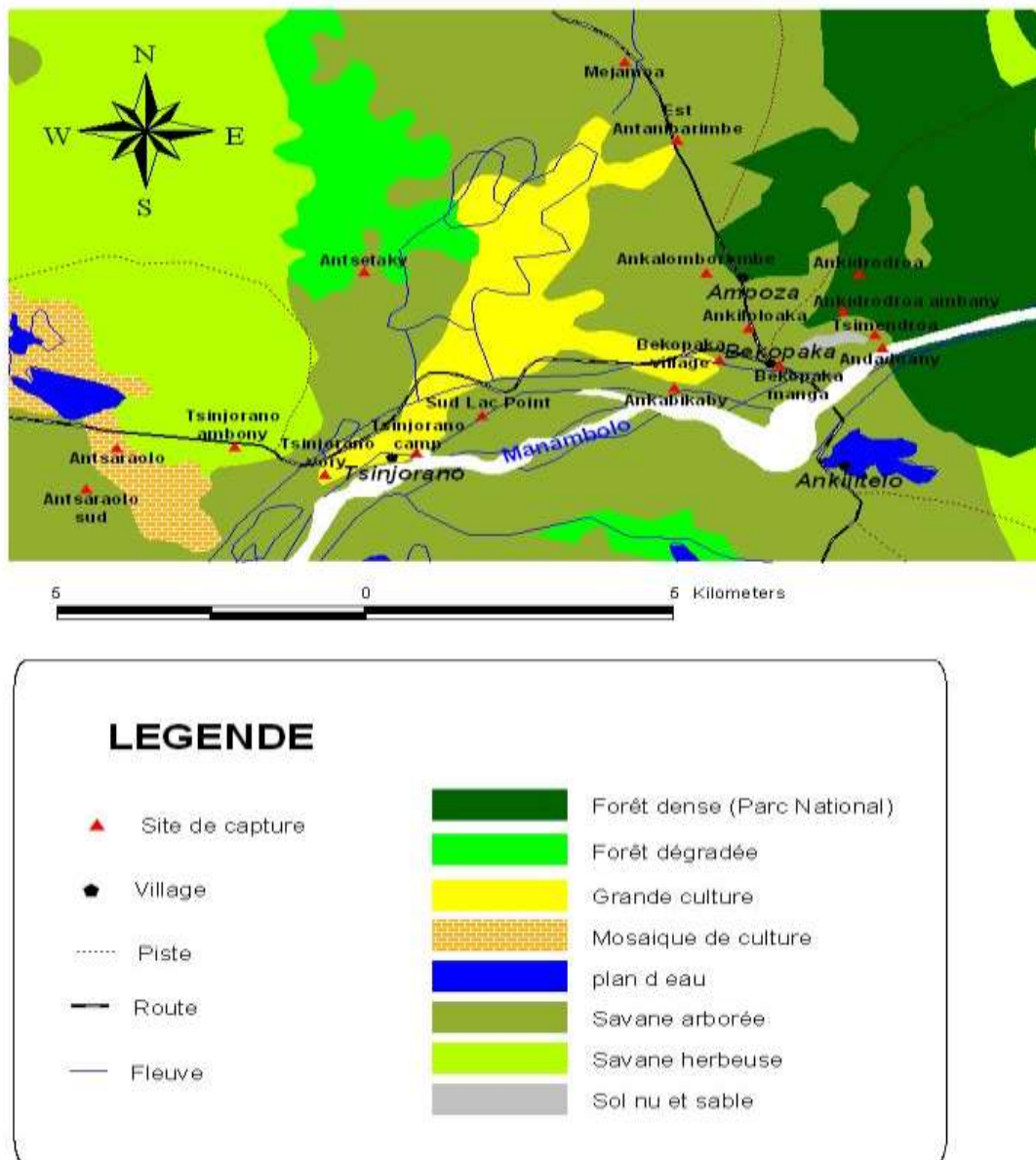
Antsalova. est une sous-préfecture du district de Maintirano, situé entre 18°40' de latitude Sud et 44°37' de longitude Est (carte 2). Il se trouve au Nord-Ouest du Parc National avec une activité touristique assez élevée. Elle montre plusieurs types d'habitats mais ce qui nous intéresse lors de cette étude est la forêt intacte ou forêt dense sur la carte qui représente le Tsingy, la forêt dégradée, les savanes boisées et les champs d'agriculture ou mosaïque de culture sur la carte.



**Carte 2 :** Sites de captures et les habitats dans le Nord-Ouest du Parc National du Tsingy de Bemaraha (Modifiée sur Arc view par T.Ramihangihajason, 2006) [source : BD500 de la Foibe Taon-tsaritan'ny Madagascar ou F.T.M.]

### II.1.7.b. Bekopaka

Bekopaka. est une commune rurale du district de Maintirano, située entre 19°08' de latitude Sud et 44°47' de longitude Est (carte 3). Il se trouve à 100 km au sud d'Antsalova près du fleuve « Manambolo » avec une forte activité touristique. Elle montre une grande diversité surtout au niveau des habitats. Il y a la forêt dense ou intacte représentée par le Tsingy, la forêt dégradée, la savane boisée et les champs d'agriculture qui sont divisés en deux dans la carte : la grande culture qui groupe les cultures de bases comme le riz et la mosaïque de culture que forment les autres cultures comme les maïs ou manioc... .



**Carte 3 :** Sites de captures et les habitats dans le Sud-Ouest du Parc National du Tsingy de Bemaraha (Réalisée sur Arc view par T.Ramihangihajason, 2006). [source : BD500 de la Foibe Taon-tsaritan'ny Madagascar ou F.T.M.]

### III. METHODOLOGIE

#### III.1. Période d'étude

L'étude a été effectuée en deux périodes. La première descente s'est déroulée du 05 octobre au 15 novembre 2005, elle s'est déroulée en deux tranches : du 05 au 24 octobre dans la sous-préfecture d'Antsalova et du 25 octobre au 15 novembre dans la commune rurale de Bekopaka. La deuxième descente, elle a été effectuée du 15 octobre au 15 novembre 2006 à Bekopaka.

#### III.2. Description des habitats utilisés

Dans la présente étude, 4 types de végétations ont été choisis dans le but de mener une étude comparative sur l'activité des Chiroptères d'une part et leur composition spécifique entre les habitats d'autre part.

1- **la forêt intacte** : une forêt naturelle, dont les perturbations sont considérées quasi nulles, représentée dans cette étude par la forêt du Tsingy. Sèche et caducifoliée, elle est formée de nombreux grands arbres.

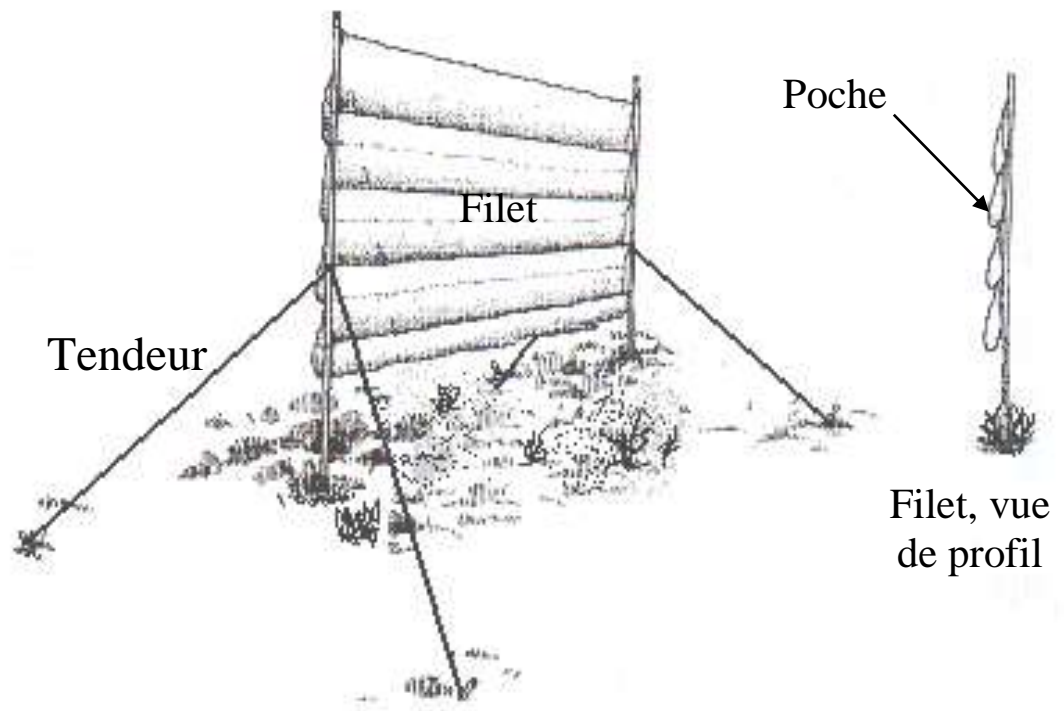
2- **la forêt dégradée**, dont le degré de perturbation est élevé (coupe illicite d'arbre, défrichement, etc.). Elle se caractérise par des arbustes et de quelques arbres dont les pieds sont éloignés.

3- **la savane boisée** : caractérisée par des formations herbacées, montre quelques arbres tels que les jujubiers.

4- **champ d'agriculture**, dont les terrains de culture sont composés de rizières, de champs de maïs, de manioc, de bananiers,...).

#### III.3. Matériel de capture

Lors de cette étude, un seul type de piège a été utilisé : le filet japonais (figure 5), car il est léger, facile à transporter et à installer sur le terrain (Barlow, 1999). Ce sont des filets de nylon fin, avec des mailles de 36mm, maintenus en tension par 2 poteaux et ayant 4 poches qui retiennent les animaux capturés. Les filets ont une longueur de 6m, 9m et 12m.



**Figure 5:** Schémas d'un filet japonais (Source : Finnemore et Richardson, 1999)

#### **III.4. Méthode de capture**

En une nuit, le nombre de pièges posés varie de cinq à sept. Ils sont posés dans des endroits adéquats et supposés être le passage des Chiroptères. Ils sont placés au ras du sol jusqu'à une hauteur allant de 3 à 4m au-dessus du sol suivant le degré de couverture végétale. Il faut s'assurer qu'il y ait des poches pour retenir les individus piégés. Ils sont installés avant le coucher du soleil. La capture dure 4 heures. L'ouverture du filet est entre 18h00 et 18h30, dépendant de l'heure de la tombée de la nuit, et la fermeture est de 22h00 et 22h30. Ces pièges sont surveillés en permanence pendant la première heure, ensuite la surveillance des filets se fait toutes les 5 à 15 minutes. L'effort de capture par nuit est noté par le nombre total des longueurs des filets posés.

Afin de minimiser les risques d'erreurs, seules les espèces capturées lors d'un effort standard (filet japonais posé pendant quatre heures) sont considérées, à savoir *Rousettus madagascariensis*, *Myotis goudoti*, *Miniopterus manavi*, *Triaenops rufus* *Triaenops furculus* et *Hipposideros commersoni*. Certaines espèces, comme *Scotophilus robustus*, *Miniopterus gleni* et *Mops leucostigma* dont on n'a capturé qu'un individu de chaque ou celles qui sont prises dans leur dortoir (cas de la famille de Molossidae) sont exclus pour le test d'agilité de vol par exemple.

La « distance du site de capture » est la distance en vol d'oiseau, entre les sites de capture et la forêt du Tsingy. Le principe est qu'en s'éloignant de la forêt de Tsingy les espèces capturées varient, c'est-à-dire, loin de la forêt de Tsingy certaines espèces ne seront plus capturées ou au contraire, elles les seront ; ceci se remarque par l'abondance de capture.

Le but est de savoir si une ou plusieurs espèces de Chiroptères sont dépendantes de la forêt du Tsingy. Si elles en dépendent alors elles ne s'en éloignent pas.

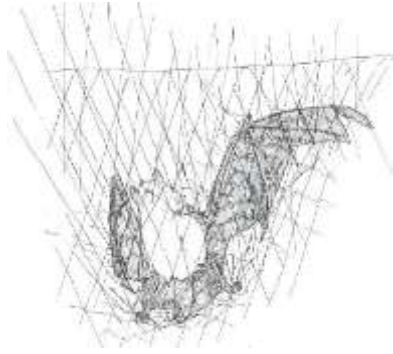
#### **III.4.1. Extraction**

Pour libérer une chauve-souris capturée dans un filet japonais, il faut (Racey, 1999) [figure 6]:

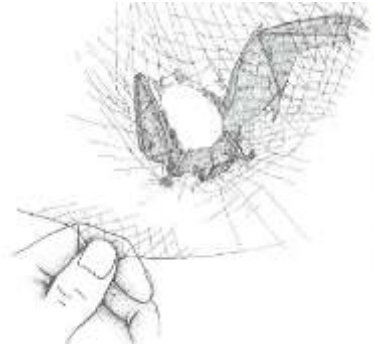
- ❖ Voir la direction d'où elle est entrée et la libérer par ce côté ;
- ❖ Ouvrir la poche dans laquelle l'animal est retenu et le tenir au niveau du menton ;
- ❖ Enlever successivement les filets retenant ses pieds, ses ailes, sa tête et enfin son corps.

Les individus ainsi capturés sont mis dans des pochons numérotés qui sont ensuite accrochés à une branche en attendant le processus de mensurations. Pour chaque individu capturé, on note la date, le type d'habitat (macro et micro habitat), l'heure de capture, la hauteur de la poche, le numéro du pochon, la longueur et la hauteur du filet, l'état de la lune (pleine, demi pleine...).

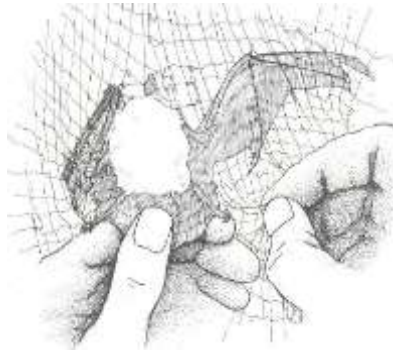




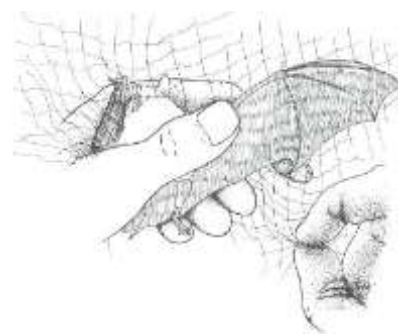
1-Un chiroptère pris dans le filet japonais.



2-Ouvrir la poche du filet dans laquelle l'animal se trouve.



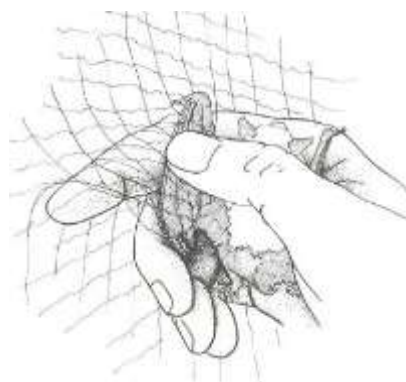
3-Premièrement, libérer les pattes et la queue de l'animal.



4-Tenir le corps de l'animal délicatement mais fermement, libérer les ailes.



5-Ensuite, libérer la tête de l'animal en mettant un doigt au dessous de sa mâchoire inférieure pour éviter les morsures ; tenir fermement l'animal pour qu'il ne s'entremêle pas à nouveau dans le filet.



6-Ouvrir les ailes pour faciliter leur libération

**Figure 6 :** Schémas montrant le mode d'extraction d'un chiroptère sur un filet japonais

#### III.4.2. Caractères de détermination d'une espèce

Pour chaque individu capturé, il faut identifier le genre, l'espèce, l'âge, le sexe et l'état de reproduction pour les femelles. L'identification de l'espèce est faite en se référant à la clé de détermination établie par Russ *et al.* (2003).

### III.4.2.a. Mensuration

Elle consiste à mesurer les différentes parties du corps de l'animal. Pour ce fait, la chauve-souris est tenue d'une main et la règle graduée ou le pied à coulisse dans l'autre (photo 8). Les mesures sont celles habituellement utilisées dans la description des chauves-souris (Peterson *et al.*, 1995 ; Russ *et al.*, 2003) à savoir :

- Les longueurs de l'avant-bras, du tibia, du pied, de l'oreille, du tragus, du cinquième doigt du métacarpe et de la largeur du nez (cas des individus à nez feuillu) au moyen d'un pied à coulisse.
- La longueur de la queue, allant de l'anus jusqu'à la dernière vertèbre au moyen d'une règle graduée.

Dans le cas où les individus d'une espèce capturée sont trop nombreux, seuls le poids et la longueur de l'avant-bras ont été pesés et mesurés, ces deux derniers étant les mesures les plus courantes pour distinguer les différentes espèces de chauves-souris (Eger et Mitchell, 2003).

En général, ce processus de mensuration débute à 20h00. Les espèces de petite taille comme *Miniopterus manavi* sont mesurées très tôt si elles sont capturées dès l'ouverture des filets. En effet, elles viennent de sortir des gîtes et n'ont pas encore mangé. Il faut minimiser les risques de tuer les animaux.



**Photo 8 :** Mensuration d'un avant-bras de chiroptère à l'aide d'un pied à coulisse.

(Photo : J. Razafimanahaka, 2006)

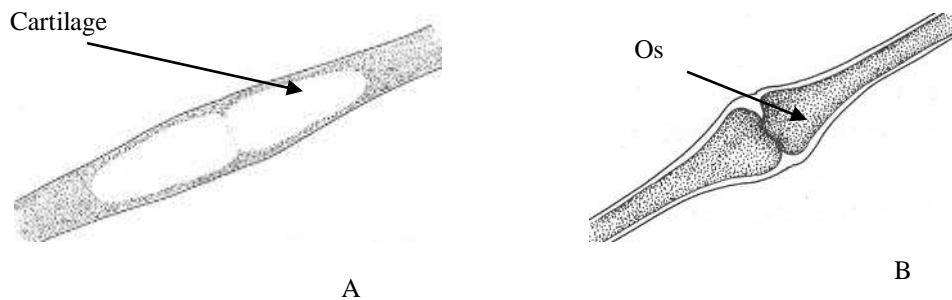


### III.4.2.b. Pesage

Avant le pesage, la balance est vérifiée et calibrée pour éviter les erreurs. Elle est choisie suivant la taille de l'individu. Elle peut aller de 10 à 300g. Le poids de l'animal est exprimé en grammes (g). L'animal est mis dans un sac dont le poids est connu, il est soustrait de la valeur indiquée par la balance ce qui donne son poids.

### III.4.2.c. Age

Sa détermination peut être faite en observant l'ossification des articulations au niveau des doigts (figure 7). L'aile est posée au dessus d'une source lumineuse et le cartilage se voit par transparence, sinon c'est opaque pour l'adulte.



**Figure 7:** Détermination de l'âge des Chiroptères à partir de l'ossification des articulations :

**A** – juvénile ; **B** – adulte. (Source : Hutson et Racey, 1999)

### III.4.2.d. Sexe

Les mâles sont faciles à reconnaître par leurs pénis visibles tandis que les femelles possèdent une paire de glandes mammaires et une vulve (Hutson et Racey, 1999) [photo 9].

Trois états de reproduction sont notés chez les femelles (Racey, 1990) :

- Celles qui n'ont pas encore allaité, les mamelles sont peu développées, parfois invisibles ;
- Celles qui ont déjà allaité, elles ont des mamelles développées ;

Les gravides sont reconnaissables au toucher : la tête de l'embryon peut être sentie au niveau de l'abdomen (Paul Racey, communication personnelle).



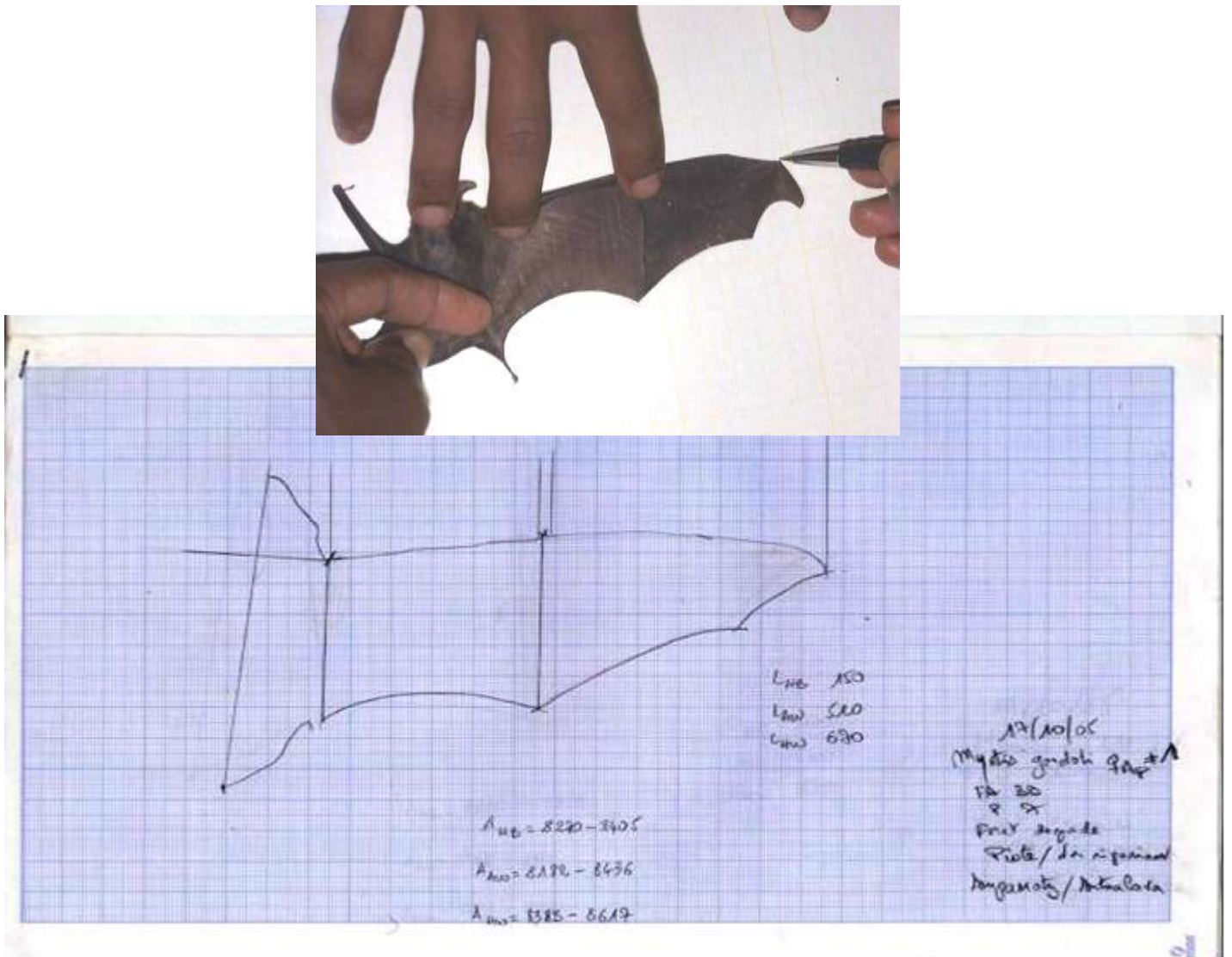
**Photo 9 :** Photo de quelques Chiroptères : A – *Scotophilus* femelle ; B – *Hipposideros* mâle.  
(Photo : J. Razafimanahaka, 2006)

### III.5. Traçage de l'aile

La connaissance sur la morphologie des ailes chez les Chiroptères est utilisée pour prédire leurs habitats (Albridge et Rautenbach, 1987 ; Norberg et Rayener, 1987). Elle débute par le traçage de l'aile.

#### Méthode de traçage d'aile d'un Chiroptère (photo 10)

- Maintenir l'animal de telle sorte que le ventre se pose sur le papier millimétré.
- Etaler l'aile sur le papier et commencer le traçage, la droite pour les droitier et inversement.
- Autant que possible, la partie de l'avant-bras devrait être étendue horizontalement et le contour serait réalisé par une ligne continue.
- Marquer le point de jonction entre l'aile et le corps ainsi que le bout de la tête et la pointe de la queue.
- Répéter le traçage de l'aile d'un même individu trois fois en moyenne afin de minimiser les risques d'erreurs.
- Mentionner sur le papier : la date de capture, le nom scientifique de l'animal (genre et espèce), le poids, le sexe, la longueur de son avant-bras, le type d'habitat où il a été capturé (piste, rivière,...), enfin le site de capture (Bekopaka ou Antsalova).



**Photo 10** : Photo montrant le dessin d'une aile droite d'un chiroptère.

(Photo : J. Razafimanahaka, 2006)

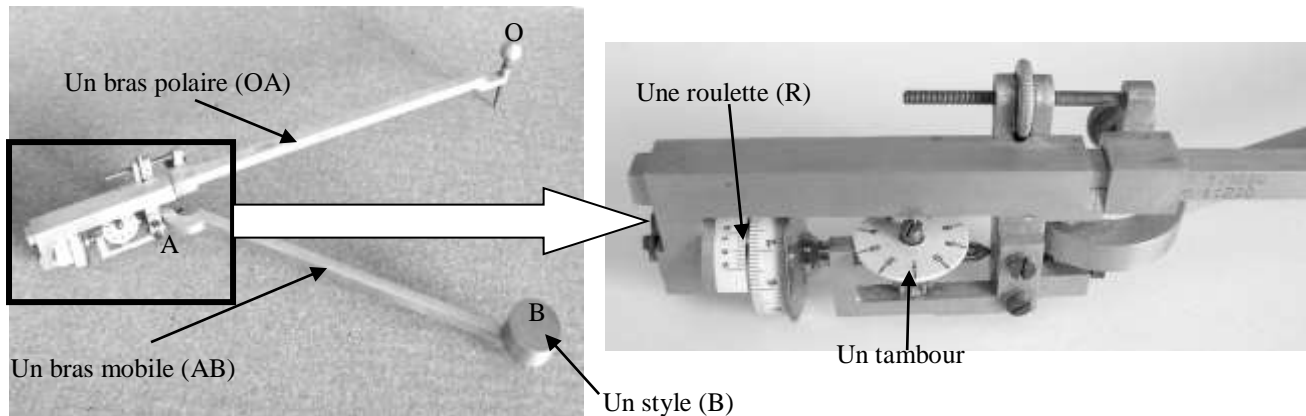
### III.5.1. Surface et envergure de l'aile

Il n'y a pas de méthode précise pour la détermination de la surface de l'aile. Le but est de pouvoir la déterminer en minimisant le plus possible les risques d'erreurs. Dans notre étude, le matériel utilisé est un planimètre.

Un planimètre est constitué d'un bras polaire OA tournant autour du point O et d'un bras mobile AB articulé en A ; ce dernier porte une roulette R et un style B avec lequel on parcourt le contour C de la surface.

Fixer le planimètre sur un support au niveau du point O, ensuite noter les chiffres qui se trouvent sur la roulette (Xa), parcourir le dessin de l'aile sur le papier millimétré avec le style B en partant d'un point quelconque M (point de repère) jusqu'à retour à ce point M (photo 11). Enfin, relever la nouvelle valeur indiquée (Xb). La surface du dessin est la différence des deux nombres obtenus auparavant multipliée par  $10\text{mm}^2$  d'après le calibrage de l'appareil :  $[(Xb-Xa)$

10mm<sup>2</sup>]. L'aile d'un même individu est dessinée trois fois. Il faut faire donc la moyenne des trois surfaces calculées. La surface de l'aile et l'envergure d'un chiroptère peuvent être subdivisés en trois parties : celles de l'aile des doigts, de l'aile de l'avant-bras et du corps (figure 8).



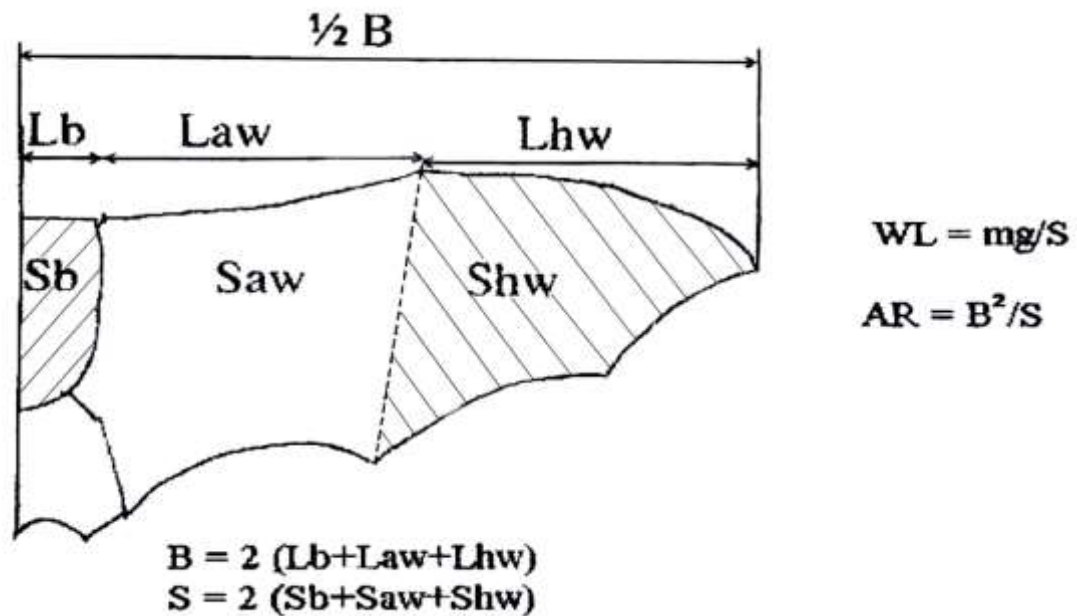
**Photo 11** : Un Planimètre polaire AMSLER (Encyclopædia Universalis 2007)

### III.5.2. Charge alaire ou Wing loading (WL)

La charge alaire (WL) est définie comme :  $WL = mg / S$ . Le « m » est la masse de l'animal, le « g » est l'accélération de gravité et « S » la surface alaire. La charge alaire est exprimée en newton par mètre carré (N.m<sup>-2</sup>) [Aldridge et Rautenbach, 1987]. Elle est corrélée positivement avec la vitesse minimale de vol et négativement pour la manœuvrabilité (aptitude de tourner très fort) et l'agilité de l'animal (aptitude de tourner rapidement). (Norberg and Rayner, 1987 ; Jacobs, 1999 ; Stockwell, 2001 ; Jennings *et al.*, 2004).

### III.5.3. Aspect ratio (AR)

L'« Aspect ratio » (AR) est défini comme l'indice du contour de l'aile :  $AR = B^2 / S$ . Le « B » est l'envergure de l'animal et « S » la surface alaire (Aldridge et Rautenbach, 1987). « Aspect ratio » est positivement corrélé avec le coût de vol. (Norberg and Rayner, 1987 ; Jacobs, 1999).



**Figure 8 :** Schéma de l'aile d'une chauve-souris (T. Ramihangihajason)

- (S) : Surface de la membrane alaire
- (B) : Longueur de l'envergure
- (Saw) : Surface de l'aile du bras
- (Shw) : Surface de l'aile de la main
- (Sb) : Surface de la moitié du corps
- (Law) : Longueur du bras
- (Lhw) : Longueur de la main
- (Lb) : Longueur de la moitié du corps

### III.6. Test d'agilité au vol

C'est une méthode utilisée lors de ce travail pour connaître la capacité des chauves-souris à éviter les obstacles. Elle consiste à les faire voler pendant quelques minutes dans une cage contenant des barrières verticales à des distances connues.

Le but du test est de connaître si telle ou telle espèce de chiroptère est agile au vol, si ce dernier est manœuvrable ou non. Ces données permettront d'imaginer les endroits exploités par les Chiroptères et de connaître s'ils sont dépendants de la forêt.

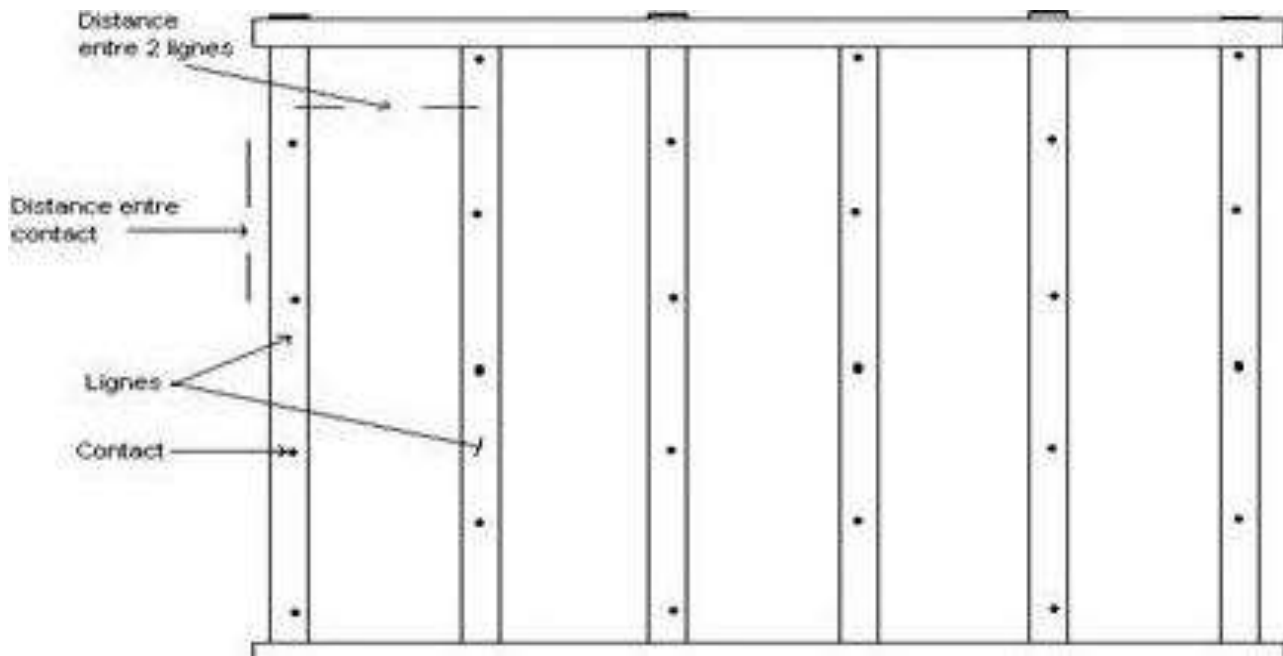
#### III.6.1. Matériels

Les cordes pour les obstacles, les bois pour la cage, les tissus pour les murs, les clous et les vis vont former le support. Les calculatrices, les fils et les contacts constituent la partie électrique.

### III.6.2. Montage

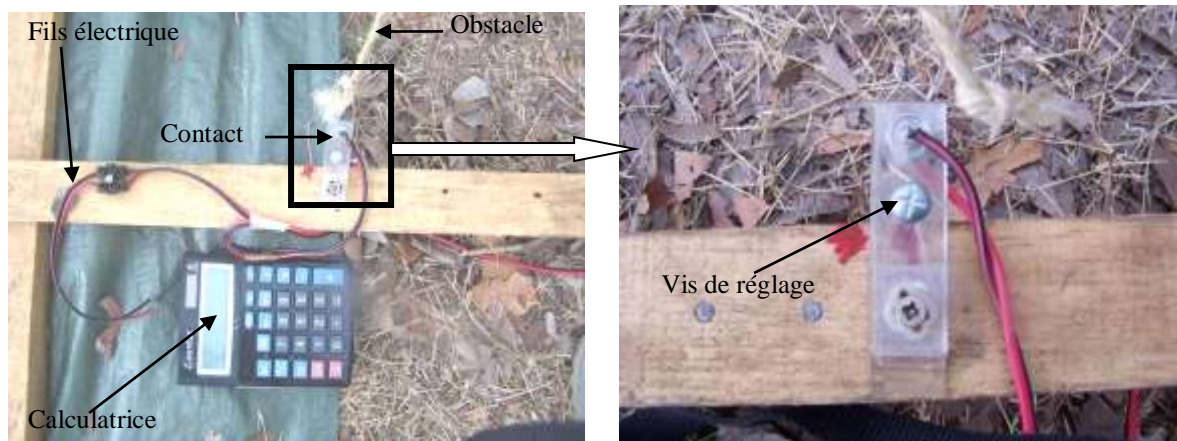
Dans la cage, il y a des lignes parallèles entre elles contenant chacune des obstacles au nombre de quatre, qui leurs sont perpendiculaires et qui se terminent par des contacts. Pour chaque ligne, les contacts sont reliés à une calculatrice à l'aide d'un fil électrique. Les obstacles entre deux lignes consécutives s'intercalent. La distance entre deux lignes qui se succèdent est égale à celle de deux obstacles posés côte à côte.

À chaque fois qu'un ou des obstacles ont été heurtés, les machines à calculer ajoutent une unité à son calcul.



**Figure 9** : Schéma de la cage pour le test d'agilité au vol (vue de haut)





**Photo 12 :** Photo montrant les matériels utilisés et le montage pour le test d'agilité au vol. (Photo : T. Ramihangihajason, 2006)

Les mesures utilisées pour le montage de la cage dépendent de l'envergure des Chiroptères., six espèces feront l'objet d'étude (cf page 22, 2<sup>ème</sup> paragraphe). Elles sont groupées suivant la moyenne de leur envergure c'est-à-dire que ce qui a des envergures qui sont à peu près la même seront testées ensemble. Ainsi, la dimension de la cage et les distances entre les obstacles varient suivant la mesure moyenne de l'envergure de chaque groupe.

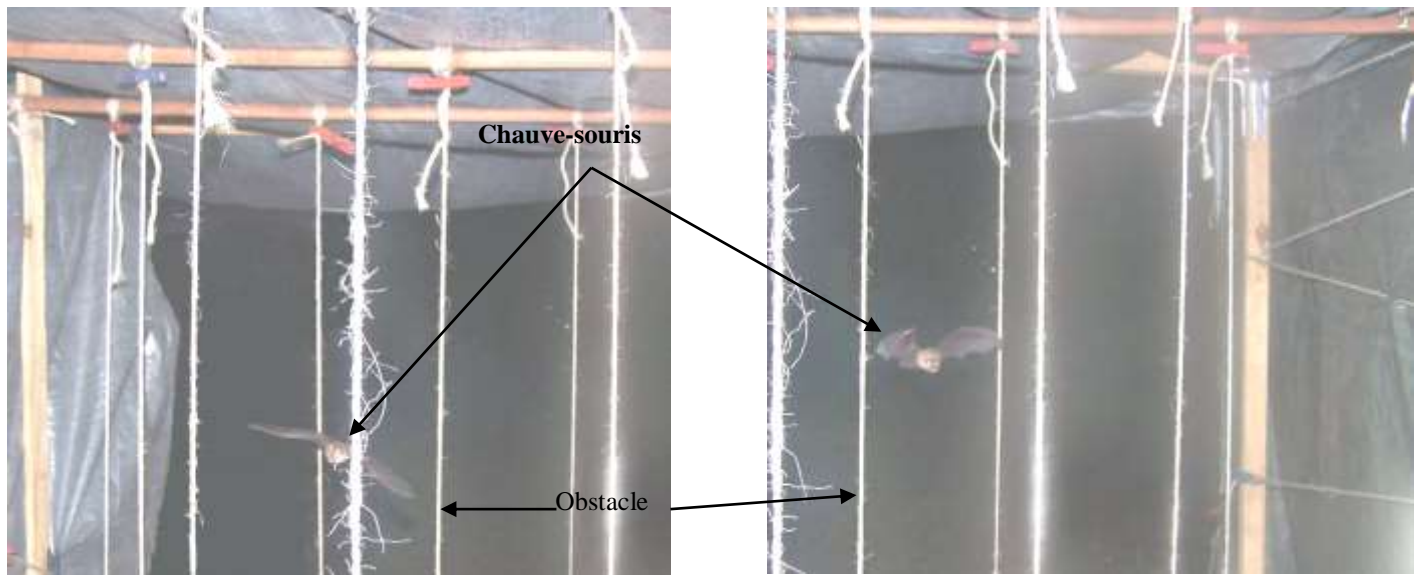
Afin de minimiser le risque d'erreur, dix individus seront testés pour chaque espèce et la durée du test est très courte juste le temps pour que l'individu testé fait un aller et un retour. Avant tout, il doit être identifié et que ses caractères de détermination sont prises (cf page 25, 26). Une personne lâche l'animal à l'entrée et une autre regarde s'il atteint l'autre bout. Cette personne signale la première pour que cette dernière ouvre l'entrée de la cage afin l'animal s'échappe.



## Protocole

Ce sont les instructions à suivre afin de mieux utiliser le matériel.

- Poser les obstacles de façons à ce que les distances entres eux sont connues et déterminées par l'opérateur.
- Mettre les calculatrices en marche
- Appuyer sur les touches 0, ensuite +, puis 1, enfin 2 fois sur +; l'écran va afficher le chiffre « 1 ». Faire la même opération pour toutes les calculatrices qui vont jouer le rôle de compteur électrique.
- Ajuster la sensibilité des contacts à l'aide des vis de réglage sur chacun d'eux.
- La mise au point terminée, lâcher le specimen préalablement identifié dans la cage pendant quelques minutes juste le temps pour lui de faire un aller et retour.
- Relâcher l'animal et relever les chiffres sur l'écran des machines à calculer
- Remettre les calculatrices à zéro.
- Refaire les mêmes opérations pour tous les individus à tester, sachant qu' il faut au moins dix individus pour chaque espèce afin de minimiser les risques d'erreur.



**Photo 13 :** Photos montrant un chiroptère volant dans la cage pour le test d'agilité au vol.  
(Photo : T. Ramihangihajason, 2006)



Il faut faire trois tests pour chaque espèce. Pour le premier, la distance entre les obstacles est égale à l'envergure de l'espèce c'est-à-dire à 100 %. Le deuxième est à 75 % et le troisième est à 50 %. Cette mesure n'est pas une valeur absolue donc chaque individu de la même espèce est différent les uns des autres. L'utilisation d'une envergure moyenne facilite donc l'expérience. Elle peut être utilisée pour des espèces différentes qui ont à peu près la même taille (ex : *Hipposideros commersoni* et *Rousettus madagascariensis*).

Cette méthode permet de savoir l'efficacité de vol des Chiroptères c'est-à-dire la capacité à éviter les obstacles, afin de prédire l'habitat qu'ils utilisent.

### **III.7. Analyses et traitement des données**

Une bonne analyse des données est fondamentale en écologie et science environnementale. Ainsi, pour avoir des résultats fiables et logiques, les données obtenues doivent être analysées avec des méthodologies adéquates (Waite, 2000).

#### **III.7.1. Analyses statistiques**

Puisqu'il est rarement possible, en écologie et science environnementale, d'accepter ou de rejeter une hypothèse par un simple oui ou non, la statistique est un outil permettant d'évaluer l'exactitude d'une telle ou telle décision (Waite, 2000). Toutes analyses statistiques des données de la présente étude sont traitées avec le logiciel statistique StatView for Windows, Version 5.0, SAS Institute Inc. Copyright© 1992-1998, avec un risque  $\alpha = 5\%$ .

##### **III.7.1.a. Statistique descriptive (Waite, 2000)**

Une statistique descriptive est utilisée pour différencier les paramètres caractéristiques de la morphologie des ailes des Chiroptères dans le Parc Nationale du Tsingy de Bemaraha. Pour chaque paramètre mesuré, on donnera : l'effectif (N), la moyenne des valeurs observées avec l'erreur standard.

##### **III.7.1.b. Statistique analytique**

Une distribution normale est une fonction symétrique par rapport à la moyenne et son analyse se fait convenablement en utilisant un test paramétrique. Dans notre étude, les données obtenues suivent une distribution anormale, c'est-à-dire asymétrique par rapport à la moyenne, l'analyse par un test non paramétrique est alors plus appropriée.

### III.7.1.b.1. Test U de Mann-Whitney (Waite, 2000)

Ce test est l'équivalent non paramétrique du  $t$ -test et connu généralement sous le nom de « Mann-Whitney U-test ». Il est utilisé pour tester les différences significatives entre les médianes de deux groupes. Les valeurs brutes sont rangées par ordre croissant et c'est le numéro du rang qui est utilisé dans l'analyse. Soient les formules :

$$U_1 = (n_1 \times n_2) + [n_1(n_1 + 1)/2] - R_1$$

$$U_2 = (n_1 \times n_2) + [n_2(n_2 + 1)/2] - R_2$$

Or  $U_1 + U_2 = n_1 \times n_2$ , les valeurs de  $U_1$  et de  $U_2$  sont ainsi données par :

$$U_2 = (n_1 \times n_2) - U_1 \text{ et } U_1 = (n_1 \times n_2) - U_2$$

Et c'est la plus petite valeur, soit  $U_1$  ou  $U_2$ , qui est considérée comme test statistique.

Avec :

$U_1$  : la somme des valeurs du groupe 1

$U_2$  : la somme des valeurs du groupe 2

$n_1$  : le numéro des valeurs dans le groupe 1

$n_2$  : le numéro des valeurs dans le groupe 2

$R_1$  : la somme des valeurs du rang du groupe 1

$R_2$  : la somme des valeurs du rang du groupe 2

Ce test est utilisé pour la comparaison de la structure de la végétation et des activités des Chiroptères

Sous :  $H_0$  : il n'y a pas de différence significative pour l'activité des chauves-souris entre deux habitats.

$H_1$  : il y a une différence significative pour l'activité des chauves-souris entre deux habitats.

### III.7.1.b.2. Test de Kruskal-Wallis (Waite, 2000)

Le test de Kruskal-Wallis est l'équivalent non paramétrique du test One-Way Analysis of Variance (One-Way ANOVA). Il est utilisé pour tester les différences significatives entre les médianes de plus de deux groupes. Les prédictions générales proposent que les médianes soient hétérogènes, c'est-à-dire qu'elles ne soient pas toutes les mêmes.

Comme dans le test de Mann-Whitney, les valeurs brutes sont aussi rangées par ordre croissant et c'est toujours le numéro du rang qui est utilisé dans l'analyse. Soit la formule :

$$H = \frac{12}{N(N+1)} \left[ \sum_{i=1}^k \frac{R_i^2}{n_i} \right] - 3(N+1) \quad \text{où} \quad N = \sum_{i=1}^k n_i$$

Avec :

$R_i$  : la somme des rangs de  $R_1$  à  $R_k$ .

$N$  : le nombre total des valeurs de  $n_1$  à  $n_k$ .

$n_i$  : l'effectif des divers séries.

Ce test est utilisé pour comparer la structure de la végétation entre les différents blocs forestiers ainsi que les activités des Microchiroptères entre les différents types de macrohabitats, de microhabitats et de blocs forestiers. Sous :

**H<sub>0</sub>** : il n'y a pas de différence significative au niveau des activités des Chiroptères entre les différentes structures de la végétation.

**H<sub>1</sub>** : il y a une différence significative au niveau des activités des Chiroptères entre les différentes structures de la végétation.

### III.7.1.b.3. Test de Spearman (Waite, 2000)

C'est l'équivalent non paramétrique de « Pearson's product-moment correlation ». Ce test est utilisé pour tester la présence d'une tendance ou d'une corrélation, il est appliqué sur les données couplées qui, pour chaque unité d'échantillon, n présente deux variables x et y mesurées. Une corrélation est une mesure de la force d'association entre deux variables. Nous l'avons ainsi utilisé pour mesurer les relations entre les activités des Microchiroptères et la structure de l'habitat

## III.7.2. Analyses non statistiques

### III.7.2.a. Effort d'échantillonnage

L'effort d'échantillonnage est développé dans le but d'évaluer le temps minimal d'étude nécessaire pour identifier le maximum de groupes existants dans un site ou un habitat donné. La période d'échantillonnage est ainsi définie comme le temps nécessaire pour détecter ou capturer.

### III.7.2.b. Effort de capture

L'effort d'une capture (EC), exprimé en nuits-filets ou en mètre-heure-filets (mhf), est donné respectivement par le nombre de filets ouverts pendant une nuit ou par la longueur totale de filets ouverts (exprimée en mètre) pendant une durée de capture bien déterminée (exprimée en heure). Par exemple, 30 nuits-filets signifient qu'on a utilisé 10 filets pendant 3 nuits successives tandis que 25,8 mètres-heures-filets expriment que 12,9 m de filets ont été utilisés durant deux heures d'échantillonnage.

D'une façon générale, l'effort d'une capture peut être donné par la relation suivante :

$$EC \text{ (mhf)} = A \text{ (mètres)} \times B \text{ (filets)} \times P \text{ (heures)}$$

D'où **A** représente la longueur de filets, **B** le nombre de filets et **P** la durée de l'échantillonnage.

## IV. RESULTATS ET INTERPRETATIONS

### IV.1. Liste des espèces recensées

La présence de 17 espèces (3 Mégachiroptères et 14 Microchiroptères) est confirmée au cours de cette étude dont 12 au Nord-Ouest du parc (Antsalova) et 16 au Sud-Ouest (Bekopaka) [tableau 2]. Ce dernier est plus riche en espèces par rapport à l'autre.

**Tableau 2 :** Tableau montrant la liste des espèces inventoriées (capture, observation directe)

SOUS-ORDRE	FAMILLE	Genre et espèce	Antsalova	Bekopaka
<b>Yinpterochiroptera</b>	<b>Pteropodidae</b>	<i>Pteropus rufus</i>	+	+
		<i>Eidolon dupreanum</i>	-	+
		<i>Rousettus madagascariensis</i>	+ + +	+ + +
	<b>Hipposideridae</b>	<i>Triaenops rufus</i>	+ + +	+ + +
		<i>Triaenops furculus</i>	-	+ + +
		<i>Hipposideros commersoni</i>	+ + +	+ + +
<b>Yangochiroptera</b>	<b>Emballonuridae</b>	<i>Emballonura tiavato</i>	+ +	+ +
		<i>Taphozous mauritanus</i>	+	+
	<b>Molossidae</b>	<i>Mops leucostigma</i>	+ + +	+ +
		<i>Chaerophon jobimena</i>	-	+ +
		<i>Chaerophon pumilus</i>	-	+ +
		<i>Chaerophon leucogaster</i>	+ +	+ +
		<i>Otomops madagascariensis</i>	+ +	+ +
	<b>Vespertilionidae</b>	<i>Myotis goudoti</i>	+ + +	+ + +
		<i>Miniopterus manavi</i>	+ + +	+ + +
		<i>Miniopterus gleni</i>	-	+ + +
		<i>Scotophilus robustus</i>	+ + +	-
	<b>17 espèces</b>		<b>12 espèces</b>	<b>16 espèces</b>

+ + + : capturé dans les sites de capture

+ + : capturé dans leurs gîtes (maison, grotte)

+ : observé dans leurs gîtes ou en vol

- : non inventorié dans les sites

L'inventaire de ces espèces s'est fait par différentes méthodes : espèces capturées à l'aide du filet japonais (+ + +), espèces capturées dans leurs gîtes ou dortoirs (+ +), espèces observées sans être capturées dans leurs dortoirs ou en plein vol pendant les heures de captures (+).

## IV.2. Résultats des captures

Cent quatre-vingt un (181) filets japonais ont été utilisés au cours de cette étude soit une longueur totale de 1524 m de filets. Avec quatre (4) heures de piégeage par nuit (cf page 19) soit 135 heures et un effort total de 6096 mètres heures filets. Cet effort a permis de capturer neuf (9) espèces de Chiroptères avec 328 individus; *Rousettus madagascariensis* (n = 143), *Hipposideros commersoni* (n = 58), *Triaenops rufus* (n = 50), *Triaenops furculus* (n = 9), *Miniopterus manavi* (n = 52), *Miniopterus gleni* (n = 1), *Myotis goudoti* (n = 13), *Scotophilus robustus* (n = 1) et *Mops leucostigma* (n = 1).

### IV.2.1. Effort de capture

#### IV.2.1.a. Par site

Quatre-vingt huit (88) filets mesurant 753m avec 63 heures de piégeages ont été réalisées à Antsalova contre quatre-vingt treize (93) filets mesurant 771m avec 72 heures de piégeages à Bekopaka. L'effort entrepris est respectivement de 3012 et 3084 mètres heures filets. La diversité et le Nombre d'individus capturés de Chiroptères pour les deux sites sont représentés dans le Tableau 3.

**Tableau 3 :** Espèces et nombre d'individus capturés

Espèces	Antsalov a	Bekopak a	Total
<i>Rousettus madagascariensis</i>	78	65	143
<i>Hipposideros commersoni</i>	16	42	58
<i>Triaenops furculus</i>	0	9	9
<i>Triaenops rufus</i>	22	28	50
<i>Myotis goudoti</i>	3	10	13
<i>Scotophilus robustus</i>	1	0	1
<i>Miniopterus manavi</i>	20	32	52
<i>Miniopterus gleni</i>	0	1	1
<i>Mops leucostigma</i>	1	0	1
<b>Abondance</b>	<b>141</b>	<b>187</b>	<b>328</b>
<b>Effort (mhf)</b>	<b>3012</b>	<b>3084</b>	

#### IV.2.1.b. Par habitat

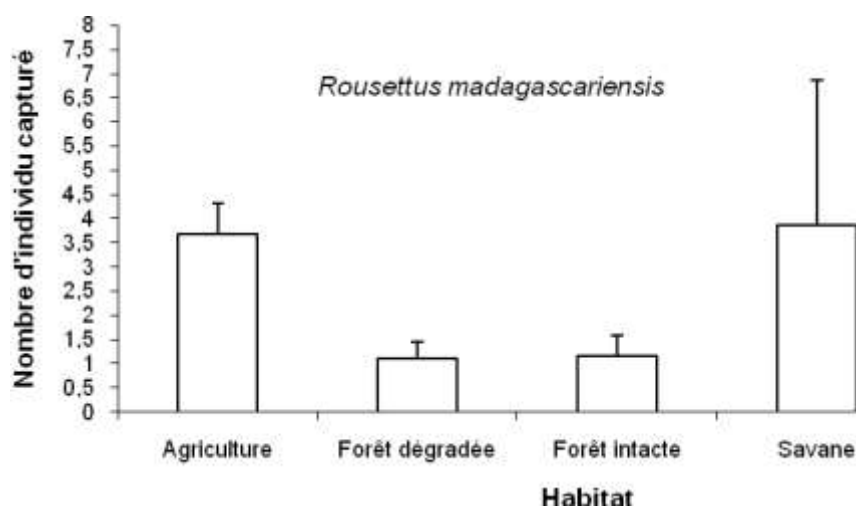
L'étude a pour but de connaître les habitats utilisés par les Chiroptères. Elle se base sur le Nombre d'individus capturés dans différents habitats (tableau 4).

**Tableau 4 :** Tableau montrant la fréquence relative de capture dans les différents habitats des deux sites.

Genre et espèce	Fréquence relative de capture $\pm$ ES			
	Forêt intacte	Forêt dégradée	Savane boisée	Champ d'agriculture
<i>Rousettus madagascariensis</i>	1,2 $\pm$ 0,25 (n = 19)	1,1 $\pm$ 0,34 (n = 16)	3,9 $\pm$ 3,01 (n = 45)	3,7 $\pm$ 0,62 (n = 63)
<i>Hipposideros commersoni</i>	1,3 $\pm$ 0,43 (n = 22)	0,2 $\pm$ 0,18 (n = 3)	0,5 $\pm$ 0,34 (n = 5)	1,7 $\pm$ 1,10 (n = 28)
<i>Triaenops rufus</i>	0,9 $\pm$ 0,40 (n = 13)	0,2 $\pm$ 0,15 (n = 1)	1,5 $\pm$ 1,17 (n = 19)	1,0 $\pm$ 0,31 (n = 17)
<i>Triaenops furculus</i>	0,5 $\pm$ 0,45 (n = 7)	0	0	0,1 $\pm$ 0,12 (n = 2)
<i>Miniopterus manavi</i>	1,0 $\pm$ 0,451 (n = 17)	0,058 $\pm$ 0,058 (n = 1)	1,5 $\pm$ 1,48 (n = 17)	1,0 $\pm$ 0,83 (n = 17)
<i>Miniopterus gleni</i>	0	0	0	0,1 $\pm$ 0,1 (n = 1)
<i>Myotis goudoti</i>	0,6 $\pm$ 0,33 (n = 10)	0,065 $\pm$ 0,065 (n = 1)	0,087 $\pm$ 0,087 (n = 1)	0,06 $\pm$ 0,06 (n = 1)
<i>Scotophilus robustus</i>	0	0,1 $\pm$ 0,11 (n = 1)	0	0
<i>Mops leucostigma</i>	0	0	0	0,1 $\pm$ 0,1 (n = 1)
<b>Nombre d'individus capturés</b>	<b>88</b>	<b>23</b>	<b>87</b>	<b>130</b>

#### IV.2.1.b.1. Megachiroptères

Il est représenté ici par une seule espèce *Rousettus madagascariensis*. D'après la figure 10, il exploite surtout le champ d'agriculture et la savane boisée mais cette dernière n'est pas fiable car l'erreur standard est trop élevée. Malgré cela, le test (Kruskall wallis ;  $H = 10,168$ ,  $p = 0,0172$ ) est significatif, il est donc probable que cette espèce exploite ces habitats mentionnés auparavant.

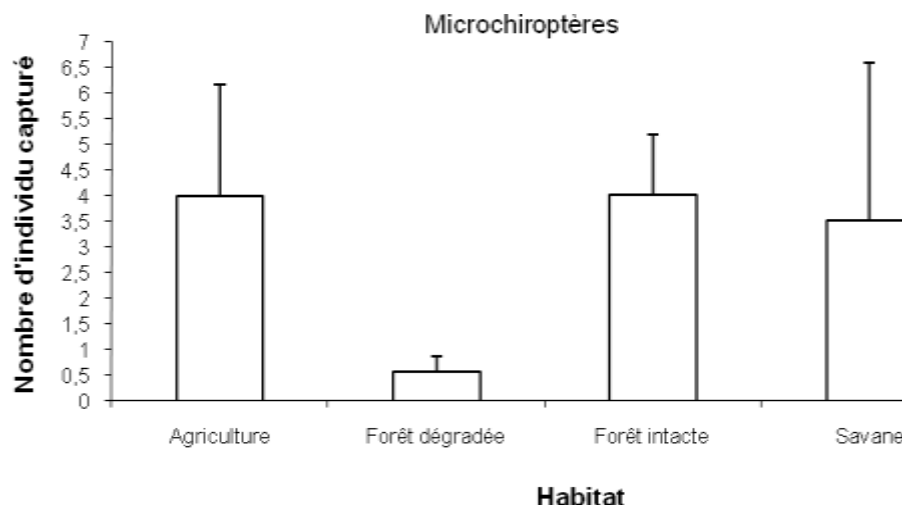


**Figure 10 :** Nombre d'individus capturés de *R. madagascariensis* dans différents habitats des deux sites.

#### IV.2.1.b.2. Microchiroptères

D'après la figure 11, l'abondance de capture est élevée pour trois des quatre habitats étudiés à savoir la forêt intacte, le champ d'agriculture et la savane boisée mais les erreurs standards des deux derniers sont très élevées. D'après le test (Kruskall wallis ;  $H = 7,255$ ,  $p = 0,0642$ ), cette variation n'est pas significative, les fluctuations au niveau des captures ne sont donc que le fruit du hasard ou peuvent être expliqués par d'autres paramètres. Il est donc probable qu'elle utilise tous ces différents habitats.

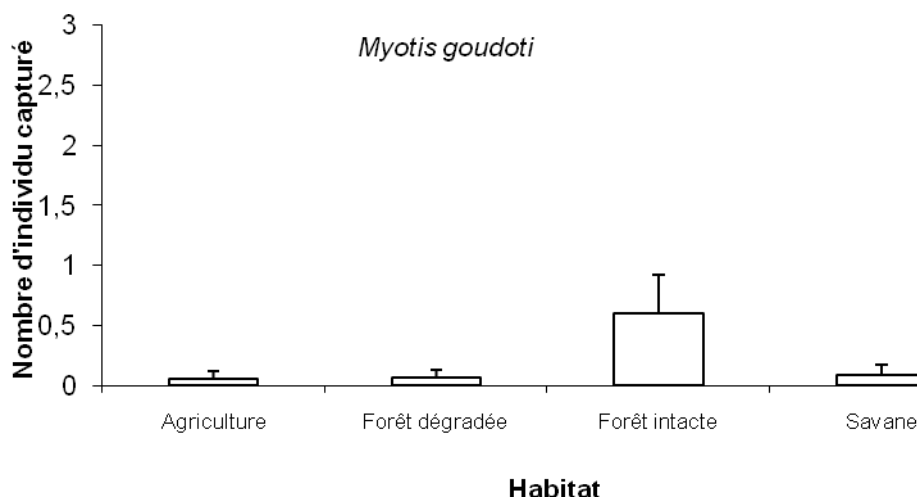




**Figure 11 :** Nombre d'individus capturés des microchiroptères dans différents habitats des deux sites

#### IV.2.1.b.3. Espèces de Chiroptères considérées au cours de l'étude.

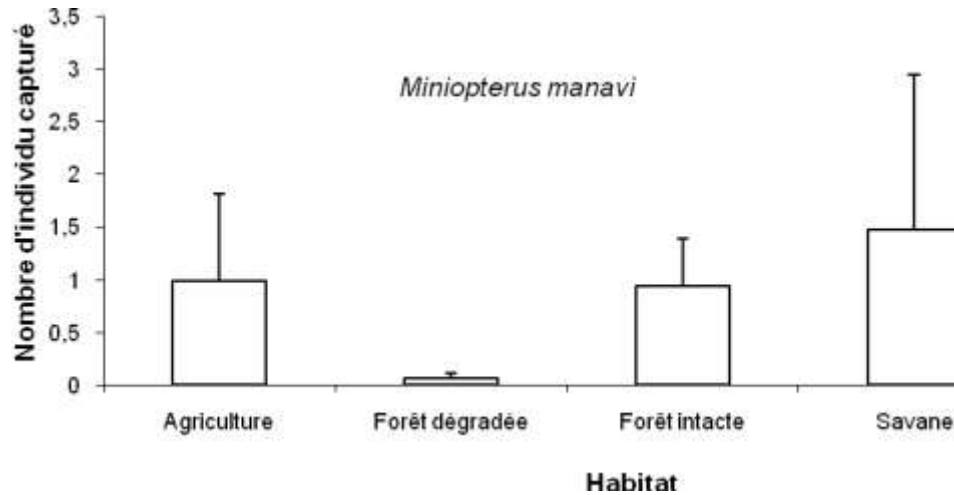
##### IV.2.1.b.3.a. *Myotis goudoti*



**Figure 12 :** Nombre d'individus capturés de *M. goudoti* dans différents habitats des deux sites.

La figure 12 montre que l'espèce *M. goudoti* exploite surtout la forêt intacte par rapport aux autres habitats mais cela ne l'empêche pas d'y être capturé. Malgré cela, l'erreur standard pour la forêt intacte est assez élevée, ce qui rend les données moins fiables. En plus, d'après le test (Kruskall wallis ;  $H = 1,981$ ,  $p = 0,576$ ), cette différence d'abondance de capture n'est pas significative, *M. goudoti* peut exploiter donc tous les habitats aussi bien les uns que les autres. Cette variation de capture est donc due à d'autres paramètres ou par un simple fait du hasard.

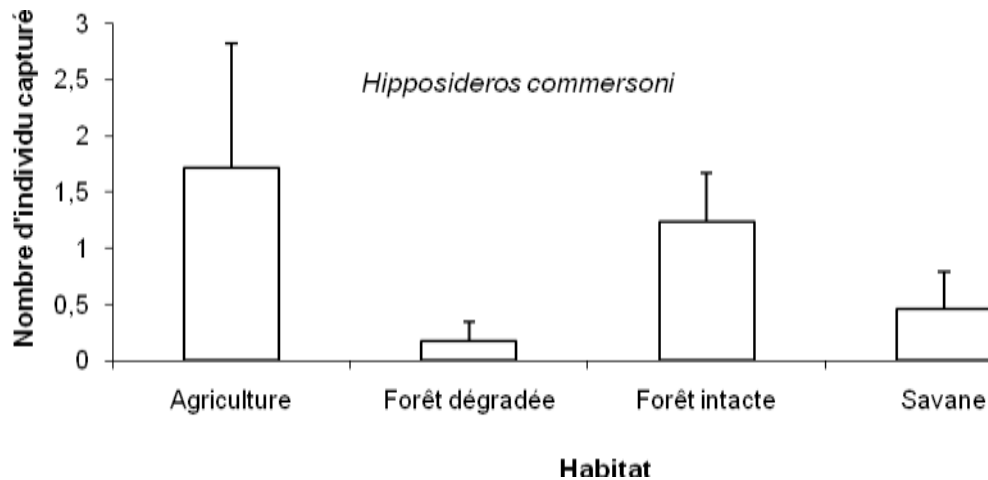
#### IV.2.1.b.3.b. *Miniopterus manavi*



**Figure 13 :** Nombre d'individus capturés de *M. manavi* dans différents habitats des deux sites.

D'après la figure 13, seule la forêt dégradée n'est pas exploitée par l'espèce en question, les trois autres sont utilisés. Cependant, les erreurs standards pour la savane boisée et le champ d'agriculture sont élevés. D'après notre test (Kruskall wallis ;  $H = 3,262$ ,  $p = 0,352$ ), les variations sur le graphe ne sont pas significatives. *M. manavi* peut donc utiliser tous les habitats disponibles. Ces variations sont donc dues à d'autres paramètres ou le fait d'un simple hasard.

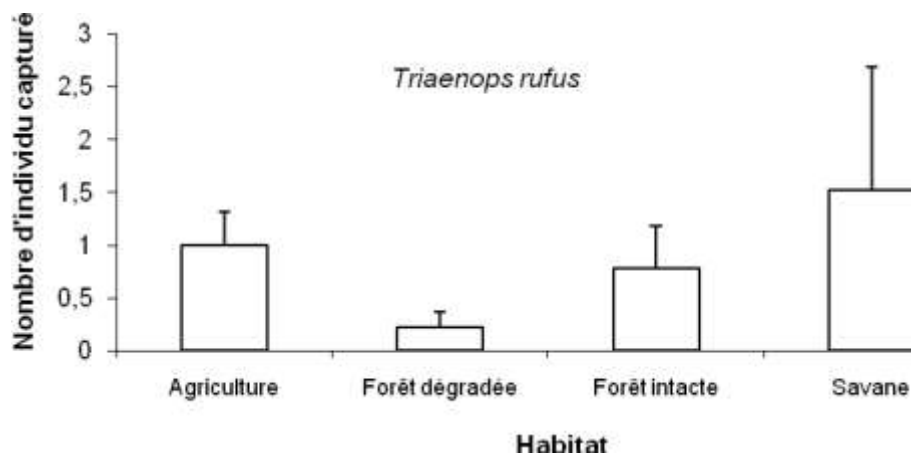
#### IV.2.1.b.3.c. *Hipposideros commersoni*



**Figure 14 :** Nombre d'individus capturés d'*H. commersoni* dans différents habitats des deux sites.

Ici, la figure 14 montre que *H. commersoni* est capturée beaucoup plus dans les champs d'agriculture et dans les forêts intactes que les deux autres habitats. Les forêts dégradées sont les moins exploitées par cette espèce. D'après le test (Kruskall wallis ;  $H = 4,184$ ,  $p = 0,242$ ), ces variations ne sont pas significatives. *H. commersoni* exploite donc les habitats les uns autant que les autres. Ces variations sont dues à d'autres paramètres écologiques ou par un simple fait du hasard.

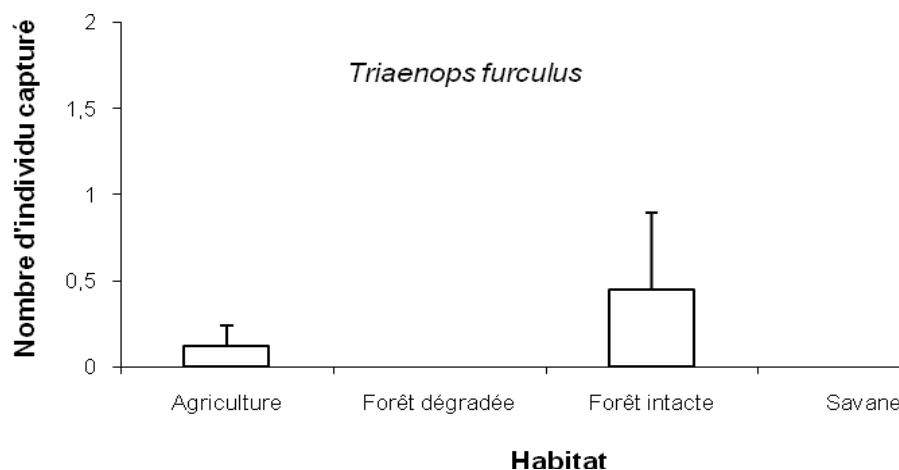
#### IV.2.1.b.3.d. *Triaenops rufus*



**Figure 15 :** Nombre d'individus capturés de *T. rufus* dans différents habitats des deux sites.

D'après la figure 15, *T. rufus* utilise davantage la savane par rapport aux autres habitats entre autre les forêts intactes et les champs d'agriculture. Les forêts dégradées sont les moins exploitées. L'erreur standard pour la savane boisée est élevé ce qui rend les données moins fiable. D'après le test (Kruskall wallis ;  $H = 3,656$ ,  $p = 0,301$ ), les variations remarquées sur le graphe ne sont pas significatives. *T. rufus* peut donc exploiter tous les habitats disponibles dans la nature. Ces variations dans le graphe sont dues à d'autres paramètres écologiques ou par le simple fait du hasard.

#### IV.2.1.b.3.e. *Triaenops furculus*

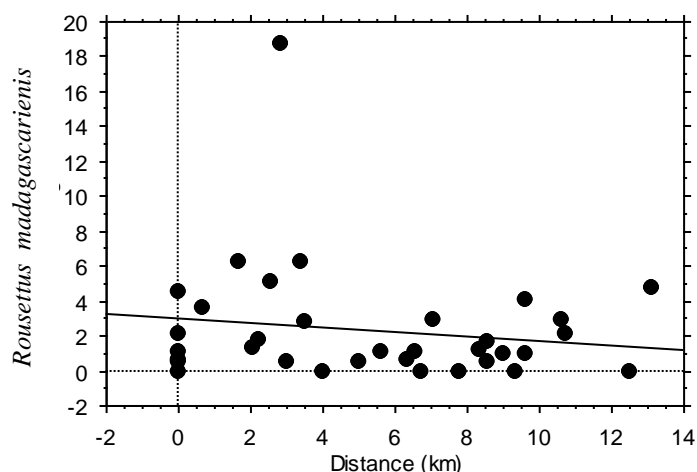


**Figure 16 :** Nombre d'individus capturés de *T. furculus* dans différents habitats des deux sites.

D'après la figure 16, *T. furculus* exploite en grande partie les forêts intactes ; Ils utilisent peu les champs d'agriculture et ne fréquentent pas les autres habitats. D'après le test (Kruskall wallis ;  $H = 0,241$ ,  $p = 0,970$ ), ces variations sont non significatives. Un test comparative entre les deux habitats utilisées ont été faites (Mann whitney ;  $U = 49,5$ ,  $p = 0,969$ ). Les variations entre eux ne sont pas significatives. Malgré les absences de captures dans les autres habitats et aussi la grande variation des captures dans les habitats exploités, *Triaenops furculus* exploite tous les habitats disponibles. Ces variations, aussi grandes soient-elles, ne sont donc dues que par d'autres paramètres ou le simple fait du hasard. Cette espèce est susceptible d'être dépendante de la forêt.

#### IV.2.1.c. Impact de la distance du site de capture sur les espèces capturées

##### IV.2.1.c.1. Megachiroptères



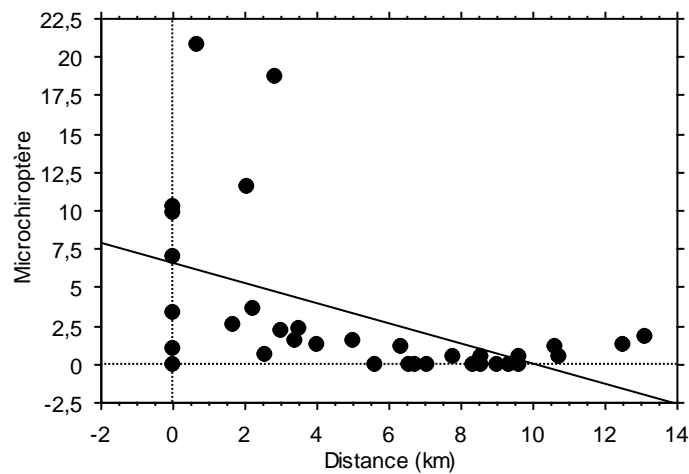
**Figure 17 :** Nombre d'individus capturés de *R. madagascariensis* suivant la distance du site de capture

Pour le Mégachiroptère est représenté par le genre *R. madagascariensis*, la corrélation entre distance qui sépare le Tsingy du site capture et le nombre d'individu capturé est non significative (Spearman rank ;  $\rho = -0,1$ ,  $p = 0,566$ ). *R. madagascariensis* n'est donc pas limité par la distance pour chercher leur nourriture. La figure 17 montre bien que, même à 14 km, *R. madagascariensis* peut être capturé et que la fréquence de capture varie entre deux à huit individus. *R. madagascariensis* ne dépend donc pas de la forêt du Tsingy.

##### IV.2.1.c.2. Microchiroptères

Pour les microchiroptères, elles ont été généralisées parce que pour certaines espèces leurs taux de capture sont très faibles ; il n'y a qu'un seul individu capturé, cas de *Scotophilus robustus* par exemple.

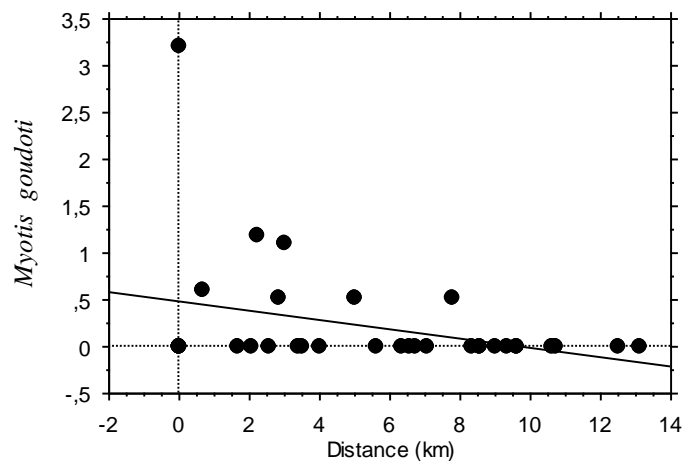
La corrélation (Spearman rank ;  $\rho = -0,547$ ,  $p = 0,017$ ), entre la distance du site de capture et le nombre d'individu capturé est négative (figure 18) donc plus le site de capture est loin de la forêt du Tsingy plus le Nombre d'individus capturés diminue. La forêt du Tsingy est considérée à zéro kilomètre. D'après le graphe, le Nombre d'individus capturés le plus important se situe entre zéro et trois kilomètres de la forêt du Tsingy. Les microchiroptères dépendent donc de cette forêt.



**Figure 18 :** Nombre d'individus capturés des microchiroptères suivant la distance du site de capture

Malgré ce résultat, la question qui se pose est : est-ce-que toutes les espèces de microchiroptères sont elles dépendantes de la forêt ? Certaines espèces, dont le nombre d'individus capturés étaient supérieur à cinq, ont été prises une à une pour une étude plus approfondie.

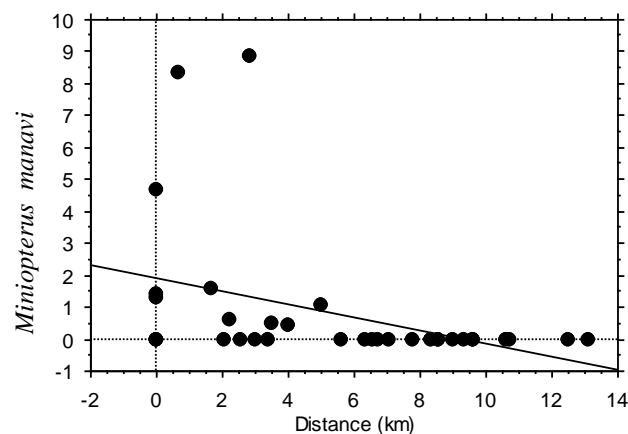
#### IV.2.1.c.3. *Myotis goudoti*



**Figure 19 :** Nombre d'individus capturés de *M. goudoti* suivant la distance du site de capture

Pour *M. goudoti*, d'après la figure 19, l'abondance de capture diminue en s'éloignant de la forêt du Tsingy. L'espèce n'est capturée qu'entre zéro et cinq kilomètre au maximum par rapport à la forêt. D'après le test (Spearman rank ;  $\rho = 0,043$ ,  $p = 0,806$ ), il n'y a pas de corrélation entre la distance du site de capture et le nombre d'individu capturé pour cette espèce. Cette espèce peut être donc capturée même loin de la forêt du Tsingy. L'absence de capture entre 9 à 14 km n'est donc due que par d'autres paramètres écologiques ou par le fait du hasard ; ceci peut expliquer l'absence de capture entre 3 et 4 km, 6 et 7 km. *M. goudoti* n'est donc pas dépendant de la forêt.

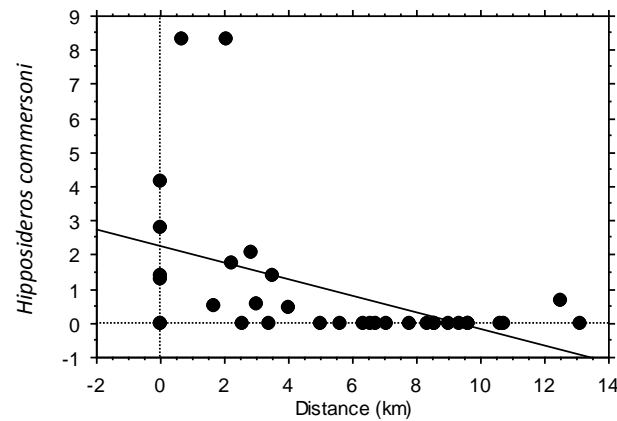
#### IV.2.1.c.4. *Miniopterus manavi*



**Figure 20 :** Nombre d'individus capturés de *M. manavi* suivant la distance du site de capture

Pour *M. manavi*, d'après la figure 20, cette espèce n'est capturée qu'entre zéro à quatre kilomètre de la forêt. Entre 5 et 14 km, le graphe montre un quasi absence de capture. D'après le test (Spearman rank ;  $\rho = -0,258$ ,  $p = 0,138$ ), il n'y a pas de corrélation entre le nombre d'individu capturé et la distance du site de capture. *M. manavi* peut être donc capturé à une distance supérieure à quatre kilomètres de la forêt du Tsingy. L'absence de capture de cette espèce, quand le site de capture est loin de la forêt, n'est donc due que par d'autres paramètres écologiques ou le simple fait du hasard. *M. manavi* ne dépend donc pas de la forêt.

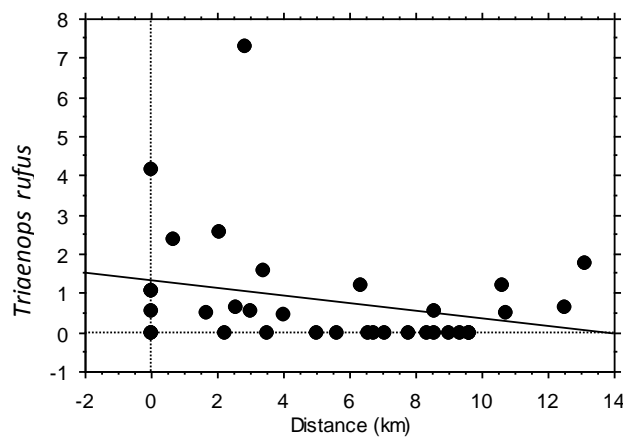
#### IV.2.1.c.5. *Hipposideros commersoni*



**Figure 21 :** Nombre d'individus capturés de *H. commersoni* suivant la distance du site de capture

Pour *Hipposideros commersoni*, il y a une corrélation entre la distance du site de capture et le nombre d'individu capturé. Cette corrélation est négative (Spearman rank ;  $\rho = -0,397$ ,  $p = 0,022$ ), c'est-à-dire, plus la distance du site de capture augmente, plus le nombre d'individu capturé de l'espèce diminue et tend même vers zéro. La figure 21 montre bien cette corrélation négative. D'après le graphe, *H. commersoni* n'est capturée que près de la forêt du Tsingy entre zéro et quatre kilomètres environ. Au-delà de cette distance, cette espèce n'est pas capturée. L'espèce dépend donc de la forêt du Tsingy.

#### IV.2.1.c.6. *Triaenops rufus*

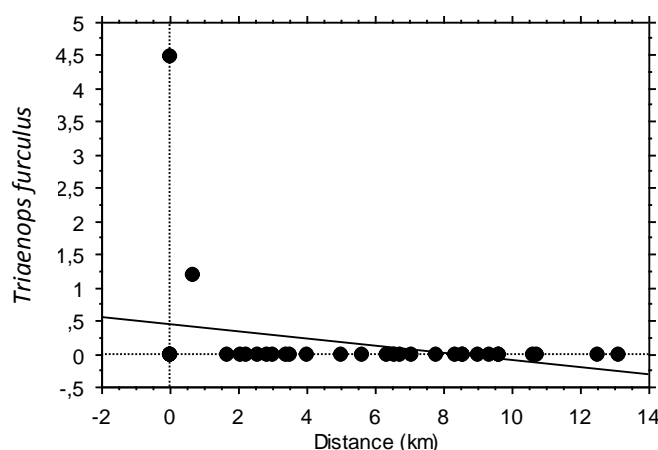


**Figure 22 :** Nombre d'individus capturés de *T. rufus* suivant la distance du site de capture



Pour *T. rufus*, d'après le test (Spearman rank ;  $\rho = -0,183$ ,  $p = 0,293$ ), il n'y a pas de corrélation entre la distance du site de capture et le nombre d'individu capturé (figure 22). D'après le graphe, de 0 à 14 km hors de la forêt du Tsingy, la moyenne de capture est presque la même. La distance du site de capture par rapport à la forêt du Tsingy n'affecte donc pas la capture de *T. rufus*. Les variations de capture ne sont donc dues que par d'autres paramètres écologiques ou par le simple fait du hasard. *T. rufus* ne dépend donc pas de la forêt.

#### IV.2.1.c.7. *Triaenops furculus*



**Figure 23 :** Nombre d'individus capturés de *T. furculus* suivant la distance du site de capture

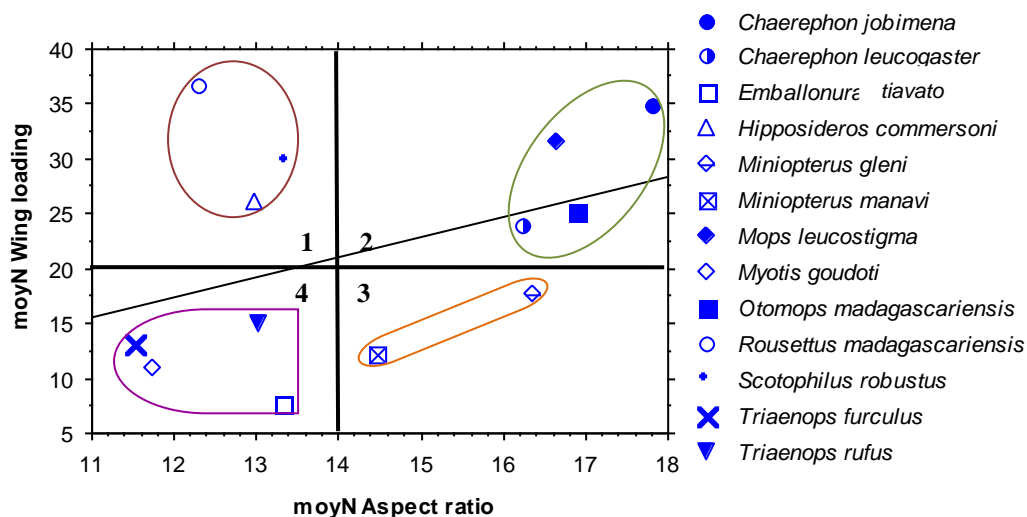
Pour *T. furculus*, la figure 23 montre que l'espèce n'est capturée que près de la forêt du Tsingy, de zéro à un kilomètre, au-delà de cette distance la capture est quasi nulle. D'après le test (Spearman rank ;  $\rho = 0,292$ ,  $p = 0,937$ ), il n'existe pas de relation entre la distance du site de capture et le nombre d'individu capturé de l'espèce en question. Malgré cette grande variation, *T. furculus*, d'après le test, ne dépend pas de la forêt du Tsingy. L'absence d'individu capturé entre 2 et 14 km n'est donc due que par d'autres paramètres écologiques ou du simple fait du hasard.

### IV.3. Détermination des caractères morphologiques des ailes

Elle consiste à prélever toutes les données morphologiques caractéristiques d'une aile de chauve-souris. Associées à d'autres critères, ces données peuvent prédire les habitats préférentiels des Chiroptères (tableau 5).

**Tableau 5 :** Tableau montrant la valeur moyenne pour la morphologie des ailes de Chiroptères.

Genres et espèces	Valeur moyenne $\pm$ ES			
	B (mm)	S (mm <sup>2</sup> )	WL	AR
<i>Rousettus madagascariensis</i>	452,1 $\pm 19,18$	16625,3 $\pm 580,43$	36,6 $\pm 2,13$	12,3 $\pm 0,19$
<i>Emballonura tiavato</i>	249,2 $\pm 4,95$	4670 $\pm 30,00$	7,5 $\pm 0,05$	13,3 $\pm 0,46$
<i>Miniopterus manavi</i>	261,5 $\pm 9,09$	4773,3 $\pm 161,46$	12,2 $\pm 0,72$	14,5 $\pm 0,61$
<i>Miniopterus gleni</i>	348,0	7403,3	17,6	13,4
<i>Myotis goudoti</i>	263,1 $\pm 7,27$	5919,5 $\pm 157,23$	10,9 $\pm 0,30$	11,7 $\pm 0,28$
<i>Scotophilus robustus</i>	414,3	12923,3	29,6	13,4
<i>Hipposideros commersoni</i>	523,6 $\pm 34,26$	21230,5 $\pm 1028,16$	25,9 $\pm 1,40$	13,0 $\pm 0,16$
<i>Triaenops furculus</i>	271,6 $\pm 17,64$	6480 $\pm 167,83$	13,0 $\pm 0,66$	13,0 $\pm 0,23$
<i>Triaenops rufus</i>	295,6 $\pm 8,237$	6731,667 $\pm 183,192$	14,756 $\pm 0,682$	11,537 $\pm 0,68$
<i>Chaerephon jobimena</i>	314,6667	5556,7	34,6	17,8
<i>Chaerephon leucogaster</i>	254,2 $\pm 6,17$	3984 $\pm 62,78$	23,8 $\pm 1,20$	16,2 $\pm 0,30$
<i>Mops leucostigma</i>	310,5 $\pm 38,72$	6131,4 $\pm 380,13$	31,4 $\pm 2,29$	16,6 $\pm 0,34$
<i>Otomops madagascariensis</i>	396,5 $\pm 13,34$	9319,4 $\pm 292,42$	24,9 $\pm 1,54$	16,9 $\pm 0,23$



**Figure 24 :** Relation entre **charge alaire** (wing loading) et **aspect ratio** par espèce de chiroptère.

D'après le test (Spearman Rank ;  $\rho = 0,404$ ,  $p = 0,0009$ ), il y a une corrélation entre la charge alaire (wing loading) et l'« aspect ratio » des Chiroptères. D'après la figure 24, les espèces sont réparties en quatre groupes.

Dans le groupe 1, les espèces à savoir *Rousettus madagascariensis* et *Hipposideros commersoni* ont une grande charge alaire et un faible aspect ratio. Elles sont donc peu manœuvrables mais ont une vitesse de vol assez lente. Elles sont plus susceptibles d'exploiter des espaces assez dégagés comme le bord d'une forêt ou les champs d'agriculture.

Dans le groupe 2, toutes les espèces appartiennent à la famille de Molossidae à savoir *Chaerephon leucogaster*, *Chaerephon jobimena*, *Otomops madagascariensis* et *Mops leucostigma*. Ces espèces ont une grande charge alaire et un grand aspect ratio ce qui leur confèrent une assez faible manœuvrabilité et une grande vitesse de vol. Elles sont plus susceptibles d'utiliser des espaces dégagés.

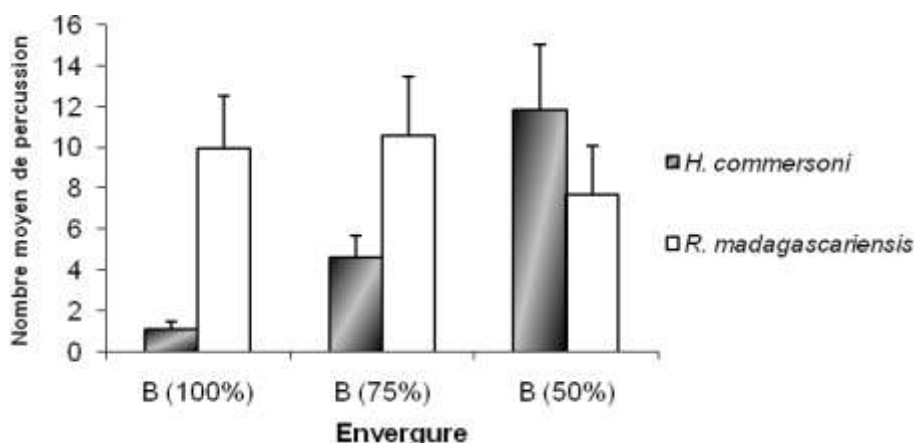
Dans le groupe 3, les deux espèces de ce groupe appartiennent à la famille de Vespertilionidae à savoir *Miniopterus gleni* et *Miniopterus manavi*. Elles possèdent, d'après la figure 24, une faible charge alaire et un grand aspect ratio, ce qui leur donnent une assez grande manœuvrabilité et une grande vitesse de vol, surtout pour le genre *M. gleni*. Elles sont plus susceptibles d'utiliser des espaces assez dégagés comme les savanes ou les forêts dégradées.

Dans le groupe 4, les espèces qui s’y trouvent à savoir *Emballonura tiavato*, *Myotis goudoti*, *Triaenops furculus* et *Triaenops rufus* sont de taille moyenne ou assez petites. D’après la figure 24, Elles possèdent une faible charge alaire et un faible aspect ratio, ce qui leurs confèrent une assez grande agilité au vol et une vitesse de vol assez lente. Elles sont donc susceptibles d’exploiter des espaces fermées ou peu dégagées comme les forêts intactes.

#### IV.4. Test d’agilité au vol

La figure 25 montre que les espèces évitent tant bien que mal les obstacles. D’après le test (Spearman rank ;  $\rho = -0,461$ ,  $p = 0,0392$ ), il existe une relation significative entre la morphologie des ailes et l’agilité à éviter les obstacles. Ici, le paramètre considéré est l’envergure de l’animal. D’après le test, cette relation est négative, c'est-à-dire, plus la distance des obstacles par rapport à l’envergure est petite, plus la chance de toucher les obstacles est grande.

Le problème de cette expérience se situe sur la sensibilité des contacts. Les Molossidæ ne volent pas dans la cage. Elles ont besoin de beaucoup d’espaces et d’hauteur pour voler.

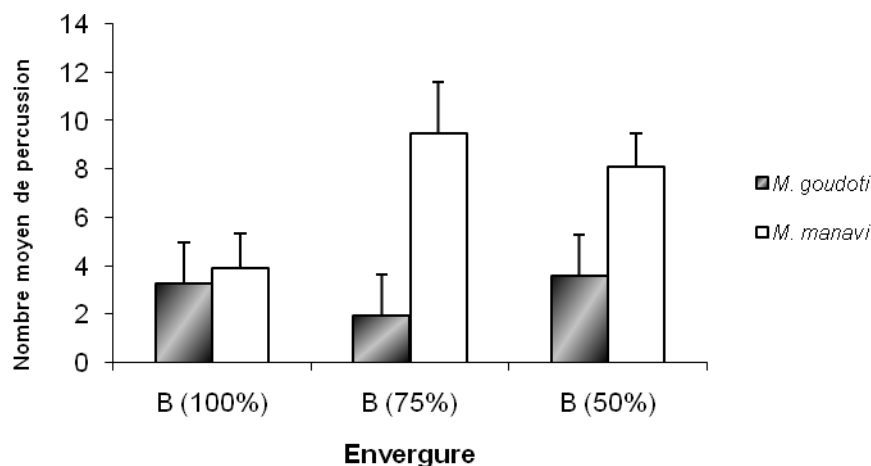


**Figure 25 :** Nombre moyen de percussion des obstacles pour *H. commersoni* et *R. madagascariensis* suivant la distance de l’obstacle

Le graphe (figure 25) montre bien que *H. commersoni* arrive à éviter les obstacles, ceci pour les distances d’obstacle environ égal à 100% de son envergure. Mais cette aptitude se réduit au fur et à mesure que la distance des obstacles diminue.

Ce qui n’est pas le cas pour *R. madagascariensis*, le seul mégachiroptère étudié, qui n’arrive pas à éviter les obstacles quelque soit les distances entre eux. Ceci se manifeste par le

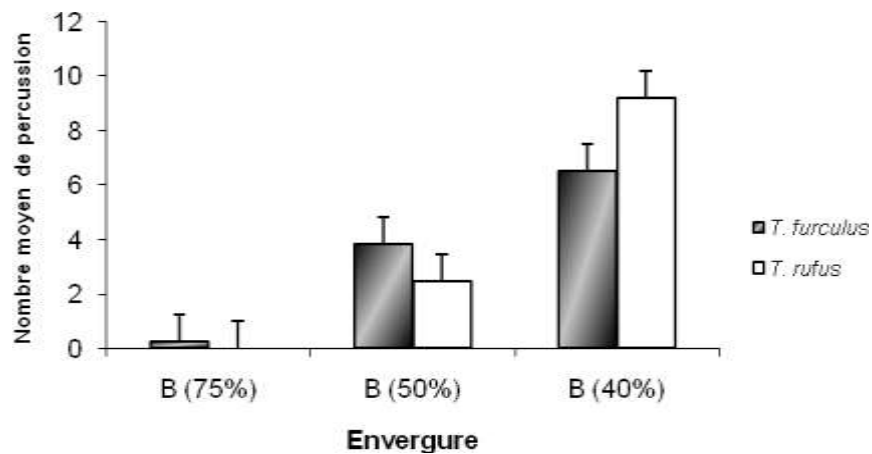
nombre moyen de percussion des obstacles élevé pour cette espèce. Elle est susceptible d'exploiter surtout des espaces ouvertes que fermées.



**Figure 26 :** Nombre moyen de percussion des obstacles pour *M. goudoti* et *M. manavi* suivant la distance de l'obstacle

Pour *Myotis. goudoti* et *Miniopterus. manavi* d'après le graphe (figure 26), elles sont peu manœuvrables car le nombre moyen de percussion des obstacles est assez élevé même à une distance environ égale à 100% de leur envergure.

L'espèce *M. goudoti* est plus manœuvrable par rapport à l'espèce *M. manavi* car pour elle le nombre moyen de percussion des obstacles varie peu que ce soit à 100% ou à 50% de son envergure, ce qui est tout à fait le contraire pour *M. manavi*. *M. goudoti* est donc susceptible d'utiliser des espaces assez fermées que *M. manavi* qui utilise un peu plus les endroits plus dégagés.



**Figure 27 :** Nombre moyen de percussion des obstacles pour *T. rufus* et *T. furculus* suivant la distance de l'obstacle

Pour *T. rufus* et *T. furculus* d'après le graphe (figure 27), elles évitent quasiment les obstacles dont les distances sont environ égales à 75% de leur envergure. Même à 50%, le Nombre moyen de percussion des obstacles pour eux est assez faible. Les deux espèces sont donc agiles à éviter les obstacles. Elles sont susceptibles d'utiliser des endroits assez fermés telle la forêt intacte par exemple.

## V. DISCUSSION

Comprendre les modèles de menaces qui pèsent sur la biodiversité est le but majeur de la conservation, notamment la facilitation de la prédiction de l'extinction, ce qui aide beaucoup à trouver les solutions adéquates à temps. Nombreux sont les modèles ou les causes d'extinction pour les espèces selon les biologistes d'après leur recherches, entre autres : la répartition géographique restreinte, la faible densité de la population (Purvis *et al.*, 2000). La fragmentation et la perte d'habitat sont probablement les grandes menaces pour toute la biodiversité (Hilton - Taylor, 2000). Le but principal de cette étude était de savoir le degré de dépendance forestier des chauves-souris. La destruction de la forêt est très marquée à Madagascar surtout à l'Ouest à cause d'une grande intensité des feux de brousse pour l'élevage extensif de zébus. Or le Tsingy de Bemaraha se trouve dans cette zone, en plus il abrite un grand nombre d'espèces de chauves-souris (Goodman, 2005) grâce à sa formation qui peut abriter plusieurs grottes (Kofoky, 2007).

### 1) Inventaire de chauve-souris dans le Parc National du Tsingy de Bemaraha

L'inventaire des espèces de chauves-souris dans le PN du Tsingy de Bemaraha a été fait à l'aide d'une seule méthode qui est le piégeage par filet japonais. La méthode est efficace si on se réfère au résultat obtenu qui est de neuf espèces. Malgré cela, elle montre quelques faiblesses qui pourraient biaiser le résultat. Les inconvénients se posent surtout à sa hauteur limitée. Certaines espèces risqueraient de ne pas être capturées. Il y a aussi emplacement au hasard des filets dans les endroits dégagés comme la savane boisée. Associée à la méthode de piégeage, il y a aussi la méthode d'observation directe c'est-à-dire que l'inventaire recense les chauves-souris directement dans leurs gîtes. Cette méthode permet aussi d'évaluer la variation du nombre d'individu qui colonise le gîte (suivi des grottes). Le problème qui se pose ici est qu'il y a quelque espèce qu'on ne peut pas identifier sans faire de la mensuration morphologique comme l'avant-bras par exemple, cas pour le genre *Miniopterus*.

### 2) Morphologie des ailes et prédiction du risque d'extinction des chauves-souris

Jones *et al* en 2003 ont décrit que les menaces d'extinction des chauves-souris sont étroitement liées avec leur faible distribution géographique ; et à une grande endémicité, cas de Madagascar où presque 80% sont endémiques. La morphologie des ailes, d'après Norberg et Rayener en 1987, peut être une importante prédiction pour de nombreux traits tels la niche écologique pour l'alimentation, la structure communautaire, le comportement et l'habitat

préférentiel. Les variations de la morphologie des ailes sont liées à l'habitat utilisé, l'écologie, la spécialisation dans l'alimentation pour les chauves-souris et les oiseaux (Jones *et al.*, 2003). L'habitat préférentiel va déterminer si une espèce est généraliste (elle exploite un large type d'habitat) ou spécialiste (étroitement liée à son habitat). Cette information peut être utilisée pour prédire le risque d'extinction. Lors de cette étude, les captures dans les différents habitats révèlent que les espèces comme *Triaenops rufus*, *Triaenops furculus*, *Hipposideros commersoni* et *Myotis goudoti* sont surtout capturées en forêt intacte mais quelques individus de ces espèces sont capturés en savane boisée et dans les champs d'agriculture. Cela peut nous permettre en premier lieu de dire que les chauves-souris sont des spécialistes et sont dépendant de la forêt. Par contre, pour *Miniopterus manavi*, elle est capturée dans tous les différents types d'habitats considérés lors de cette étude. Elle est donc une espèce généraliste qui exploite soit la forêt intacte soit la savane boisée soit d'autre habitat. Pour *Rousettus madagascariensis*, elle est capturée surtout dans les savanes boisées et dans les champs d'agriculture. Elle n'est pas dépendant de la forêt mais plutôt des habitats là où il y a des fruits. Les espèces *Triaenops rufus*, *Triaenops furculus*, *Hipposideros commersoni* et *Myotis goudoti* ont un grand risque d'extinction si leur habitat est perturbé car elles y sont étroitement liées.

### 3) Morphologie des ailes et habitat préférentiel

La méthodologie dans la première partie de cette étude se base surtout sur les captures des chauves-souris dans différents habitats et le prélèvement des caractères morphologiques de leurs ailes. Ces derniers sont surtout utilisés pour calculer l'« aspect ratio » et le charge alaire (wing loading). Ce dernier caractère n'a pas beaucoup d'influence sur la prédiction du risque d'extinction des chauves-souris (Jones *et al.*, 2003), pourtant cette étude montre l'existence d'une corrélation entre les deux caractères ci-dessus. La distance entre la forêt du Tsingy et les sites de captures montre une influence sur les résultats car le nombre d'individus obtenu pour chaque espèce diminue en s'éloignant du Tsingy surtout pour les espèces à faible « aspect ratio ». C'est le cas de *Triaenops furculus* qui n'est capturée que dans la forêt, les autres espèces, à savoir : *Triaenops rufus*, *Miniopterus manavi*, *Hipposideros commersoni* et *Myotis goudoti* sont capturées autour de 0 à 5 km du Tsingy sauf *Rousettus madagascariensis*. Ce qui permet de dire que ces animaux ont un petit territoire de chasse et/ou qu'ils ne s'éloignent donc pas de la forêt intacte du Tsingy mais reste à savoir si elles l'exploitent.

Les résultats de Rakotoarivelo (2006) et de Kofoky (2007) dans le Tsingy montrent aussi qu'il y a beaucoup plus d'individus capturés en forêt intacte que dans d'autres habitats. Mais cette variation n'est pas valable pour toutes les espèces étudiées. Le résultat de capture de



cette étude montre que seule la forêt dégradée a un faible nombre d'individus piégés, c'est donc la moins exploitée par rapport aux autres habitats. La méthode d'écholocation faite par Kofoky en 2007 montre que les chauves-souris sont rarement recensées à l'intérieur de la forêt. Le grand nombre d'individus de Chiroptères capturés en forêt du Tsingy avec le filet japonais peut s'expliquer ainsi : leurs dortoirs souvent des grottes s'y trouvant en grand nombre et les couloirs pour voler qui peuvent être entièrement coupés par le filet, ce qui diminue la chance à éviter le filet. Inversement pour les autres habitats qui sont surtout très dégagés comme la savane boisée. Le nombre d'individus capturés en forêt dégradée, savane boisée et champs d'agriculture pour les espèces *T. rufus* et *M. manavi* est à peu près le même nombre. Ces espèces exploitent donc indifféremment ces habitats. Pour *T. furculus* et *M. goudoti*, elles sont plutôt capturées en forêt intacte et très rarement dans les autres habitats. Elles sont donc dépendantes de la forêt si on se réfère aux résultats de captures. *H. commersoni* exploite plutôt la forêt intacte et le champ d'agriculture. Les chauves-souris utilisent donc tous les habitats disponibles mais à un degré de préférence varié. La méthode d'écholocation utilisée par Kofoky (2007) montre que les chauves-souris sont rarement recensées à l'intérieur de la forêt, mais cela ne signifie pas que ces dernières ne l'exploitent pas. Rakotoarivelo *et al.* (2007) rapportent qu'il y a beaucoup plus d'insectes dans les clairières et la lisière qu'à l'intérieur de la forêt. Les chauves-souris sont susceptibles d'exploiter beaucoup plus la lisière que l'intérieur de la forêt intacte surtout pour la recherche de nourriture.

#### 4) Agilité au vol de chauve-souris

Les caractères morphologiques des ailes possèdent-ils des influences sur l'agilité au vol des chauves-souris, c'est-à-dire que selon ces caractères les Chiroptères arrivent facilement à éviter les obstacles ou non ? Norberg et Rayner en 1987 décrivent que les espèces de chauves-souris qui ont un faible « aspect ratio » possèdent une faible efficacité de vol. Une aile longue et étroite, c'est-à-dire un « Aspect ratio » élevé, associée à un poids important entraînent une charge alaire forte, qui oblige un chiroptère ou un oiseau à se déplacer à une vitesse minimale élevée pour éviter le décrochement et la chute ; ces espèces auront besoin d'espace libre pour évoluer, elles pourront changer rapidement de direction par des crochets brusques mais nécessitant un grand volume : elles sont dites « agiles » (Barataud et Giosa, 2009), cas des Molossidae dans cette étude. A l'opposé une aile plus courte et large, c'est-à-dire un faible « Aspect ratio », associée à un faible poids permettront à un chiroptère, grâce à une charge alaire très faible, de voler lentement sans décrocher, voire de faire du sur-place sans trop d'effort, et de louvoyer (naviguer en zigzag contre le vent) entre des obstacles nombreux dans

un volume restreint : une telle espèce est dite « manœuvrable » (Barataud et Giosa, 2009). Cas de *Triaenops rufus*, *Triaenops furculus*, *Myotis goudoti* et *Emballonura tiavato* dans cette étude. Le test d'agilité au vol révèle que ces espèces sont capables d'éviter les barrières à condition que la distance entre ces dernières soit supérieure ou égale à l'envergure de l'animal. Elles exploitent plutôt la forêt intacte. Par contre, celles qui ont un « aspect ratio » élevé comme *Miniopterus manavi* et les Molossidae, n'arrivent pas à esquiver les obstacles. Ces espèces utilisent surtout des endroits assez ou très ouverts comme la savane boisée. Quoiqu'il en soit, ce test affiche quelques difficultés surtout au niveau de la sensibilité des contacts. En effet, le réglage doit être très minutieux car si c'est trop sensible, un petit frôlement est considéré comme une percussion, sinon, si ce n'est pas sensible et que même si l'animal se heurte sur l'obstacle, la calculatrice n'affichera rien. En plus, les Molossidae ne volent pas dans la cage. La prédiction des risques d'extinction des Yangochiroptera montre différents modèles quoique la distribution géographique restreinte est significative pour eux (Jones *et al.*, 2003). *R. madagascariensis*, un Yangochiroptera à régime alimentaire frugivore est surtout capturé dans les champs d'agriculture. La distance, qui sépare son dortoir et l'endroit où elle a été capturée, n'a pas d'influence sur lui. En effet, lors de notre étude on arrive encore à les piéger à 14 km au-delà de la forêt intacte du Tsingy. En plus, le test d'agilité au vol montre que cette espèce n'arrive pas à éviter les obstacles, ce qui supposerait qu'elle exploite surtout des endroits ouverts comme les champs d'agriculture et/ou savanes boisées. Elle utilise surtout les grottes comme dortoir (Jenkins *et al.*, non publié), pourtant ces dernières sont nombreuses à l'intérieur des forêts intactes. Ces forêts, fragmentées par le Tsingy, vont former des couloirs plus ou moins dégagés, il y a aussi les circuits artificiels pour les touristes, sinon l'ouverture de la grotte se trouve au-dessus de la canopée ou près de la lisière, tout ceci peut expliquer pourquoi *Rousettus madagascariensis* est peu agile au vol mais elle est capturée et habite dans les grottes de la forêt.

## VI. CONCLUSION

Le Nombre d'individus capturés en forêt dégradée, dans la savane boisée et dans le champ d'agriculture est à peu près la même pour *Miniopterus manavi*, ses caractères morphologiques de son aile et le test d'agilité au vol la met sur la liste des espèces généralistes c'est-à-dire qui peut exploiter différent habitat, elle est donc non dépendant de la forêt. Pour *Triaenops rufus*, *Triaenops furculus*, *Hipposideros commersoni* et *Myotis goudoti*, elles sont capturées dans la forêt intacte et rarement dans les autres habitats, d'après les caractères morphologiques de leurs ailes et le test d'agilité au vol, ces chauves-souris sont dépendant de la forêt intacte surtout de la lisière. Il est recommandé de protéger la forêt car sans elle il n'y a pas de lisière. Les autres habitats sont tous aussi important que la forêt et ne sont pas à négliger dans la protection des Chiroptères à Madagascar car les études faites par Goodman en 2005, par Ranivo en 2006, par Rakotoarivelo en 2007 et Kofoky en 2007 montre que les Chiroptères ne sont pas dépendants de la forêt, pourtant ils y sont capturés en grand nombre. Les relations qui existent vraiment entre la forêt intacte et les Chiroptères sont encore floues malgré les études déjà faites. Il reste encore des questions sans réponses. Quoiqu'il en soit, nombreuses recherches déjà réalisées confirment que les chauves-souris ne sont pas entièrement dépendants de la forêt mais qu'elles sont plutôt des généralistes, cela ne veut pas dire qu'ils n'ont pas besoin de cette dernière mais l'exploite plutôt sa lisière que celle qui est à l'intérieur. En plus, la forêt dégradée n'est pas utilisée par les Chiroptères donc la dégradation de la forêt nuira à l'existence des chauves-souris. Ceci nous fait réfléchir aussi aux valeurs des habitats autres que la forêt

Ces études ont été menées à l'Ouest de Madagascar, mais qu'en est-il dans d'autres régions, à l'Est par exemple, ou dans d'autres circonstances, exemple dans des endroits où la forêt est très fragmentée et que la distance entre elles sont assez élevées ?

. La question qui se pose aussi est : quelles sont les contributions des chauves-souris pour la forêt ou pour le Tsingy pour être plus spécifique ? C'est à dire l'exploitation de ce dernier par une ou plusieurs espèces d'animaux est-elle bénéfique ou non pour elle ?

La conservation de la forêt est indispensable pour la survie des chauves-souris à Madagascar, sans pour autant négliger la protection des autres habitats comme les savanes boisées et les champs d'agriculture.

## VII. BIBLIOGRAPHIES

1. **Aldridge H. D. et I. L. Rautenbach. 1987.** Morphology, echolocation and resource partitioning in insectivorous bats. *J. Anim. Ecol.*, **56**: 763-778.
2. **Andriafidison D., R.A Andrianaivoarivelo., O.R. Ramilijaona, M.R. Razanahoera, J. MacKinnon, R.K.B. Jenkins et. P.A. Racey, 2006.** Nectarivory by Endemic Malagasy Fruit Bats during the Dry Season in *BIOTROP*. **38**(1): 85–90
3. **Andriafidison D. 2004.** Etude des rôles des Mégachiroptères dans la pollinisation de Baobabs (*Adansonia grandidieri* et *A. suarezensis*) et la dispersion des graines dans la forêt naturelle de Befandrina. Mémoire de D.E.A., Département de Biologie Animale, Faculté des Sciences, Université d'Antananarivo.
4. **Andrianaivoarivelo R.A., O.R Ramilijaona et D. Andriafidison. 2007.** *Rousettus madagascariensis* (Grandidier 1929) Feeding on *Dimocarpus longan* in Madagascar Scientific Contributions, *Afric. Bat Conservat. News* ISSN **vol. 11**: 1812-1268
5. **Andrianaivoarivelo A. R. 2004.** Les rôles des Mégachiroptères (*Pteropus rufus* et *Eidolon dupreanum*) dans la pollinisation de *Ceiba pentandra* de la région de Morondava. Mémoire de D.E.A., Département de Biologie Animale, Faculté des Sciences, Université d'Antananarivo. 75 + Vp
6. **Arthur L. et M. Lemaire. 2005.** Les chauves-souris: maîtresses de la nuit. La bibliothèque du naturaliste. Delachaux et Niestlé : 272p.
7. **Barataud M. et S. Giosa. 2009.** Identification et écologie acoustique des Chiroptères de La Reunion in Rapport de mission du Parc National de La Reunion : 62p
8. **Barlow K. 1999.** Bats. Expedition Field Techniques. Expedition Advisory Center, London, 69 pp
9. **Bates P. J. J., F.H. Ratrimomanarivo, D. L. Harrison et S. M. Goodman. 2006.** A description of a new species of *Pipistrellus* (Chiroptera : Vespertilionidae) from Madagascar with a review of related Vespertilioninae from the island in *Acta Chiropterol.*, **8**(2): 299 – 324
10. **Bollen A., L. Van Elsacker et J. U. Ganzhorn. 2004.** Tree dispesal strategies in te littoral forest o Saint-Luce (Sud-Est de Madagascar) in *Ecolog.* **139**: 604 – 616
11. **Bollen A. et L Van Elsackeer. 2002.** Feeding ecology of *Pteropus rufus* (Pteropodidae) in the littoreal forest of Sainte Luce, SE Madagascar. *Acta Chiropterol.*, **4**: 33-47.

12. **Conservation Breeding Specialist Group (SSC/IUCN). 2002.** Evaluation et Plans de gestion pour la Conservation (CAMP) de la Faune de Madagascar: Lémuriens, Autres Mammifères, Reptiles et Amphibiens, Poissons d'eau douce et Evaluation de la Viabilité des Populations et des Habitats de *Hypogeomys antimena* (Vositse). CBSG, Apple Valley, MN.
13. **Eger J. L. et L. Mitchell. 2003.** Chiroptera, Bats. In: *The Natural History of Madagascar* (Eds. Goodman, S. M. et J. M. Benstead). *The Chicago University Press*. Pp. 1287-1298.
14. **Fenton M.B. 1982.** Echolocation, insect hearing and feeding ecology of insectivorous bats. *Ecol. of bats* (Ed. By T.H. Kunz) Pp: 261-280.
15. **Finnemore M et P. Richardson. 1999.** Catching Bats. In: *The Bat Worker's Manual*. Joint Nature Conservation Committee. Pp. 33-39.
16. **Freeman P.W. 1979.** Specialized insectivory: beetle eating and moth eating molossid bats. *J. of Mamm.* **60**: 467-479.
17. **Freeman P.W. 1981.** Correspondence of food habits and morphology in insectivorous bats. *J. of Mamm.* **62**: 166-173.
18. **Gamauf A.; M. Preleuthner et H. Winkler. 1998.** Philippine birds of prey: interrelations among habitat, morphology, and behaviour. *Auk* **115**: 713-726.
19. **Goodman S. M., D. Andriafidison, R. Andrianavoarivelo, S. G. Cardiff, E. Ifticene, R. K. B. Jenkins, A. Kofoky, T. Mbohoahy, D. Rakotondravony, J. Ranivo, F. Ratrimomanarivo, J. Razafimanahaka, V. Razakarivony et P. A. Racey. 2005.** The distribution and conservation of bats in the dry regions of Madagascar. *Animal Cons.*, **8**:153-165.
20. **Goodman S. M., J. U. Gazhorn. et D Rakotondravony. 2003.** Introduction to the mammals. In *Natural History of Madagascar*: 1159-1186 in Goodman S. M. et Benstead, J. P. (Eds). Chicago: The University of Chicago Press.
21. **Goodman S. M., R. K. B. Jenkins et F. H. Ratrimomanarivo. 2006.** A review of the genus *Scotophilus* (Chiroptera: Vespertilionidae) on Madagascar, with the description of a newspecies. *Zoosyst.*, **27** : 867-882
22. **Hilton-Taylor C. 2000.** 2000 IUCN red list of threatened species. IUCN, Gland, Switzerland.

23. **Huston A. M. et P. A. Racey. 1999.** Examining Bats. In: The Bat Worker's Manual. Joint Nature Conservation Committee. Pp. 39-46.
24. **Hutson A.M., S.P Mickleburgh et P Racey. 2001.** Microchiropteran bats—Global status survey and conservation action plan. IUCN/SSC Chiroptera Specialist Group. IUCN, Gland, Switzerland and Cambridge, UK. X+ 258pp.
25. **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) in *Acta chiroptrol.* **1** (1) : 93-103.
26. **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. In: 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.
27. **Jennings V., N.S. Parson, K.E. Barlow et M.R. Gannon. 2004.** Echolocation calls and wing morphology of bats fro the West Indies in *Acta Chiroptrol.*, **6**(1): 75 - 90
28. **Jesu R., F. Mattioli et G. Schimmenti. 1999.** On the discovery of a new large chameleon inhabiting the limestone outcrops of western Madagascar: *Furcifer nicosiai* sp. Nov. (Reptilia, Chamaeleonidae). *Doriana*, **7** (311): 1-14.
29. **Jones G. et E. C. Teeling. 2006.** The evolution of echolocation in bats. *TRENDS in Ecology and Evolution*, **21**(3) : 151-156.
30. **Jones K.E, A. Purvis et J.L. Gittleman. 2003.** Biological correlates of Extinction Risk in Bats: *The americ. naturalist* **161** (4): 601-614.
31. **Kalko E. K. V. 1998.** Organisation and diversity of tropical bat communities through space and time. *Zoology*, **101** : 281-297.

32. **Kofoky A. F., D. Andriafidison, F. Ratrimomanarivo, H. J. Razafimanahaka, D. Rakotondravony, P. A. Racey et R. K. B. Jenkins. 2007.** Habitat use, roost selection and conservation of bats in Tsingy de Bemaraha National Park, Madagascar in *Biodiv. conserv.* **16**: 1039-1053.
33. **MacKinnon J. L., C. E. Hawkins et P. A. Racey. 2003.** Pteropodidae, Fruit Bats, Fanihy, Angavo. In: The Natural History of Madagascar (Eds. Goodman, S. M. et J. M. Bestead). *The Chicago University Press*. Pp. 1299-1302.
34. **McKenna M. C. et S. K. Bell. 1997.** Classification of Mammals above the Species Level. *Columbia University Press*, New York : 54p.
35. **Neuweiler G. 2000.** The Biology of Bats. *Oxford University Press*. 310 p.
36. **Norberg V. M. et J. M. V. Rayner. 1987.** Ecological morphology and flight in bats (Mammalia: Chiroptera): wing adaptation, flight performance, foraging strategy and echolocation. *Phil. Trans. R. Soc. Lond.*, **316**: 335-427.
37. **Peterson R. L., J. L. Eger et L. Mitchell. 1995.** Chiroptères. Faune de Madagascar, **84**: 1-204.
38. **Picot M., R. K. B. Jenkins, O. Ramilijaona, P. A. Racey and S. M. Carrière. 2007.** The feeding ecology of *Eidolon dupreanum* (Pteropodidae) in eastern Madagascar Blackwell Publishing Ltd, *Afr. J. Ecol.*, **45**, 645–650
39. **Projet ZICOMA. 1999.** Les zones d'importance pour la conservation des oiseaux à Madagascar. Parc National et Réserve naturelle Intégrale du Tsingy de Bemaraha. Antananarivo, Madagascar, 266pp.
40. **Purvis A., P. M. Agapow, J. L. Gittleman et G. M. Mace. 2000.** Non-random extinction increases the loss of evolutionary in history. *Science* (Washington, D.C.) **288**: 328–330.
41. **Racey P. A. 1990.** Reproductive Assesment in Bats. In: Ecological and Behavioural Methods for the Study of Bats (Ed. T. H. Kunz). Pp. 31-45
42. **Racey P. A. 1999.** Handling, releasing and keeping bats. In: The Bat Worker's Manual. Joint Nature Conservation Committee. Pp. 51-56

43. **Raheriarisena M., A. F. Kofoky, F. Rakotondraparany et J. MacKinnon. 2001.**  
Rapport du sous-ordre des Chiroptères. *In* : CSBG. Evaluation et Plans de Gestion pour la Conservation (CAMP) de la Faune de Madagascar : Lémuriens, Autres Mammifères, Reptiles et Amphibiens, Poissons d'eau douce et Evaluation de la Viabilité des Populations et des Habitats (PHVA) des *Hypogeomys antimena* (Vositse) du 20-25 mai. Résumé Exécutif. Version finale-Juillet 2002 : 175-177.
44. **Raheriarisena M. 2000.** Contribution à l'étude bio-écologique de la colonie de *Pteropus rufus* (Tiedeman, 1808), et de son rôle dans le maintien et la régénération forestière dans la réserve privée de Berenty et de ses alentours. Mémoire D.E.A., Faculté des Sciences, Département de Biologie Animale, Université d'Antananarivo.
45. **Rakotoarivelo A. A., 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 in *Journal of Mammalogy*, **88** (4) :959-966.3
46. **Ralisata M. 2005.** Contribution à l'étude du comportement alimentaire de la chauve-souris à nez feuillu : *Hipposideros commersoni commersoni* (Hill et Bull, 1963) (Chiroptères ; Hipposideridae) dans le Parc National Ankarafantsika. Mémoire de DEA. Département de Biologie Animale. Faculté des Sciences. Université d'Antananarivo. Madagascar : 92+VIIIp
47. **Ramanitra N. A. 1997.** Contribution à l'étude de la faune ornithologique de la Réserve de Bemaraha. Mémoire de D.E.A., Département de Biologie Animale, Faculté des Sciences, Université d'Antananarivo.
48. **Ranivo J. et S. M. Goodman. 2006.** Patterns of ecomorphological variation in the bats of western Madagascar: Comparisons among and between communities along a latitudinal gradient in *Mamm. biol.* **72** (2007) 1 \_ 1-13
49. **Ranivo J. et S. M. Goodman. 2007.** Variation géographique de *Hipposideros commersoni* de la zone sèche de Madagascar (Mammalia, Chiroptera, Hipposideridae) Chicago and Antananarivo, *Verh. naturwiss. Ver. Hamburg (NF)* **43**: 33-56
50. **Ranivo J. C. 2001.** Contribution à l'étude de la Biologie et de L'effet de la prédation humaine sur la roussette: *Eidolon dupreanum*. Mémoire D.E.A., Facultés des Sciences, Département de Biologie Animale, Université d'Antananarivo.
51. **Rasoloarison R. M., S. M. Goodman et J. U. Ganzhorn. 2000.** Taxonomic revision of mouse lemurs (*Microcebus*) in the west portions of Madagascar. *International J. of Primatol.* **21**: 963-1019.



52. **Rasoloarison V. et F. Paquier. 2003.** Tsingy de Bemaraha. in: The Natural History of Madagascar (Eds. Goodman, S. M. et J. M. Benstead). *The Chicago University Press*. Pp. 1507-1512
53. **Razafimanahaka H. J. 2004.** Contribution à l'étude de la morphologie et de l'écologie en vue de la conservation des Chiroptères dans le Parc National Tsingy de Bemaraha. Mémoire de fin d'études, Ecole Supérieure des Sciences Agronomiques, Université d'Antananarivo.
54. **Razakarivony V., B. Rajemison et S.M. Goodman. 2005.** The diet of Malagasy Microchiroptera based on stomach contents in *Mamm. biol.* **70** (2005) 5 \_ 312–316
55. **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.
56. **Saunders M. B. et R. M. R. Barclay. 1992.** Ecomorphology of insectivorous bats: a test of predictions using two morphologically similar species in *Ecology* (Ecological Society of America) **73**(4) :1335-1345.
57. **Simmons N. B. et J. H. Geisler. 1998.** Phylogenetic relationships of *Icaronycteris*, *Archaeonycteris*, *Hassianicterys* and *Palaeochiropteryx* to extant bat lineages, with comments on the evolution of echolocation and foraging strategies in Microchiroptera. *Bulletin of the American Museum of Natural History*, **235** : 1-182.
58. **Simmons N. B. 2003.** Order Chiroptera. In: Wilson, D. E. et D. M. Reeder (Eds). *Mammal Species of the World: A Taxonomic and Geographic Reference*. 2nd Edition. *Smithsonian Institution Press*, Washington, DC : 3-26.
59. **Sommer S., A Toto Volahy. et U. S. Seal. 2002.** A population and habitat variability assessment for the highly endangered giant jumping rat (*Hypogeomys antimena*), the largest extant endemic rodent of Madagascar. *Anim. Conserv.* **5**: 263-273.
60. **Stockwell E.F. 2001.** Morphology and flight manoeuvrability in New World leaf-nosed bats (Chiroptera: Phyllostomidae). *Journal of zoology* (London) **254**: 505-514.
61. **Taylor P. J. 2000.** Bats of southern Africa: Guide to Biology in University of Natal *Press*, Pietermaritzburg, vii + 206 pp.
62. **Thalmann U. et T. Geismann. 2005.** New species of woolly lemur *Avahi* (Primates: Lemniformes) in Bemaraha (Central Western Madagascar). *Amer J. Primat.*, **67**: 371-376.

63. **Waite S. 2000.** Statistical Ecology in Practice: A guide to Analysing Environmental and Ecological Field Data. Pearson Education Limited. British Library Cataloguing-in-Publication Data. **Prentice Hall** : 414p.
64. **Walsh A. et C. Catto. 2004.** Survey and monitoring In. Bat worker's manual. Mitchell-Jones A. J. and A. P. Mcleish (Eds). 3rd Edition. Joint Nature Conservation Committee. Pp 29-40.
65. <http://www.xgonin.ch/modules.php?name=Newsetfile=articleetsid=101:Les>  
Chiroptères.
66. Dictionnaire virtuel : Logiciel « ENCARTA 2008 »
67. Dictionnaire virtuel : Logiciel «°Encyclopædia Universalis 2007°»

# ANNEXES

## Annexe 1 : Les Chiroptères de Madagascar

Sous ordres	FAMILLES	GENRES et ESPECES	Statut UICN
Yangochiroptera	Pteropodidae	<i>Pteropus rufus</i> , Tiedmann 1808	VU B2b+3d
		<i>Eidolon dupreanum</i> , Pollen 1966	LR 1c
		<i>Rousettus madagascariensis</i> , Grandidier 1928	LR nt
	Hipposideridae	<i>Hipposideros commersoni</i> , Geoffroy 1813	LR 1c
		<i>Triaenops furculus</i> , Trouessart 1906	VU A2c
		<i>Triaenops auritus</i> , Grandidier 1912	DD
		<i>Triaenops menamena</i> , Goodman and Ranivo, 2009	-
Yinpterochiroptera	Emballonuridae	<i>Emballonura atrata</i> , Peters 1867	VU A2c
		<i>Emballonura tiavato</i> , Goodman et al, 2007	-
		<i>Taphozous mauritanus</i> , Geoffroy 1818	LR 1c
		<i>Coleura afra</i> , Peters, 1852	-
	Nycteridae	<i>Nycteris madagascariensis</i> , Grandidier 1937	DD
	Vespertilionidae	<i>Myotis goudoti</i> , Smith 1834	LR nt
		<i>Pipistrellus hesperidus</i> , Temminck 1840	-
		<i>Pipistrellus raceyi</i> , Bates et al, 2006	-
		<i>Hypsugo anchietae</i> , Seabra 1900	-
		<i>Neoromicia melckorum</i> , Roberts 1919	-
		<i>Neoromicia matroka</i> , Thomas et Schwann 1905	-
		<i>Neoromicia malagasyensis</i> , Goodman and Ranivo, 2004	-
		<i>Scotophilus robustus</i> , Milne-Edwards 1881	LR nt
		<i>Scotophilus borbonicus</i> , Geoffroy 1803	CR A1c
		<i>Scotophilus marovaza</i> , Goodman et al, 2006	-
		<i>Scotophilus tandrefana</i> , Goodman et al, 2005	-
		<i>Miniopterus gleni</i> Peterson, Eger et Mitchell 1995	LR nt
		<i>Miniopterus majori</i> , Thomas 1906	DD
		<i>Miniopterus sororculus</i> , Goodman et al, 2007	-
		<i>Miniopterus petterssoni</i> , Goodman et al, 2008	-
		<i>Miniopterus manavi sensu strict</i> , Thomas 1906	LT nt
		<i>Miniopterus griveaudi</i> , Goodman et al, 2009	-
		<i>Miniopterus aelleni</i> , Goodman et al, 2009	-
	Myzopodidae	<i>Myzopoda aurita</i> Milne-Edwards et Grandidier 1878	VU A2c
		<i>Myzopoda schliemanni</i> , Goodman et al, 2007	-
	Molossidae	<i>Mormopterus jugularis</i> , Peters 1865	Vu A2c
		<i>Tadarida fulminans</i> , Thomas 1903	LR nt
		<i>Chaerephon leucogaster</i> , Grandidier 1869	DD
		<i>Chaerephon pumilus</i> , Cretzschmar 1826	LR 1c
		<i>Chaerephon jobimena</i> , Goodman and Cardiff, 2004	-
		<i>Mops leucostigma</i> , Allen 1918	DD
		<i>Mops midas miarensis</i> , Sundevall 1843	LR 1c
		<i>Otomops madagascariensis</i> , Dorst 1953	VU

Source pour le statut UICN : Hutson *et al.*, 2001 ; Eger et Mitchell, 2003 ; Russ *et al.*, 2003

## **Annexe 2 : Catégories de la Liste Rouge de l'UICN**

(Source : Hutson *et al.*, 2001)

### **Eteint (EX)**

Un taxon est éteint s'il n'y a pas de doute que le dernier individu est mort.

### **Eteint dans la Nature (EW)**

Un taxon est éteint dans la Nature s'il n'existe plus qu'en culture ou en captivité

### **Gravement Menacé (CR)**

Un taxon est En Danger Critique quand le risque d'extinction dans la nature est extrêmement élevé se manifestant soit par la réduction de la population (A) soit par une baisse de la zone d'occurrence à moins de 100km<sup>2</sup>.

CR A1c : Au moins 80% de la population ont disparu pendant les dix dernières années ou les trois dernières générations à cause de la diminution de la zone d'occurrence et/ou de la qualité de l'habitat.

### **Menacé (EN)**

Un taxon est menacé s'il est sujet à un très haut risque d'extinction dans la nature dans une future proche.

### **Vulnérable (VU)**

Un taxon est vulnérable s'il n'est ni Gravement menacé ni Menacé, mais est exposé à un haut risque d'extinction dans la nature à moyen terme.

VU A2c : Au moins 20% de la population peuvent disparaître dans les dix prochaines années ou les trois prochaines générations basé sur la diminution de la zone d'occurrence et/ou de la qualité de l'habitat.

VU B2b+3d : Zone d'occurrence ou aire occupée estimée inférieure à 20.000km<sup>2</sup> et estimations indiquant :

- un déclin continu déduit, observé ou projeté dans les zones occupées ;
- une importante fluctuation dans le nombre de gîtes ou de sous-populations.

### **Moindre risque (LR)**

Un taxon est à Moindre Risque s'il a été évalué et ne satisfait pas à l'un des critères des catégories Gravement Menacé, Menacé ou Vulnérable.

LR nt (Near Threatened ou Quasi-Menacé): Taxons qui sont près d'être classés Vulnérables.

LR lc : Taxons qui ne font pas encore l'objet d'action de conservation particulière et ne sont pas quasi-menacés.

### **Données Insuffisantes (DD)**

Un taxon est classé à Données Insuffisantes quand les informations disponibles ne permettent pas d'évaluer directement son risque d'extinction basé sur sa distribution et/ou l'effectif de la population.

### Annexe 3 : Fiche de mesure complète des Chiroptères

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 4 : Spécimen

Cette méthode n'est utilisée que dans des cas spéciales : soit l'individu capturé est non identifié ou que l'identification est incertaine, soit l'individu est mort à cause de plusieurs choses différentes.

#### Préparation d'un spécimen :

- Prendre les renseignements (mesures) concernant l'individu et les rapportées sur une fiche spéciale.
- Mettre une étiquette avec le numéro du spécimen sur la membrane de l'aile.
- Injection de formol à l'aide d'une seringue dans le corps de l'animal sur des différents endroits. Cette injection est faite le maximum possible.
- Mettre un bout de coton hydrophile dans la bouche du spécimen pour la garder ouverte.
- Déposer l'animal dans un bocal contenant du formol à 12.5% (1L de formol à diluer dans 7L d'eau) pendant 15 jours.
- Après ce délai, le rinçage : le spécimen est retiré et déposé dans autre récipient contenant de l'eau pure pendant 24 heures.

- Enfin, tout ceci fini, le spécimen est conservé dans un bocal hermétique contenant de l'alcool à 70%. Mettre le nom scientifique du spécimen sur le bocal.

### Annexe 5 : Fiche de mesure complète pour les spécimens

LOCALITY											
FIELD N°		COLLECTOR						DATE			
SPECIES		PREPARATION						SEX		AGE	
TL		TV		HF		EAR		FA		WT	
COLLECTION METHOD											
♂	TESTES POSITION			SIZE			EPIDIDYMES			ACCESSORY GLANDS	
	Abd.		Scrot.	L		xW	mm		Con.		Not Con.
♀	MAMMAE N°			CONDITION			VAGINA			REPRO. STAGE	
	Ax.		Ab.	Ing.	Sm.		Lg.	Lact.	Perf.		Imperf.
	Nul.		Prim.		Multi.						
PUBIC SYMPHYSIS				EMBRYOS				PLACENTAL SCARS			
Closed		Slight Open		Open		L		R		C-R	
						mm				L	
HABITAT											
REMARKS											

### Annexes 6 : Clé de détermination de quelque espèce de Chiroptères Malgaches.

FAMILLES	IDENTIFICATION GENERALE	GENRE/ESECES	IDENTIFICATION SPECIFIQUE
PTEROPODIDAE	Dent du type frugivore Présence de griffes dans le 1 <sup>er</sup> et 2 <sup>ème</sup> doigt	<i>Pteropus rufus</i>	Couleur jaune d'or sur la gorge Queue absente
		<i>Eidolon dupreanum</i>	Couleur gris jaunâtre Présence d'une ébauche à la queue Avant bras plus de 95mm
		<i>Rousettus madagascariensis</i>	Avant bras moins de 95mm Couleur gris noirâtre Présence de queue rudimentaire
HIPPOSIDERIDAE	Nez en feuillu ou en trident	<i>Hipposideros commersoni</i>	Nez en feuillu
		<i>Triaenops spp</i>	Nez en trident
EMBALLONURIDAE	Queue en fourreau	<i>Taphozous mauritanus</i>	Queue en fourreau et ventre blanche
		<i>Emballonura sp</i>	Queue en fourreau

NYCTERIDAE	(Monogénique)	<i>Nycteris madagascariensis</i>	Queue se terminant en T ou Y cartilagineux Oreilles longues
VESPERTILIONIDAE	Queue soudée à la membrane alaire	<i>Myotis goudoti</i>	Tragus aigu et long
		<i>Miniopterus sp</i>	Basée sur la longueur de l'avant bras
		<i>Pipistrellus spp</i> <i>Eptesicus sp</i>	Tragus un peu rectangulaire
MYZOPODIDAE	Pied à ventouse (Monospecifique)	<i>Myzopoda sp</i>	Pieds à ventouse et oreilles longues
MOLOSSIDAE	QUEUE LIBRE Oreilles séparées à la base	<i>Mormopterus jugularis</i>	Oreilles séparées à la base et avant bras moins de 45mm
		<i>Tadarida fulminas</i>	Avant bras plus de 55mm
	QUEUE LIBRE Oreilles soudées à la base	<i>Chaerephon pumilus</i>	Avant bras entre 38 et 40mm
		<i>Chaerophon leucogaster</i>	Avant bras moins de 38mm
		<i>Mops leucostigma</i>	Avant bras entre 40 et 50mm
		<i>Mops midas</i>	Avant bras plus de 55mm
		<i>Otomops madagascariensis</i>	Avant bras plus 60mm et oreilles très longues

Source : Russ *et al.*, 2003

**Annexes 7 : Espèces de Chiroptères capturées dans le Parc National du Tsingy de Bemaraha**



*Rousettus madagascariensis* (Jenkins, 2003)



*Hipposideros commersoni* (Andrinajoro, 2004)



*Triaenops rufus* (Kofoky, 2005)



*Triaenops furculus* (Kofoky, 2005)



*Miniopterus manavi* (Kofoky, 2006)



*Scotophilus robustus* (Kofoky, 2005)



*Myotis goudoti* (Kofoky, 2006)



*Miniopterus gleni* (Kofoky, 2006)



*Emballonura tiavato* (Ramihangihajason, 2006)



Nom et Prénoms (de l'étudiant) : M. RAMIHANGIHAJASON Tojo Rindra

Titre du mémoire : **ADAPTATION ECOMORPHOLOGIQUE DES AILES DES CHIROPTERES SUIVANT LEURS HABITATS DANS LE PARC NATIONAL DU TSINGY DE BEMARAHA**

Pagination : 73 + vii

Tableaux : 5

Photos : 13

Figures : 27

Cartes : 3

---

### Résumé

Les chauves-souris de Madagascar sont parmi les Vertébrés les plus mal connus. L'objectif de cette étude est de savoir si les Chiroptères de Madagascar sont dépendants de la forêt ou non. Cette information permettra de mieux les conserver en protégeant leur habitat. Ainsi, le Parc National du Tsingy de Bemaraha a été choisi parmi tant d'autres pour être le site d'étude à cause de plusieurs raisons : il est l'un des parcs le plus riches en espèces de Chiroptères, il montre des écosystèmes se trouvant côte à côte tels que la forêt dense et la savane boisée. Ensuite, il possède une activité touristique importante. L'étude a été réalisée le 05 Octobre jusqu'au 15 Novembre 2005 et le 15 Octobre jusqu'au 15 Novembre 2006. Le travail s'est fait en utilisant trois méthodes, la première c'est la capture des espèces de chauves-souris dans différents habitats prédéfinis qui sont : la forêt intacte, forêt dégradée, savane boisée et champs d'agriculture ; la deuxième consiste à prélever les caractères morphologiques. Enfin, la troisième se concentre sur le test de manœuvrabilité des Chiroptères. Trois cent vingt huit (328) individus ont été capturés dont 143 sont frugivores qui sont représentés par *Rousettus madagascariensis* et 185 sont des insectivores. La majorité des frugivores ont été piégés dans les champs d'agriculture avec 19,2% ; quant aux insectivores c'est plutôt dans la forêt intacte avec 21,4%. Les chiroptères sont très faiblement capturés en forêt dégradée avec des taux respectifs de 4,9% pour les Mégachiroptères et de 1,8% pour les Microchiroptères. Pour les chauves-souris insectivores, le taux de capture dans la savane boisée et le champ d'agriculture est non négligeable, sachant qu'il est de 12,8% pour la première et 20,4% pour le deuxième. Pour les frugivores, le taux capture est de 13,7% dans les savanes boisées et seulement 5,8% dans la forêt intacte. Les résultats de cette étude montrent que les chauves-souris exploitent trois habitats : la forêt intacte, la savane boisée et le champ d'agriculture et non pas la forêt dégradée. Il s'avère que les Chiroptères sont des animaux généralistes car ils exploitent les trois des quatre différents types d'habitats décrits ci-dessus sachant qu'il peut y avoir d'autres paramètres qui n'ont pas été vérifiés. C'est le cas des chiroptères de l'Ouest de Madagascar mais qu'en est-il pour d'autres cas, à l'Est de l'île par exemple.

---

Mots clés : écomorphologie, adaptation, ailes, habitat, manœuvrabilité, chiroptères, parc national, Bemaraha, Madagascar

Encadreur : Professeur RAMINOSOA RASOAMAMPIONONA Noromalala

Adresse de l'auteur : Lot II R 130 E Ambohitrakely Antananarivo 101 (tel : 0341021119)