

La biodiversité des forêts d'Afrique: Manuel pratique de recensement des vertébrés

Directeur de publication **Glyn Davies**
Directeur de publication adjoint **Michael Hoffmann**

Auteurs

Leon Bennun

Birdlife International
Wellbrook Court
Girton Road
Cambridge CB3 0NA
Royaume-Uni

Glyn Davies

Zoological Society of London
Regents Park
London NW1 4RY
Royaume-Uni

Kim Howell

Department of Zoology and Marine Biology
University of Dar es Salaam
PO Box 35064
Dar es Salaam
Tanzanie

Helen Newing

Durrell Institute of Conservation and Ecology
University of Kent at Canterbury
Canterbury
Kent CT2 7NS
Royaume-Uni

Matthew Linkie

Durrell Institute of Conservation and Ecology
University of Kent at Canterbury
Canterbury
Kent CT2 7NS
Royaume-Uni

Illustrations de **John Clarke**

Traduction et révision: **Danièle et Richard Devitre**

Première publication en 2002. Deuxième édition revue et mise à jour publiée au Royaume-Uni en 2004 par Earthwatch Institute (Europe).

ISBN 978-0-9538179-6-2

Numéro d'identification de l'éditeur: 399-03-07

Copyright Earthwatch Institute (Europe) et auteurs, 2004. Tous droits réservés. L'utilisation et la reproduction de toute partie de cette publication sont autorisées à des fins strictement non commerciales, à condition qu'il soit fait mention de la source.

La première édition de cette publication a été financée par le programme Forêts tropicales de la CE. Les auteurs assument la responsabilité pleine et entière des opinions exprimées dans ce document, lesquelles ne sont pas nécessairement celles de l'Union européenne.

Imprimé sans mouillage par Seacourt, société titulaire des certificats environnementaux ISO 14001 et EMAS, à l'aide d'encre végétales sur papier partiellement recyclé sans chlore.



Earthwatch Institute (Europe) est la branche européenne d'Earthwatch Institute qui est basé aux États-Unis et a été fondé à Boston en 1971. Le réseau Earthwatch Institute compte d'autres membres en Australie et au Japon. Earthwatch Institute (Europe) est la raison sociale de Conservation Education & Research Trust (CERT), société à responsabilité limitée par garantie enregistrée en Angleterre et au pays de Galles (numéro: 4373313) et société à but non lucratif enregistrée (numéro: 1094467). Siège social: 267 Banbury Road, Oxford, OX2 7HT, Royaume-Uni. www.earthwatch.org

Remerciements

Ce manuel est inspiré des délibérations et des rapports de deux ateliers sur les recensements en forêt qui se sont tenus à Kakamega (Kenya), en 1995, et à Limbe (Cameroun), en 1996. Il a été remanié et réécrit suite aux conseils et observations que m'ont utilement prodigués Tom Butynski, Tim Davenport, Rob et Cheryl Fimbel, Frank Hawkins, Dwight Larsen, Martyn Murray, John Oates, Andy Plumptre et Justina Ray. Je leur suis reconnaissant de l'aide et du temps qu'ils m'ont consacré. Ma gratitude va aussi à tous les auteurs qui se sont attelés à la tâche contre vents et marées, ainsi qu'à John Clarke dont les illustrations ont notablement amélioré la présentation du document.

Mike Hoffmann nous a prêté son concours pour la compilation et la révision finale, tandis que la conception et la composition de l'ouvrage sont dues à Sylvia Howe. Julian Laird (Earthwatch Europe) a apporté un soutien sans faille à la production de ce manuel suite à sa visite à Limbe en 1997. Nous remercions la Communauté européenne, qui a financé la publication de la première édition sur son budget Forêts tropicales, et Rio Tinto plc, qui a pris en charge sa distribution ainsi que la production et la distribution de la seconde édition.

La version originale anglaise de ce manuel a été traduite en français par les soins du Service de traduction de la FAO à Rome, à laquelle nous sommes extrêmement reconnaissants, et Danièle et Richard Devitre ont révisé méticuleusement le document final. Nous adressons nos remerciements chaleureux à Rio Tinto qui a aimablement financé la production et la distribution de cette version.

Glyn Davies
Directeur de publication

Photographie de couverture: Glyn Davies.

Photographies de l'encadré latéral: Glyn Davies, sauf la photo du bas publiée avec l'aimable autorisation de Marcus Rowcliffe.

Sommaire

1. Introduction

1.1	Cadre général	1
1.2	Champ d'application du manuel	2
1.3	Structure et teneur du document	3

2. Inventaires forestiers

2.1	Qu'est-ce que la biodiversité des forêts?	5
2.2	Gestion des forêts	8
2.3	Recherches sur la diversité biologique des forêts	10
2.4	Principes déontologiques et juridiques	12
2.5	Préparatifs	13
2.6	Quelques mots sur les enquêtes sur les marchés, les questionnaires et les entretiens	16
2.7	Santé et sécurité	17
2.8	Bibliographie	18

3. Les herptiles: amphibiens et reptiles

3.1	Biologie	19
3.2	Problèmes de gestion	20
3.3	Méthodes	22
3.3.1	Enquêtes génériques	23
3.3.2	Barrières de dérivation et pièges à fosse	26
3.3.3	Passerelles suspendues	31
3.3.4	Piégeage des serpents	33
3.3.5	Capture, marquage et recapture	34
3.3.6	Parcelles aménagées dans la litière végétale	35
3.3.7	Comptages à durée déterminée	36
3.3.8	Comptages sur transects	38
3.3.9	Cartographie des territoires	38
3.3.10	Recensements acoustiques	38
3.4	Manipulation des spécimens	40
3.5	Santé et sécurité	41
3.6	Conclusions	42
3.7	Bibliographie	43

4. Les petits mammifères: chauves-souris, rongeurs et insectivores

4.1	Biologie	49
4.2	Problèmes de gestion	51
4.3	Méthodes	52
4.3.1	Enquêtes génériques	53
4.3.2	Recensement des chauves-souris dans leurs aire de repos	54
4.3.3	Piégeage des animaux vivants: rongeurs et insectivores	55
4.3.4	Capture des animaux vivants: les chauves-souris	60
4.3.5	Capture, marquage et recapture	64
4.3.6	Prélèvement d'animaux morts	65
4.4	Manipulation des spécimens	67
4.5	Santé et sécurité	71
4.6	Conclusions	72
4.7	Bibliographie	72

5. Les mammifères de taille moyenne à grande

5.1	Biologie	76
5.2	Problèmes de gestion	78
5.3	Méthodes	79
5.3.1	Cris d'appel des chasseurs, attractifs et postes d'observation	81
5.3.2	Battues au filet	83
5.3.3	Recensements pédestres le long de transects	86
	A. Recensement par observations directes	89
	B. Comptage des déjections	91
	C. Comptage des traces (empreintes)	96
5.3.4	Enregistrements photographiques	100
5.4	Conclusions	102
5.5	Bibliographie	103

6. Les primates

6.1	Biologie	110
6.2	Problèmes de gestion	113
6.3	Méthodes	116
6.3.1	Enquêtes sur la répartition des espèces	117
6.3.2	Transects linéaires	118
	A. Repérage d'animaux	119
	B. Comptages des nids	123
	C. Cartographie des cris	124
6.3.3	Recensements par balayage	127
6.4	Conclusions	129
6.5	Bibliographie	130

7. Les oiseaux

7.1	Biologie	135
7.2	Problèmes de gestion	139
7.3	Méthodes	141
7.3.1	Enquêtes génériques	146
7.3.2	Dénombrements d'espèces à durée déterminée	147
7.3.3	Listes MacKinnon et méthodes apparentées	150
7.3.4	Comptages à durée déterminée sur transects	153
7.3.5	Comptages sur transects de largeur fixe	154
7.3.6	Dénombrements par points de largeur fixe	155
7.3.7	Échantillonnage à distance	157
7.3.8	Piégeage des oiseaux au filet japonais et baguage	159
7.3.9	Enregistrements sonores	166
7.3.10	Cartographie des territoires	168
7.3.11	Considérations particulières	168
7.4	Manipulation des spécimens	170
7.5	Santé et sécurité	171
7.6	Conclusions	172
7.7	Bibliographie	173

1. Introduction

Glyn Davies



1.1 Cadre général

Ce manuel est le fruit de multiples années d'expérience des recensements en forêt; il est inspiré des discussions entre les agents de terrain sur la manière dont les recensements peuvent être améliorés et normalisés.

L'idée de ce manuel a germé durant le quatrième Atelier régional sur les bases de données pour l'Afrique de l'Est, organisé en août 1993 à Kampala, lorsque les participants ont jugé urgent de disposer de lignes directrices permettant de normaliser les méthodes de recensement de la diversité biologique des forêts. Par la suite, le projet régional Soutien institutionnel pour la protection de la biodiversité en Afrique orientale du Fonds pour l'environnement mondial (FEM) a accepté de financer un atelier de formation au titre de son programme de conservation et de gestion des forêts denses. Cet atelier s'est déroulé à la réserve forestière de Kakamega et au Parc national du mont Elgon (Kenya), en novembre 1994, et a abouti à la production d'un rapport/manuel de formation intitulé *Guidelines for Forest Biodiversity Inventories* (1995:UHNO/RAF/006/GEF).

Deux ans plus tard, à l'occasion d'un autre atelier financé par le FEM au jardin botanique de Limbe (Cameroun), nombre des questions relatives aux recensements en forêt se sont de nouveau posées, mais par rapport à l'Afrique centrale (mars 1996). Un autre rapport a été publié à cette occasion sous le titre: *Protocols for Biological Surveys in Cameroonian Forests*.

Bien que ces deux rapports aient eu comme objet premier de consigner les conclusions tirées de l'expérience des recensements, ils restent très demandés (souvent par des agents de terrain et des directeurs de projet isolés) longtemps après la tenue des ateliers. Les méthodes de recensement présentées dans ces deux rapports étant de toute évidence applicables dans les forêts des deux régions, ces nombreuses demandes ont donné lieu à une collaboration qui a permis la production de ce manuel pratique sur les recensements en forêt destiné à une large diffusion.

1.2 Champ d'application du manuel

Ce manuel ne porte que sur les vertébrés des forêts, à l'exclusion des poissons. Les ateliers de Kakamega et de Limbe étaient consacrés aux recensements d'espèces bien plus nombreuses de faune et de flore forestières, et les méthodes d'enquêtes socioéconomiques y ont également été discutées. Les personnes qui ont participé à la préparation de ce manuel ne disposaient pas des ressources nécessaires pour couvrir une gamme aussi vaste de sujets, mais espèrent que d'autres ouvrages viendront combler cette lacune.

Deux collections de grande qualité décrivent les méthodes de recensement pour différents groupes taxonomiques: la très complète *Measuring and Monitoring Biodiversity*, produite par la Smithsonian Institution (Washington, États-Unis d'Amérique), et une collection moins détaillée intitulée *Expeditions Field Techniques* de la Royal Geographical Society (Londres, Royaume-Uni). Par ailleurs, un excellent manuel technique récemment publié sous le titre *Conservation Research in African Rainforests* (White & Edwards, 2000) traite du recensement des végétaux et des grands mammifères en Afrique centrale.

Ce manuel a ceci de différent qu'il ne porte pas sur un seul groupe taxonomique, mais sur la gamme complète des vertébrés vivant dans les forêts d'Afrique. Nous espérons ainsi montrer qu'il est possible de recenser plusieurs groupes taxonomiques sur un même site forestier. Cette approche n'interdit nullement de s'intéresser à un groupe particulier, mais elle encourage la collecte de données sur d'autres espèces (voir la section sur les recensements génériques dans chacun des chapitres).

Ce manuel est destiné à quatre grands groupes d'utilisateurs:

- les personnes effectuant des expéditions et des campagnes de reconnaissance de courte durée;
- les étudiants diplômés ou non qui préparent un projet ou une thèse;
- les unités de recherche des départements des forêts, de la faune et de la flore sauvages et des parcs nationaux;
- les techniciens et les chefs de projet sur les forêts, la faune et la flore sauvages chargés du suivi de la biodiversité.

La gestion avisée des forêts requiert des informations sur une vaste gamme d'espèces, or le temps et les ressources ne suffisent pas pour que toutes les régions forestières soient étudiées par les équipes de recensements spécialisés. En présentant l'éventail des méthodes de collecte d'informations sur la biodiversité, nous espérons montrer aux planificateurs et aux gestionnaires des forêts comment l'information est recueillie afin qu'ils se sentent mieux armés pour intégrer l'étude de la diversité biologique dans leurs travaux.

Le but premier de ce manuel est donc de passer en revue les méthodes permettant de réunir les informations nécessaires à la bonne gestion des forêts d'Afrique, laquelle doit tenir pleinement compte de tous les vertébrés constituant les différentes composantes de la biodiversité des écosystèmes forestiers.

Ce faisant, il vise aussi à encourager les chercheurs et les agents de terrain à appliquer des méthodes de recensement normalisées afin que les données puissent servir à étudier l'évolution de la situation, déterminer si les mesures de gestion ont un impact positif ou, au contraire, si les dégradations signalent un défrichage ou une exploitation non viables. Compte tenu des rotations de personnel, de nombreuses personnes participent aux travaux de suivi à long terme et les nouveaux observateurs ou agents de terrain doivent impérativement appliquer les mêmes méthodes pour obtenir des résultats comparables. Tout en insistant sur la nécessaire normalisation des méthodes de travail, nous reconnaissons leur constante amélioration, et chaque forêt, chaque équipe et chaque difficulté nouvelle de gestion exigera un ajustement des techniques normalisées.

Enfin, ce manuel peut servir de guide pratique et de support de formation pour les étudiants de deuxième ou de troisième cycle, ainsi que pour les agents des services des forêts, de la faune et de la flore sauvages. Toutefois, il ne s'agit pas d'un guide d'identification des espèces et il faudra donc se munir des ouvrages de référence nécessaires.

1.3 Structure et teneur du document

Le Chapitre 2, Les recensements en forêt, présente brièvement la biodiversité des forêts et sa gestion et rappelle l'importance capitale de la recherche en tant qu'outil de gestion de cette diversité. On y trouve également des notes préliminaires sur les principes déontologiques et juridiques, sur la préparation des recensements et sur la santé et la sécurité.

Les Chapitres 3 à 7 traitent des méthodes de recensement pour les différents groupes d'animaux. Chaque chapitre comprend des sections sur la biologie et la gestion du groupe considéré, sur les différentes méthodes de

recensement, ainsi que des indications sur la manipulation des spécimens et, dans certains cas, sur la santé et la sécurité. Une bibliographie est fournie à la fin de chaque chapitre. Pour faciliter la consultation, les méthodes de recensement exposées dans les différents chapitres font globalement l'objet des mêmes rubriques d'un chapitre à l'autre, à savoir: le matériel supplémentaire/spécial et le personnel nécessaires (voir la Section 2.5); la sélection des sites (s'il y a lieu); la procédure à suivre; l'enregistrement des données; l'analyse des données; et une évaluation des avantages et des inconvénients des différentes méthodes. Certaines sections n'ont pas été reprises à chaque chapitre pour éviter les répétitions; lorsque c'est le cas, le lecteur est renvoyé à la section pertinente d'un autre chapitre. Il est néanmoins conseillé de lire l'ensemble des introductions, car les auteurs n'ont pas tous abordé les mêmes questions en dépit du fait qu'elles soient toutes importantes, quel que soit le groupe d'espèces considéré.

Le manuel peut être apporté sur le terrain pour s'assurer que l'on recueille les informations utiles pour les travaux ultérieurs d'analyse et de préparation des rapports. Les analyses et les tests statistiques nécessaires à la bonne interprétation des résultats de recensement ne sauraient être discutés dans le cadre de ce manuel. En revanche, on y fait référence dans les différents chapitres, notamment par des renvois aux publications pertinentes du Smithsonian Institute et de White & Edwards (2000), ouvrages qui doivent être consultés en conjonction avec ce manuel. Les formulaires de recensement fournis à la fin de chaque chapitre peuvent être photocopiés en vue de leur utilisation sur le terrain.

Compte tenu des circonstances qui ont présidé à la préparation de ce manuel, certains chapitres mettent davantage l'accent sur les forêts d'Afrique de l'Est, tandis que d'autres sont plutôt consacrés à celles d'Afrique centrale ou occidentale. Les méthodes de recensement et les principes à respecter s'appliquent néanmoins à tout recensement réalisé dans les forêts d'Afrique, de Madagascar et d'ailleurs, de tous les autres continents.

2. Inventaires forestiers

Glyn Davies



2.1 Qu'est-ce que la biodiversité des forêts

Par biodiversité, on entend la richesse constituée par toutes les formes de vie sur terre; elle peut être envisagée à trois niveaux interdépendants: génétique, spécifique et écosystémique (voir l'Encadré 1).

Par diversité biologique, on entend la «... variabilité des organismes vivants de toute origine, y compris, entre autres, les écosystèmes terrestres, marins et autres écosystèmes aquatiques et les complexes écologiques dont ils font partie; cela comprend la diversité au sein des espèces et entre espèces, ainsi que celle des écosystèmes. » (Article 2, Convention sur la diversité biologique, 1992).

La biodiversité des forêts peut aussi être analysée sous l'angle de la composition, de la structure et de la fonction et se caractérise généralement par:

- une abondance considérable d'espèces – 50 pour cent de toutes les espèces terrestres vivent dans les forêts ombrophiles;
- une structure étagée présentant des arbres géants qui émergent, des herbacées qui croissent au sol, des plantes épiphytes, des lianes ligneuses et un sous-bois de ce fait très sombre;
- des sols souvent infertiles et un recyclage rapide des plantes et des nutriments du sol;

- de longs cycles de régénération et de reproduction.

Encadré 1: les différents niveaux de biodiversité

- **La biodiversité génétique** a trait à la fréquence et la variété des gènes et/ou des génomes au sein des populations d'une *même* espèce ou entre ces populations, l'information contenue dans ces gènes fournissant la base de l'évolution par adaptation. La biodiversité génétique s'illustre, par exemple, par les colorations différentes de la fourrure des cercopithèques mones, *Cercopithecus mona*, ou par le rendement d'une essence de plantation.
- **La biodiversité spécifique** se rapporte au nombre et à l'abondance des espèces dans une zone donnée et au degré de variation de leur composition génétique. Elle comprend des caractéristiques telles que l'unicité taxonomique, la taille, la structure et la dynamique des populations, leur cycle de reproduction et leurs schémas de comportement.
- **La biodiversité écosystémique** est expliquée par la définition du terme « écosystème » dans la Convention sur la diversité biologique: «... le complexe dynamique formé de communautés de plantes, d'animaux et de micro-organismes et de leur environnement non vivant qui, par leur interaction, forment une unité fonctionnelle. » Les interactions entre les espèces comprennent la pollinisation, la prédation, le parasitisme et la symbiose, tandis que celles entre les espèces et leur milieu non biologique concernent la formation des sols, la photosynthèse, etc. Les écosystèmes et les cultures humaines s'influencent réciproquement depuis des millénaires, donnant naissance à des paysages productifs qui allient diversité biologique et diversité culturelle.

Lorsqu'on mesure la diversité biologique des forêts, il faut donc tenir compte de ces caractéristiques et être attentif aux différentes qualités des espèces, parfois appelées « bioqualités »: sont-elles fréquentes, dépendantes de la forêt, rares, insectivores? S'agit-il de plantes médicinales, de bois commercialisable, etc.? Compte tenu de la palette de caractéristiques à envisager et de la pénurie de données écologiques sur nombre d'espèces forestières, il était inévitable que les recensements ne portent pas le plus souvent sur des espèces indicatrices, dans une zone donnée, offrant une remière approximation de la diversité biologique des forêts (Noss, 1990). Ceci pose toutefois la question des espèces choisies pour la réalisation des recensements.

Une première approche, évidente, consiste à s'intéresser à une espèce ou à un groupe d'espèces important du point de vue de la gestion, par exemple la surexploitation d'une plante médicinale ou la capture non durable

de grands mammifères. Les autres plantes forestières et groupes d'animaux peuvent en effet tirer profit du suivi des espèces « menacées » et de l'attention portée à leur utilisation durable. Toutefois, ce n'est pas nécessairement le cas, car les menaces spécifiques à une espèce peuvent fort bien ne pas s'appliquer aux autres; ainsi, il est peu probable que les petits oiseaux aient à souffrir de la chasse des grands mammifères et les arbres de haute futaie seront toujours debout longtemps après que les plantes médicinales auront disparu. Cependant, le suivi des impacts de telles menaces constitue une première étape importante pour l'amélioration de la gestion des forêts.

Une approche similaire consiste à recenser des espèces connues pour leur rareté, l'idée étant que si les conditions sont propices pour les espèces forestières les plus rares, les plus communes auront sans doute des populations en bonne santé. La rareté des espèces a cependant des causes multiples, présentes et passées, ce qui limite quelque peu l'utilité des espèces rares en tant qu'indicateurs. Il demeure que si plusieurs espèces rares dans le pays ou dans le monde sont présentes sur le terrain, l'écosystème forestier est probablement bien préservé.

Pour évaluer les impacts de l'évolution de l'habitat forestier sur une large gamme d'espèces, on sélectionne souvent plusieurs espèces utilisées comme indicateurs dans un ou plusieurs groupes taxonomiques pour lesquels il existe un bon corpus de données écologiques et taxonomiques. On a par exemple montré que la modification de l'habitat forestier avait une incidence sur la densité de populations d'oiseaux spécialistes des forêts (voir par exemple Newmark, 1991) et que les facteurs à l'origine de leur déclin pouvaient également affecter des spécialistes des forêts appartenant à d'autres groupes taxonomiques. Il reste à déterminer si les espèces « sensibles » des différents groupes taxonomiques réagissent toutes de la même manière aux mêmes modifications de l'écosystème forestier. Tant que ces investigations n'auront pas abouti, la prudence s'impose avant d'extrapoler les impacts du changement des forêts d'un groupe indicateur à l'autre.

Outre la circonspection qu'impose l'utilisation des espèces comme indicateurs, il faut aussi tenir compte des saisons et de l'échelle des recensements. Certaines espèces sont plus ou moins difficiles à localiser selon la saison en raison de leurs caractéristiques comportementales: reproduction, migrations, abondance de nourriture et autres facteurs. Pour obtenir des données valables sur l'ensemble de l'année, il convient donc d'effectuer des recensements à différentes saisons. Par ailleurs, si le suivi porte sur les fonctions de l'écosystème, des durées plus longues doivent être prévues, car il faut parfois un temps considérable avant que le déclin des espèces ne se répercute sur les autres processus à l'œuvre. Ainsi, certains arbres dont les graines sont

dispersées par les éléphants prendront des décennies pour disparaître une fois que ces grands mammifères auront été éliminés par les chasseurs.

2.2 Gestion des forêts

Précisons d'emblée que la conservation et l'utilisation durable des forêts imposent de préserver l'habitat forestier. Le couvert forestier peut inclure des espèces indigènes, des forêts de régénération naturelle et des forêts plantées/gérées composées d'essences indigènes ou exotiques. Les arbres plantés dans les exploitations agricoles sont également importants pour la biodiversité, notamment s'ils tiennent lieu de couloirs entre différentes parcelles de forêts. Cela étant, les différents types de forêts n'ont pas tous la même importance pour la préservation de la diversité biologique.

La plupart des forêts naturelles d'Afrique sont soumises aux pressions exercées par les communautés qui retirent leurs moyens de subsistance des forêts elles-mêmes ou des terres sur lesquelles elles croissent, ainsi qu'à des pressions encore plus considérables de la part des plantations commerciales et des sociétés d'abattage et d'exploitation des autres produits forestiers. Les ressources forestières sont ainsi fréquemment l'objet de conflits en raison de la concurrence entre les populations locales, les intérêts commerciaux, les animaux sauvages et les sociétés d'exploitation forestière, et la disparition alarmante de la biodiversité dans les forêts d'Afrique est une cause de préoccupation internationale.

Des forums et des procédures nationales et internationales ont été créés pour tenter de remédier à ce problème, en particulier les plans d'action nationaux en faveur des forêts tropicales, le Forum des Nations Unies sur les forêts et l'Organisation internationale des bois tropicaux. Ces efforts ressortent aussi des conférences organisées au titre de la Convention sur la diversité biologique, des stratégies et des plans d'action connexes qui ont donné lieu à des décisions favorables pour la diversité biologique des forêts.

Alors que s'élaborent ces processus de politique internationale, il faut d'urgence régler les conflits sur le terrain et produire des informations sur la gamme des besoins que peuvent satisfaire les forêts afin de nourrir le débat. En outre, c'est bel et bien sur le terrain que les propriétaires/les gestionnaires des forêts doivent déterminer les objectifs de la gestion.

Encadré 2: Quelques exemples d'objectifs de gestion forestière

- Veiller à préserver la qualité des eaux douces et un débit acceptable, minimiser l'érosion et les déplacements de sol et stabiliser les pentes par une bonne gestion des forêts dans les bassins hydrographiques.
- Conserver des échantillons représentatifs d'une région biologique (province, biome ou habitat) dans un état relativement non modifié par l'homme moderne et éviter la disparition des espèces et l'érosion de la diversité génétique.
- Maintenir les zones et les caractéristiques essentielles aux processus écologiques, tels que les migrations et les cycles biologiques, et restaurer les zones dégradées.
- Protéger les sites présentant une importance culturelle ou archéologique.
- Veiller à l'approvisionnement en produits ligneux et non ligneux afin de satisfaire la demande locale, nationale et internationale.
- Créer des installations et des possibilités pour le tourisme, les loisirs, l'éducation environnementale, la recherche et le suivi.
- Conserver le plus grand nombre de possibilités d'utilisation future des terres.

L'élaboration et la mise en œuvre de plans de gestion forestière à la suite d'un processus de consultations entre la société civile (en particulier les communautés locales), le gouvernement et le secteur privé contribuent à la prise en compte des besoins des différents utilisateurs des forêts. Le plan de gestion peut comporter des mesures destinées à prévenir la dégradation des services écologiques et à enrayer la disparition des gènes, des espèces et des habitats forestiers, et permettre ainsi aux forêts de continuer à fournir leurs biens et leurs services. Pour répondre à ces différents besoins et élaborer des plans d'aménagement polyvalents, différents types d'informations doivent être réunis.

Encadré 3: Informations requises en vue de la planification de la gestion forestière

- Caractéristiques physiques: emplacement; superficie; altitude; topographie; drainage; infrastructures (y compris les villages); climat.
- Ressources biologiques: biodiversité; abondance et rendement des espèces commerciales.
- Cadre social, politique et juridique: densité démographique, avec évaluation de la proportion et de la répartition des populations autochtones, des groupes locaux et des implantations récentes; schémas d'utilisation des forêts par les différents groupes; législation nationale et droit coutumier relatif à la propriété foncière, à l'utilisation et à la gestion des forêts, et efficacité de ces lois.
- Contexte économique: quelles sont les politiques économiques et les forces du marché ayant une incidence sur le taux d'exploitation des différentes ressources forestières (y compris les terres boisées)?

Les chercheurs qui recensent la biodiversité se doivent de présenter leurs résultats sous une forme compréhensible pour les parties ayant un intérêt dans la gestion des forêts (et pas seulement pour les techniciens et les scientifiques) afin que l'information sociale, économique et biologique puisse être mise à profit et que les populations locales, le gouvernement et les entreprises privées puissent en profiter.

Ces résultats doivent en outre faire le lien entre la disponibilité des ressources forestières et les grands schémas nationaux ou régionaux de développement et d'utilisation des forêts. Les questions d'enquête doivent être rédigées en fonction des schémas d'utilisation des forêts mis en évidence par d'autres investigations: enquêtes auprès des ménages, enquêtes de marché sur l'exploitation commerciale, entretiens avec les marchands ambulants, visites sur les marchés de viande de brousse et autres (voir la Section 2.6). Les relations entre les données collectées en forêt et hors des forêts doivent être soigneusement examinées.

2.3 Recherches sur la diversité biologique des forêts

La réalisation des recensements décrits dans ce manuel permettra d'identifier les besoins de recherche et les résultats obtenus devraient également offrir un début de réponse à nombre des questions posées par la recherche. Bien que le manque de temps soit l'un des principaux facteurs

limitants durant les recensements, notons que les données sont d'autant plus robustes qu'elles s'accumulent au fil des jours, des mois et des années. Ce manuel porte sur les toutes premières étapes du travail, l'objectif étant de se faire une idée de la présence ou de l'absence des espèces et d'estimer l'abondance relative de certaines des espèces les plus fréquentes et les plus visibles. Compte tenu de la mauvaise visibilité dans les forêts, un suivi écologique exhaustif permettant d'obtenir des données fiables exigerait beaucoup de temps et d'effort (voir par exemple Walsh & White, 1999; Plumptre, 2000; White & Edwards, 2000).

Le recueil des informations nécessaires à la gestion d'utilisations multiples se heurte à de nombreux obstacles, l'un des plus importants étant sans doute la rareté des équipes de recherche pluridisciplinaires; par ailleurs, on ne s'est guère attaché à élaborer des méthodes intégrant les aspects biologiques, sociaux et économiques. C'est un domaine de recherche essentiel qui devrait développer les acquis des études ethnobiologiques et socioéconomiques et permettre ainsi de tenir compte des intérêts d'intervenants très divers dans le processus de planification. Ceci est particulièrement vrai pour les communautés locales et autochtones qui en savent long sur la biodiversité et sur sa gestion.

Des recensements de type participatif ont déjà été réalisés en forêt; les spécialistes locaux sont chargés de la planification et de l'exécution des travaux en collaboration avec d'autres parties, ce qui permet de se mettre d'accord sur l'abondance des ressources ou de surveiller les schémas d'utilisation des forêts. Des programmes de formation de « parataxonomistes » ont même été organisés au profit de spécialistes locaux pour associer leurs connaissances aux informations scientifiques et techniques. De ce point de vue, il est important que tous les travaux de terrain soient conduits conformément aux normes internationales et aux principes juridiques et déontologiques (voir ci-dessous) ainsi que dans le plein respect des connaissances locales.

Au nombre des priorités immédiates de la recherche appliquée devrait figurer la mise au point de méthodes de recensement utiles pour le suivi et la réalisation d'inventaires rapides en réponse à divers problèmes. L'un des objectifs complémentaires de ce manuel est de faire reconnaître la nécessité d'une meilleure prise en compte de la biodiversité dans les évaluations d'impact sur l'environnement réalisées dans les forêts d'Afrique. Pas grand-chose n'a été fait jusqu'ici pour élaborer des indicateurs ou des critères de la diversité biologique en vue de l'évaluation ou de la surveillance des impacts de la construction de routes, de l'agriculture ou d'autres activités de développement sur la biodiversité des forêts avoisinantes.

En dépit de l'urgence de ces problèmes de gestion, la recherche

fondamentale sur la biodiversité des forêts demeure essentielle et nombre des constats sur leur situation écologique, figurant dans les chapitres suivants, sont fondés sur des années de recherche méticuleuse. De plus, les informations accumulées pendant de nombreuses années sur les populations étudiées dans les mêmes sites permettent de comparer les résultats obtenus dans le cadre de recensements rapides aux chiffres connus des populations animales. De nouvelles recherches devront être entreprises afin de comprendre les facteurs déterminants pour la densité des populations animales et végétales et les aspects des interactions entre végétaux et animaux qui président à la santé des écosystèmes forestiers. En outre, les recherches taxonomiques doivent être poursuivies afin que les noms corrects soient systématiquement assignés aux espèces repérées sur le terrain.

2.4 Principes déontologiques et juridiques

Que les recensements entrepris sur le terrain soient de courte ou de longue durée, qu'ils soient confiés à des chercheurs du pays ou à des chercheurs étrangers, il convient de respecter les normes déontologiques et juridiques internationales (voir par exemple Fauna & Flora International, 2000). Plusieurs institutions, notamment des organisations à vocation anthropologique, ont élaboré des normes en la matière et le lecteur doit s'y référer en cas de doute quant aux activités prévues. En règle générale, il convient de:

- se procurer les permis de recherche officiels, y compris les autorisations de collecte et les permis d'importation de matériel, et de faire approuver, par une institution nationale associée, les travaux de recensement envisagés par une institution nationale. Il faut également veiller à mentionner cette institution dans tous les ouvrages produits (notamment les rapports, les livres et les articles scientifiques, les films, etc.) et lui faire parvenir copie de ces ouvrages, ainsi qu'aux services publics concernés;
- s'attacher à travailler en collaboration avec les institutions locales et par leur intermédiaire, en s'appuyant sur leurs capacités et en tenant compte de leur avis. Dans la mesure du possible, on essaiera de développer les capacités locales. Si l'on recrute des agents de terrain sur place, on veillera à respecter le code du travail en vigueur;
- collecter les spécimens d'animaux de manière non cruelle et éthique, ne prélever que les spécimens strictement nécessaires aux besoins de la science et limiter le plus possible la souffrance infligée aux animaux;
- tenir compte des croyances, des coutumes et des droits des communautés locales, et ne pas s'approprier leur propriété intellectuelle.

2.5 Préparatifs

Une campagne réussie exige une bonne planification et une bonne préparation. Il faut en particulier définir clairement la raison d'être et les objectifs du recensement, ce qui déterminera la nature des informations à collecter et donc, la méthodologie la mieux adaptée. Avant d'engager les travaux, il faut également réfléchir à la manière dont les données seront analysées. C'est un aspect capital pour l'élaboration du plan d'échantillonnage. Bien que l'analyse des données ne puisse être examinée de façon détaillée dans le cadre de ce manuel, quelques considérations élémentaires sont proposées ici pour établir l'adéquation de la méthode avec l'analyse statistique envisagée.

On trouvera dans chaque chapitre des indications sur la détermination des espèces. Il est toutefois vivement conseillé de passer du temps dans les musées pour examiner les spécimens de collection, de lire attentivement les guides pratiques et de visiter des sites de recherche. Pour l'ensemble des méthodes présentées ici, il est recommandé de consulter des spécialistes et d'élaborer une liste d'espèces pour les forêts ou les régions visitées.

Outre les ouvrages généraux de référence, les projets d'atlas peuvent fournir des indications très utiles sur la présence possible de certaines espèces dans une région. Ainsi, des projets d'atlas aviaires sont en cours ou achevés dans plusieurs pays (par exemple, pour l'intégralité de l'Afrique australe, le Kenya, la Tanzanie et l'Ouganda) et une liste des espèces répertoriées dans une maille donnée de l'atlas (ou un point de l'atlas, dans le cas de l'Ouganda) peut généralement être obtenue sur demande aux coordonnateurs des projets de recherche.

Outre l'identification des espèces, plusieurs des méthodes de recensement présentées ici reposent sur une estimation précise des distances. Il est très important de s'exercer à estimer les distances avant de commencer le travail. Si vous comptez utiliser une distance maximale de 25 mètres, par exemple, allez en forêt, estimez cette distance et mesurez-la pour évaluer la précision de votre estimation. Continuez à vous entraîner jusqu'à ce que vous soyez capable d'estimer précisément cette distance dans cet habitat. Il est aussi très important de vous entraîner dans une végétation semblable à celle où vous tracerez vos transects; les distances sont perçues très différemment en terrain nu et dans la forêt dense, et les pas ont tendance à être beaucoup plus courts quand on doit enjamber des arbres, éviter des fourmis magnans ou traverser des marécages. Il est donc essentiel que toutes les personnes amenées à estimer des distances le fassent avec précision.

Les difficultés d'estimation des distances, et notamment l'appréciation différente qu'en ont diverses personnes (voir Mitani *et al.*, 2000), plaident en faveur des télémètres optiques. La précision et la fiabilité de ces instruments

en font des outils précieux sur le terrain, d'autant plus que tous les recensements sur transect prennent pour hypothèse des distances exactes. Les télémètres optiques sont faciles à maîtriser et sont généralement bon marché par rapport au coût total des recensements.

Matériel de recensement

Tous les chapitres précisent le matériel et/ou le personnel nécessaire pour les différentes méthodes de recensement; toutefois, certains instruments de base sont communs à toutes les méthodes et peuvent donc être considérés comme essentiels sur le terrain. Il va sans dire que l'on doit se munir de vêtements, de chaussures, de sacs et de matériel de camping adaptés.

- **Un carnet** (avec un sac plastique pour le protéger de la pluie): de nombreuses personnes préfèrent utiliser des classeurs à feuillets mobiles de manière à n'amener sur le terrain que les feuillets nécessaires aux travaux prévus. Les notes précédentes peuvent être conservées à l'abri et être photocopiées dès le retour. On n'insistera jamais assez sur l'importance de conserver une copie de tous les enregistrements (soit en utilisant du papier carbone sur le terrain, soit en photocopiant ses notes) ou de faire une double sauvegarde électronique des données. Les ordinateurs portables et les assistants numériques personnels (PDA) sont en passe de révolutionner la collecte et la saisie des données.
- **Des fiches ou des formulaires d'enregistrement des données:** ces formulaires peuvent être préparés et photocopiés d'avance ou être reproduits schématiquement dans un carnet de notes.
- **Des cartes topographiques** de la zone d'étude à la plus grande échelle possible, ainsi que des cartes des pistes, des chemins, etc. s'il en existe (vous avez peut-être établi vos propres cartes à l'occasion de premières campagnes de reconnaissance).
- **Un compas prismatique** (sous étui de protection): c'est un outil essentiel pour dresser des cartes, déterminer les trajectoires de recensement et aider les équipes à revenir au camp si elles se perdent.
- **Des crayons/stylos:** les portemines qui n'ont pas à être taillés sont très pratiques, de même que les stylos à encre indélébile. Il est déconseillé d'utiliser des stylos à encre ordinaire pour l'enregistrement des données, car leur encre n'est pas indélébile, et si votre carnet de notes venait à être mouillé, toutes les données seraient perdues.
- **Des torches** (de préférence à six piles) et des lampes frontales pour le travail de nuit (ne pas oublier de prendre des ampoules et des piles de rechange).
- **Une montre et/ou un chronomètre** (aisément lisible dans la pénombre).

- **Un guide d'identification des espèces:** la section Méthodes des différents chapitres donne davantage d'indications sur la question. On laissera au bureau ou au laboratoire les ouvrages de référence encombrants et on se munira plutôt de guides pratiques légers et compacts. Il est conseillé d'apporter une liste des espèces répertoriées dans la zone ou, à défaut, une liste provisoire des espèces probablement présentes.
- **Des jumelles:** c'est le matériel essentiel pour le recensement des grands mammifères et des oiseaux. La puissance des jumelles est généralement exprimée comme suit: 7 x 30 ou 8 x 40 ou autre, le premier chiffre représentant le grossissement et le second, le diamètre de l'objectif en millimètres. Plus ce deuxième chiffre est élevé, plus la luminosité est forte. Pour travailler en forêt, il est préférable d'opter pour un champ de vision important et une forte luminosité. Un grossissement de 7 ou 8 est idéal; un grossissement supérieur (de 10) permet d'identifier plus facilement les oiseaux au sommet des arbres, mais sera moins efficace pour un travail rapproché. Le diamètre de l'objectif doit être d'au moins 40. Un télescope (monté sur un trépied léger) peut être étonnamment utile pour identifier les oiseaux en haut des arbres. Dans l'idéal, jumelles et télescopes devraient être étanches; à défaut, il faut emporter des sacs plastiques résistants pour les protéger de la pluie (les sacs à fermeture éclair sont très pratiques).
- **Du matériel photo:** un bon appareil est souvent utile pour prendre des photos de la zone de recensement, des différents types d'habitat, des signes d'activité humaine, des spécimens capturés ou recensés, etc. La gamme disponible va des appareils Instamatic bon marché permettant de faire des photos élémentaires des zones étudiées, des animaux ou de leurs traces, aux appareils plus coûteux avec téléobjectifs qui donnent des images de qualité que l'on peut utiliser pour les campagnes de sensibilisation et les supports didactiques. Il est recommandé de se munir de films de différentes sensibilités, de plusieurs objectifs, d'un flash (pour les conditions de faible luminosité), ainsi que d'un sac de protection. Compte tenu de la baisse des prix et de l'amélioration de la résolution, les appareils photo numériques sont devenus des outils très précieux pour l'identification des espèces, l'enregistrement des habitats étudiés, etc. Une photo numérique des lignes de pièges (ou des spécimens) est un complément rentable, ou du moins précieux, aux descriptions écrites des habitats ou des spécimens.
- **Un télémètre optique (ou laser):** pour l'estimation des distances.

- **Un GPS** (facultatif): pour enregistrer le début et la fin des transects ou la position des points de comptage.
- **Une trousse de premiers secours** (voir ci-après).

Rien ne vaut l'expérience, dit-on, et si vous n'avez pas fait beaucoup de recensements, veillez à engager dans votre équipe des agents de terrain chevronnés qui pourront vous assister.

2.6 Quelques mots sur les enquêtes sur les marchés, les questionnaires et les entretiens

Bien que la question ne soit pas reprise pour chacun des groupes d'animaux, deux autres méthodes d'enquête sont particulièrement utiles pour le recensement des vertébrés des forêts d'Afrique: les enquêtes sur les marchés et les enquêtes par questionnaire ou entretiens.

Les marchés locaux peuvent fournir des indications très utiles sur la faune locale, notamment pour les enquêtes génériques. C'est particulièrement vrai pour les vertébrés d'Afrique centrale et occidentale étant donné l'essor du commerce de viande de brousse. On trouve souvent en vente sur les étals des marchés des mammifères morts tels que de petites antilopes (notamment des céphalophes), des singes, des chimpanzés, des gorilles, des pangolins et des rongeurs, en particulier des aulacodes ou rats de roseaux, comme on les appelle en Afrique de l'Ouest. Il est souvent très difficile de déterminer l'origine des viandes vendues sur les marchés, surtout quand elles sont fumées, qu'elles ont été transportées sur de longues distances et par de nombreux intermédiaires.

À l'échelon local, il est encore plus important d'interroger les gens, qu'il s'agisse de petits exploitants locaux, notamment ceux qui chassent et posent des pièges, ou d'agents des services des forêts, de la faune et de la flore sauvages, des parcs nationaux ou de tout autre service public. Ils en savent long sur les animaux de l'endroit où ils vivent et travaillent, mais il faut systématiquement vérifier leurs dires. Ainsi, les villageois ont souvent du mal à reconnaître les animaux sur les photos des guides; des erreurs peuvent se produire parce qu'ils utilisent les noms locaux, ou pour toute autre raison. Les chasseurs, qui sont souvent les mieux informés, n'aiment guère partager leurs informations sur le lieu de leur prochaine chasse. Seules les informations et les descriptions claires provenant, dans l'idéal, de sources indépendantes, seront retenues et saisies dans les bases de données après vérification.

Malgré les limites des enquêtes sur les marchés et des entretiens que

seuls plusieurs mois de travaux sur le terrain permettent de surmonter, des informations précieuses peuvent être ainsi recueillies sur l'écologie des animaux des forêts, la situation des populations et l'importance des menaces qui pèsent sur elles. Des investigations très utiles ont d'ailleurs été menées sur les animaux des forêts du Sierra Leone (Davies & Richards, 1991), du sud-est du Nigeria (Angelici *et al.*, 1999) et de la République démocratique du Congo (Dupain *et al.*, 2000).

2.7 Santé et sécurité

Les risques pour la santé et la sécurité sont nombreux durant les recensements, en particulier les risques de blessures, d'infections et de maladies.

Les précautions à prendre durant les campagnes d'observation relèvent globalement du bon sens: être correctement vêtu, utiliser le matériel adéquat et, dans la mesure du possible, travailler en équipe de deux plutôt que seul. Lorsqu'on quitte les pistes bien tracées, il est bon de se munir d'une carte, d'un GPS ou d'une boussole, et d'indiquer aux autres membres de l'équipe à quel endroit on travaille. Une campagne bien organisée impose de disposer à tout moment d'une trousse de premiers secours que tout le monde sait où trouver et comment utiliser. Avant le début de l'expédition, il est bon d'interroger les médecins sur les problèmes susceptibles de se poser afin de constituer une trousse de premiers secours adaptée à vos besoins.

Lorsqu'on travaille avec de grands mammifères, comme les primates, les ongulés et les carnivores, les risques sont évidents. Il faut être constamment sur le qui-vive, conscient de ce qui se passe alentour et ne pas se laisser absorber dans l'observation d'un oiseau ou d'un reptile au point de ne plus prêter attention aux espèces plus dangereuses.

Les risques de maladie ou d'infection par des ectoparasites sont également élevés quand on manipule de petits mammifères, des reptiles et amphibiens ou des oiseaux. Selon le travail envisagé, des gants et un masque de protection sont nécessaires. Il faut se laver soigneusement les mains après avoir manipulé des animaux. Signalons également les zoonoses dont les animaux sauvages sont porteurs et qu'ils peuvent transmettre à l'homme par contact. Inversement, l'homme peut transmettre ses maladies et ses parasites aux animaux (par exemple, le virus de la grippe aux gorilles) et les personnes travaillant sur le terrain doivent écarter de l'équipe toute personne malade.

Un avis médical doit être demandé, mais il est sage de se faire vacciner contre le tétanos et la rage. Plusieurs injections peuvent s'avérer nécessaires et un délai suffisant doit donc être prévu avant le début de la campagne. De même, les traitements antipaludéens doivent être démarrés plusieurs jours

avant le départ et poursuivis pendant plusieurs semaines après avoir quitté la zone impaludée.

Des indications complémentaires sur la santé et la sécurité sont fournies en cas de besoin dans les différents chapitres.

2.8 Bibliographie

Angelici, F.M., Grimod, I. & Politano, E. (1999). Mammals of the Eastern Niger Delta (Rivers and Bayelsa States, Nigeria): An environment affected by a gas-pipeline. *Folia zool.* 48 (4): 249–264.

Davies, G. and Richards, P. (1991). *The Rainforest in Mende Life*. Unpubl report. Escor/ODA, London.

Dupain, J., van Krunkelsven, E., van Elsacker, L. & Verheyen, R.F. (2000). Current status of the bonobo (*Pan paniscus*) in the proposed Lomako Reserve (Democratic Republic of Congo). *Biol. Cons.* 94 (3): 265–272.

Fauna & Flora International. (2000). Code of conduct for researchers. *Oryx* 35 (2): 99.

Mitani, J.C., Struhsaker, T.T. & Lwanga, J.S. (2000). Primate community dynamics in old growth forest over 23.5 years at Ngogo, Kibale national park, Uganda: implications for conservation and census methods. *Int. J. Primatol.* 21: 269–286.

Newmark, W.D. (1991). Tropical forest fragmentation and the local extinction of understorey birds in the East Usambara Mountains, Tanzania. *Conserv. Biol.* 5: 67–78.

Noss, R.R. (1990). Indicators for monitoring biodiversity: a hierarchical approach. *Conserv. Biol.* 4: 355–364.

Plumptre, A.J. (2000). Monitoring mammal populations with line transect techniques in African forests. *J. Appl. Ecol.* 37: 356–368.

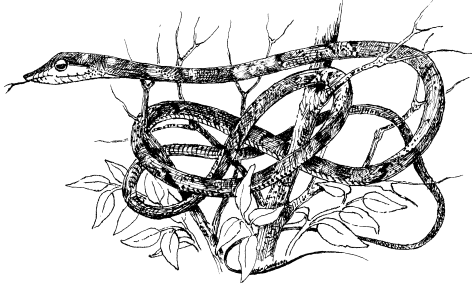
Walsh, P.D. & White, L.J.T. (1999). What it will take to monitor forest elephant populations. *Conserv. Biol.* 13: 1194–1202.

White, L. & Edwards, A. (2000). *Conservation Research in the African Rain Forests: a Technical Handbook*. Wildlife Conservation Society, New York, USA.

3. Les herptiles: amphibiens et reptiles

Kim Howell

Theleornis kirilandi



3.1 Biologie

L'herpétologie est l'étude des amphibiens et des reptiles, deux groupes qui seront collectivement désignés sous le nom de « herptiles » dans ce chapitre.

Les amphibiens (Classe des Amphibia)

Les amphibiens les plus connus sont les grenouilles et les crapauds, ou anoures, dont il existe environ 161 espèces en Afrique de l'Est, plus une dizaine d'espèces d'apodes ou de céciliidés (formes dépourvues de pattes) qui vivent dans les forêts du Kenya et de la Tanzanie; environ 600 anoures et 22 espèces de céciliidés ont été répertoriés sur le continent africain. Les apodes vivent principalement dans les sols humides et ne sortent qu'après les fortes pluies; bien que l'on puisse faire la même observation sur de nombreux anoures, les méthodes de recensement présentées ici ne portent que sur les grenouilles et les crapauds, à l'exclusion de quelques espèces totalement aquatiques. Par ailleurs, l'évaluation des formes larvaires n'est que brièvement abordée; cette question est traitée en plus grand détail dans l'ouvrage de Heyer *et al.* (1994) consacré aux méthodes de recensement des amphibiens.

La reproduction a un caractère extrêmement saisonnier chez la plupart des grenouilles et des crapauds. Durant les périodes sèches, nombre d'entre eux semblent purement et simplement disparaître; ils se réfugient dans des endroits où ils peuvent échapper à la sécheresse et on ne peut ni les voir de jour, ni les entendre la nuit. En période de pluie, les amphibiens réapparaissent et sont beaucoup plus actifs. Même s'ils ont tendance à rester dissimulés le jour, les mâles de nombreuses espèces de grenouilles et de crapauds coassent bruyamment la nuit, à la fois pour signaler leur présence aux femelles et pour défendre leur territoire contre les autres mâles.

Les reptiles (Classe des Reptilia)

Dans les forêts, on trouve principalement des serpents et des lézards,

bien que des tortues d'eau douce puissent habiter les zones humides et que des tortues terrestres vivent parfois à la lisière des forêts. Ces animaux appartiennent à différents groupes de reptiles: les lézards (y compris les geckos et les caméléons); les serpents; les amphibènes; les chéloniens (tortues marines, terrestres et d'eau douce); et les crocodiles. En Afrique subsaharienne, chacun de ces groupes compte environ le nombre d'espèces suivant: chéloniens (à l'exclusion des tortues de mer), 26; lézards, 680; amphibènes, 66; serpents, 466; et trois espèces de crocodiles. On ne connaît guère la répartition des reptiles en forêt et les listes d'espèces sont encore provisoires. En Tanzanie, par exemple, on a trouvé dans les dernières années au moins quatre espèces de lézards et deux espèces de serpents jusque-là inconnues (Broadley, 1994, 1995a, b; Broadley & Wallach, 1996; Pasteur, 1995); de nouveaux recensements s'imposent donc. Les reptiles sont présents depuis le sous-sol jusqu'au couvert forestier et se présentent sous des formes multiples allant du fousseur à l'arboricole.

3.2 Problèmes de gestion

Pour des raisons mal comprises (Wyman, 1990), les amphibiens semblent en régression dans le monde entier. D'après des études récentes, l'extinction de deux espèces de grenouilles des forêts ombrophiles résulte d'infestations fongiques (Berger *et al.*, 1998), tandis que dans d'autres régions, les infestations fongiques à l'origine de la mort des têtards ont été corrélées avec les changements climatiques et les rayonnements ultraviolets (Kiesecker *et al.*, 2001). Nous n'avons pas de données sur les impacts des pesticides, mais compte tenu de l'utilisation accrue des produits agrochimiques et de l'aggravation généralisée de la pollution des eaux, le taux de substances polluantes dans le milieu naturel et dans les tissus des amphibiens doit faire l'objet d'une étroite surveillance.

Comme dans les autres groupes de vertébrés, il semble y avoir une division nette entre les espèces forestières et celles d'autres milieux, de même qu'il existe une forme distincte de dépendance à la forêt que l'on ne retrouve pas hors des forêts denses (voir par exemple Howell, 1993). Les amphibiens inféodés à la forêt sont vulnérables à toute dégradation de la forêt, comme à son défrichement, et sont donc menacés dans de nombreuses régions d'Afrique. Nous ne comprenons toujours pas les causes physiologiques de cette dépendance à la forêt, mais il se pourrait que la raréfaction des cachettes et des refuges soit un facteur essentiel du déclin des populations d'anoures dans les forêts tropicales (Stewart & Pough, 1983; Howell, 1993), en particulier lorsque la qualité des forêts a été altérée et/ou que leur superficie a diminué.

Précisons que ce chapitre est surtout consacré aux amphibiens des

forêts qui se reproduisent dans les mares saisonnières ou n'ont pas besoin d'eau pour se reproduire (par exemple, les crapauds *Nectophrynoides* spp., les grenouilles *Arthroleptis* spp. et *Schoutedenella* spp. et certains microhylidés). Toutefois, de récentes études ont montré que même les espèces de savane qui se reproduisent dans les zones humides saisonnières trouvent refuge en forêt pendant la saison sèche.

Outre l'extinction localisée d'amphibiens et de reptiles inféodés à la forêt, du fait de sa dégradation ou de sa disparition, l'isolement de populations jusque-là continues peut poser un problème supplémentaire. Il n'existe encore aucune donnée sur les effets à long terme de cet isolement. Cette situation a pour corollaire l'invasion possible d'espèces non dépendantes des forêts qui s'y introduisent depuis les zones dégradées, un phénomène qui a très souvent été constaté le long des routes forestières. Du fait du manque d'informations sur la situation en Afrique, il est difficile d'élaborer des modèles prédictifs de l'abondance des amphibiens et des reptiles fondés sur des données de capture et des mesures de la qualité de l'habitat.

De nombreux reptiles dépendants des forêts (et quelques amphibiens) sont recherchés par les chasseurs pour le commerce des animaux vivants et il faut être conscient de la pression exercée sur ces animaux, et particulièrement sur les populations subsistant dans des forêts déjà isolées ou dans des sites avoisinants souvent visités. Il convient d'y décourager les prélèvements commerciaux, de caméléons par exemple. Les grands reptiles semblent avoir un cycle biologique relativement long et les populations pâtiraient certainement de prélèvements intensifs dans des zones de petite taille.

Les amphibiens et les reptiles constituent des éléments importants de l'écosystème forestier, car ce sont d'importants prédateurs d'invertébrés ainsi que de petits vertébrés, tandis qu'ils sont eux-mêmes la proie des oiseaux et des mammifères. C'est aussi le cas des grands serpents (venimeux ou non) qui se nourrissent de rongeurs et sont donc très utiles à l'homme.

Les serpents posent un problème particulier du point de vue de la gestion étant donné que certaines espèces, notamment les plus grandes et les plus visibles, sont venimeuses et donc potentiellement dangereuses pour l'homme (voir la Section 3.5); de manière générale, les serpents sont tués car on les juge nuisibles. En fait, les espèces dangereuses pour l'homme sont relativement rares; les gestionnaires doivent le savoir et éduquer les populations en ce sens afin que l'on ne tue pas sans nécessité des espèces inoffensives. Ils se heurteront sans doute à des résistances de la part des populations locales dont les croyances considèrent que les serpents et d'autres « herptiles » sont dangereux.

3.3 Méthodes

Généralités

Compte tenu du manque de connaissances sur la plupart des amphibiens et reptiles de la forêt, les recensements visent principalement la constitution de listes d'espèces plutôt que l'élaboration d'indices d'abondance ou la réalisation d'études sur les populations (voir par exemple Broadley & Howell, 1991; Drewes & Vindum, 1994). Des travaux ont eu lieu en Afrique occidentale (Barbault, 1975) et en Afrique de l'Est (par exemple Western, 1974; Kreulen, 1979) pour estimer les populations de reptiles, mais ils portaient principalement sur les espèces très visibles et/ou de grande taille vivant en zone sèche et dégagée.

En conséquence, les méthodes normalisées permettant de quantifier les populations d'amphibiens et de reptiles sont relativement rares. En Afrique, elles n'ont été utilisées que pour l'étude des anoures et des reptiles vivant dans la litière végétale des forêts du Cameroun (Scott, 1982), ou pour celle des anoures présents dans des espaces ouverts tels que les petites mares saisonnières où ils se reproduisent (Bowker & Bowker, 1979). Aucune méthode satisfaisante n'a encore été élaborée pour échantillonner les grenouilles arboricoles, les apodes fouisseurs ou les reptiles du couvert forestier qui font l'objet de ce chapitre. Les caméléons, par exemple, sont difficiles à voir durant le jour et leur recensement s'effectue plus facilement de nuit (voir notamment Broadley & Blake, 1979; Jenkins *et al.*, 1999), tandis que les serpents se déplacent beaucoup et sont tout aussi difficiles à détecter. Les études des populations larvaires d'anoures font également défaut en Afrique de l'Est.

Identification

Il existe plusieurs guides pratiques et ouvrages de référence utiles pour l'identification des amphibiens. Frost (1985) a dressé une liste mondiale des espèces d'amphibiens qui a servi de base aux listes nationales et régionales; Schiotez (1999) s'est quant à lui intéressé aux grenouilles arboricoles d'Afrique. Il existe aussi des listes nationales pour l'Afrique, notamment: Stewart (1967) fait une présentation générale de certaines des espèces répertoriées en Afrique de l'Est; Rodel (2000) couvre plusieurs espèces des savanes d'Afrique occidentale; Fischer et Hinkel (1992) décrivent les formes présentes au Rwanda; Passmore & Carruthers (1995) examinent les grenouilles d'Afrique du Sud vivant principalement dans les espaces ouverts; Pitman (1974) s'est intéressé aux serpents d'Ouganda, tandis que Lambiris (1989) fournit des informations générales utiles sur la biologie de nombreuses espèces du Zimbabwe, ainsi que des illustrations des têtards. Au moins deux des guides les plus récents sont accompagnés d'enregistrements sur CD-ROM des cris de

grenouilles (Passmore & Carruthers, 1995; Rodel, 2000) qui permettent d'identifier les espèces sans avoir à prélever de spécimens.

Plusieurs guides pratiques traitent des reptiles: Branch (1998) couvre l'Afrique australe et comprend de nombreuses espèces communes des terres boisées (mais pas des forêts) d'Afrique de l'Est; MacKay & MacKay (1985) donnent des indications sur l'identification des serpents venimeux d'Afrique de l'Est; et Broadley & Howell (1991) fournissent des clés d'identification et une liste annotée des espèces de Tanzanie. L'ouvrage de Spawls *et al.* (2002) porte sur l'Afrique de l'Est, y compris le Rwanda et le Burundi. Au nombre des ouvrages plus anciens, citons Spawls (1978), qui dresse la liste des serpents du Kenya, et Schmidt & Noble (1919 – 1923), dont la réédition récente offre des descriptions des espèces d'Afrique de l'Ouest. L'ouvrage de Glaw & Vences (1994) serait aussi utile pour le recensement des amphibiens et reptiles de Madagascar.

3.3.1 Enquêtes génériques

Lorsqu'on visite une zone pour la première fois, que ce soit pour dresser une liste d'espèces ou procéder à une évaluation rapide des sites en vue d'études ultérieures, il est bon de procéder à une investigation générale pour réunir des informations de base.

Les enquêtes génériques fournissent au moins un minimum d'informations sur les espèces susceptibles d'être présentes dans la zone. Elles déterminent les espèces intéressantes et/ou inhabituelles et précèdent souvent des études plus détaillées. Dans la plupart des cas, elles sont réalisées en un temps assez bref et fondées sur des méthodes d'échantillonnage qualitatif plutôt que quantitatif et un plan d'échantillonnage sommaire. Elles sont malgré tout utiles, car elles permettent d'associer les populations locales aux activités et de gagner leur confiance et leur collaboration; les locaux connaissent très bien les animaux et leurs habitats et sans leur aide, on passe souvent à côté des espèces, même les plus communes.

Matériel

- Des sacs de toile (de tailles diverses: 80 mm x 500 mm à 140 mm x 1000 mm) et de plastique pour la collecte des spécimens.
- Un râteau ou une binette à manche court pour retourner les pierres, les souches, etc.
- Des gants de jardinage.
- Des pinces attrape-reptiles ou des crochets à serpent.
- Des pinces de plus petite taille (comme des pinces à artères) pour saisir les petits serpents ou immobiliser la tête des grands spécimens capturés ou maintenus en position à l'aide d'une fourche.

- Un lasso de capture pour les lézards (nœud coulant fixé au bout d'une canne permettant d'attraper les lézards par le cou).
- Un lance-pierres pour déloger les spécimens du couvert forestier.
- Une balance pour la pesée.

Sélection du site et procédure

i) Dans une enquête générique, il faut conjuguer plusieurs méthodes pour déterminer quelles espèces d'amphibiens et/ou de reptiles sont présentes. Quand on opère de jour dans des conditions de sécheresse relative, il faut inspecter les cachettes possibles, par exemple l'intérieur des souches en décomposition ou des écorces, la litière végétale (surtout entre les racines en contreforts), ainsi que les trous et les crevasses des arbres. Les anciens sites de sciage où subsistent de la sciure humide, des souches et des planches en décomposition sont aussi des plus propices. Si l'on cherche des microhylidés, il faut également inspecter les ornières, les coupes de sentiers et les billons.

ii) Depuis quelques années, on insiste de plus en plus sur la nécessité d'échantillonner des larves en plus des amphibiens adultes (par exemple, les têtards de grenouilles et de crapauds). Les larves de très nombreuses espèces africaines n'ont pas encore été décrites et lorsque les adultes ne sont plus présents sur le site, les têtards demeurent la seule indication de la présence de l'espèce. Il est donc essentiel d'échantillonner les têtards en les capturant à l'épuisette (pour les méthodes non quantitatives, on se contentera d'épuisettes confectionnées avec de la moustiquaire et un petit support en bois ou en métal) dans la végétation aquatique ainsi que sous les pierres et les bois morts des mares où ils ont tendance à se dissimuler. Les œufs des amphibiens permettent également d'identifier une espèce et doivent donc être collectés.

iii) Il est utile d'élever les têtards, si possible à partir d'œufs, afin d'observer leurs caractéristiques à mesure qu'ils se développent et d'identifier les espèces après la métamorphose des larves en adultes. Les têtards doivent alors être conservés en bocaux; nombre d'entre eux se nourrissent par filtration et survivent très bien dans de l'eau provenant de leur site d'origine, à condition qu'elle soit régulièrement changée. Des exemples de chaque stade de développement larvaire doivent être prélevés et conservés dans une solution de formol à 10 pour cent et soigneusement étiquetés. À défaut, on peut aussi prélever sur le terrain des spécimens à chaque stade de développement, de l'œuf à l'adulte. Ces deux méthodes nécessitent du temps, ce qui peut les rendre impraticables durant de brèves investigations. Une approche quantitative plus détaillée est proposée par Heyer *et al.* (1994) pour l'estimation des densités de têtards.

iv) Le recensement nocturne des amphibiens, et peut-être de certains geckos, impose une écoute des cris (et leur enregistrement) et un dépistage visuel des animaux dans leur aire de repos favorite à l'aide de torches et de lampes frontales. Des échantillons peuvent être prélevés dans les cours d'eau des forêts au moyen de pièges à fosse et de transects audio (à condition que le bruit de fond du courant ne masque pas le cri des grenouilles). Rappelons que si certains geckos et grenouilles séjournent sur le tapis forestier, d'autres vivent dans les arbres, à des hauteurs diverses pouvant aller jusqu'à cinq mètres.

v) Les reptiles sont souvent présents dans les sites recherchés par les amphibiens, notamment sous les rochers, sous l'écorce des arbres, etc. On peut aussi les trouver se chauffant au soleil au sol ou plus en hauteur. Il peut d'ailleurs être utile d'installer des plaques de métal, de bois ou de carton à proximité des chemins et des routes pour attirer les reptiles. Certains serpents, les geckos (dont aucune des espèces d'Afrique de l'Est ne peut être repérée par ses cris) et les caméléons doivent être collectés de nuit; les caméléons sont bien visibles lorsqu'ils sont endormis et on les trouve accrochés à la végétation à différentes hauteurs. N'oubliez pas de prélever des spécimens d'animaux fouisseurs, tels que les serpents aveugles et les lézards apodes qui sont rarement échantillonnés et mal connus. Il faut savoir que les espèces de grande taille comme les grenouilles du genre *Ptychadena* et certaines grenouilles arboricoles sont souvent sous-représentées dans les enquêtes génériques.

vi) Les méthodes indirectes permettent d'établir la présence d'une espèce, par exemple en s'informant auprès des habitants de l'endroit ou en examinant les déjections de certains prédateurs. Les os de reptiles dans les pelotes de régurgitation des chouettes, les restes de nourrissage des grands oiseaux de proie, en particulier les aigles couronnés (voir Msuya, 1993) et les restes de reptiles et d'amphibiens dans les déjections des mammifères sont tous susceptibles de fournir des indications sur la présence d'une espèce (voir Yalden, 1977). Ce sont des pistes importantes dans le cas des apodes et des lézards sans pattes dont la présence est rarement décelée avec les pièges classiques, mais qui peuvent être la proie de grands serpents.

vii) Les informations recueillies grâce aux enquêtes génériques permettent de découper des aires importantes en zones présentant des différences caractéristiques (par exemple: marécages; terres boisées; berges de rivière) ayant une incidence sur la répartition et l'abondance des herptiles. Des études et des recensements de plus grande envergure peuvent être entrepris ultérieurement dans chacune de ces zones pour dresser un inventaire complet des amphibiens et reptiles d'une région forestière.

Enregistrement des données

i) Pour chaque individu capturé, il faut enregistrer le nom de l'espèce (Formulaire 3.2). Si vous ne le connaissez pas, indiquez « Espèce A », etc.

ii) Relevez les mesures classiques de chaque spécimen ainsi que des indications sur le site géographique et son habitat. Les données générales à consigner sont les mêmes que pour les petits mammifères (Section 4.4), avec les différences qui s'imposent. Les notes et mesures complémentaires concernent notamment la longueur de la gueule (pour les reptiles), la couleur et la forme de l'iris ainsi que certaines caractéristiques anatomiques comme les yeux (globuleux, par exemple) et les pieds.

iii) La couleur de l'animal doit être indiquée avec, si possible, des photos couleurs ou numériques (certains chercheurs préfèrent prendre les photos une fois que l'animal a été anesthésié). La couleur est une caractéristique essentielle pour l'identification des amphibiens, or leurs couleurs vives tournent souvent au brun ou au blanc une fois qu'ils sont immergés dans une solution de conservation.

iv) Collectez des spécimens de référence et préservez-les (voir la Section 3.4).

Avantages et inconvénients

Les enquêtes génériques fournissent des informations utiles sur la présence des espèces, mais sont d'autant plus utiles qu'elles sont associées à d'autres techniques, comme l'aménagement de pièges à fosse ou l'examen de la litière végétale. Elles n'offrent toutefois aucune indication sur les populations et il est difficile de quantifier les résultats obtenus, notamment en raison des variations annuelles et saisonnières.

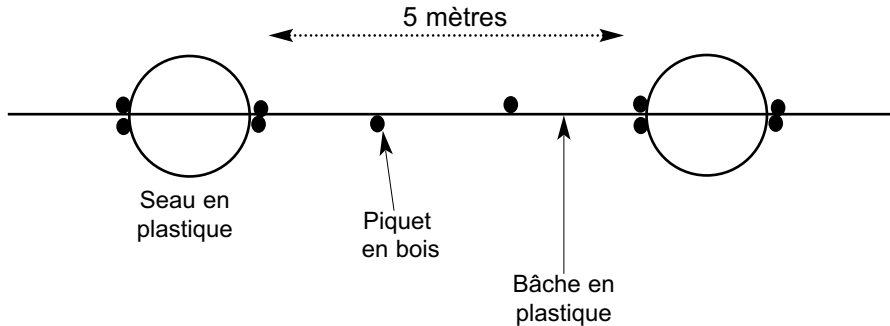
3.3.2 Barrières de dérivation et pièges à fosse

Cette méthode récemment mise au point pour échantillonner les petits mammifères des forêts s'est avérée particulièrement efficace pour l'échantillonnage des grenouilles du genre *Arthroleptis* qui vivent dans la litière végétale, ainsi que des crapauds *Bufo* et des lézards du tapis forestier.

Le piège fonctionne de la manière suivante: les animaux vivant au sol rencontrent une barrière dite « barrière de dérivation » qui les dévie en direction des pièges à fosse. En effet, plutôt que d'essayer de la traverser, de la détruire ou de creuser le sol pour passer dessous, ils choisissent la voie la plus simple qui consiste à suivre la barrière par la droite ou par la gauche, ce qui les mène tout droit dans les fosses.

De nombreuses configurations ont été essayées, avec des résultats divers (Bury & Corn, 1987). Le système présenté ici est le plus simple: la barrière de dérivation – une simple bâche en plastique – est posée en ligne droite, appelée ici « ligne de dérivation » (Figure 3.1), et les fosses sont de simples seaux en plastique de 20 litres.

Figure 3.1: Barrière de dérivation et pièges à fosse



Matériel

- Onze seaux en plastique (de 20 litres) ou tout autre récipient (par exemple de grosses boîtes de conserve vides) assez large pour que les animaux ne puissent pas le franchir d'un bond et assez profond pour qu'ils ne puissent s'en extraire. Il est important d'utiliser des récipients qu'on peut facilement se procurer. Il faut aussi prévoir des couvercles pour protéger les seaux par temps de pluie ou quand on ne peut pas surveiller constamment.
- Un rouleau de bâche en plastique (de 55 mètres de long). Le plastique peut être transparent ou de couleur, le noir étant alors la couleur la mieux adaptée, car les couleurs vives pourraient avoir une incidence sur la capturabilité de certaines espèces. La hauteur et l'épaisseur du matériau n'ont guère d'importance et sont fonction des disponibilités; la bâche en plastique est souvent vendue en rouleaux de grande longueur et d'environ 50 cm de large, ce qui permet de découper les panneaux nécessaires qui seront d'une hauteur constante. Tout autre matériau disponible localement peut être utilisé avec tout autant d'efficacité (par exemple, de la toile de polypropylène ou autre).
- Des piquets en bois pour fixer la bâche.
- Une agrafeuse et des agrafes pour fixer la bâche sur les piquets (à défaut, on peut y faire des trous et l'attacher aux piquets, mais cela prend davantage de temps).
- Une binette et une pioche suffisamment robustes pour briser les racines.
- Un mètre ruban ou une corde de longueur donnée.

Sélection du site

Les terrains humides et bas sont généralement propices à la pose des pièges, surtout dans le fond des vallées, mais il est bon de poser des rangées de pièges dans des situations et des habitats différents pour permettre les comparaisons. Rappelons que l'altitude est une variable importante pour la répartition des amphibiens. Pour pouvoir procéder à des comparaisons, la même méthode doit être utilisée sur chacun des sites d'échantillonnage.

Procédure

i) Configuration des rangées de pièges: chaque barrière de dérivation fait 55 mètres de long et des seaux sont enterrés tous les cinq mètres: en d'autres termes, si l'on a un seau au début et un en fin de rangée, il faut 11 seaux au total. Les 55 mètres de long ne sont pas impératifs et vous pouvez raccourcir la barrière en fonction des caractéristiques du site; il est cependant préférable d'utiliser une longueur et une configuration identiques pour comparer les taux de capture entre différents sites.

ii) Les seaux sont installés de manière à affleurer ou à se trouver légèrement en dessous du niveau du sol. C'est un aspect primordial, car il semble que les animaux ne gravissent pas la butée formée à la bordure d'un seau, alors que si le seau est au niveau du sol ou légèrement en dessous, ils y tombent systématiquement.

iii) La bâche doit être posée en continu, du premier au dernier seau, et passer au centre de chaque seau. Le meilleur moyen pour qu'elle reste verticale est d'enfoncer des piquets sur toute sa longueur, puis d'y agraffer la bâche. Il faut un piquet de part et d'autre de chaque seau, puis au moins quatre piquets pour maintenir la bâche entre chaque seau. La barrière n'a pas besoin d'être parfaitement rectiligne, d'autant qu'il faudra probablement contourner des arbres, de gros rochers ou d'autres obstacles.

iv) La végétation doit être défrichée sur tout le trajet de la barrière. La bâche doit parfaitement adhérer au sol; si elle est soulevée par des branchages, les animaux passeront par-dessous. Une fois que la barrière est posée et bien agrafée, on rapportera un peu de terre de part et d'autre de la bâche pour empêcher les animaux de se glisser par-dessous.

v) Il est utile de numéroter chaque barrière et de numéroter les seaux sur chaque ligne de dérivation. Le plus simple est d'accrocher un morceau de ruban de signalisation au piquet le plus proche. Dans la mesure du possible, relevez l'emplacement exact de la barrière avec un GPS ou en utilisant des coordonnées géographiques (latitude, longitude) pour permettre aux agents de terrain de retrouver son emplacement exact et de répéter l'échantillonnage. On peut aussi installer un balisage permanent signalant les sites des pièges et des barrières.

vi) Les feuilles et la terre tombées dans les seaux doivent être enlevées quotidiennement. Il faut aussi ôter régulièrement les pierres et les branches qui pourraient permettre aux animaux de s'échapper. Pour que l'eau de pluie s'évacue, il faut trouser le fond et le côté des seaux, ce qui les prive, en outre, de toute utilité du point de vue des habitants des environs!).

vii) Note importante: quand vous relevez les pièges tôt le matin, en fin d'après-midi, au crépuscule ou à tout autre moment où la lumière et la visibilité sont mauvaises, vous devez toujours utiliser une torche pour examiner l'intérieur des seaux. Outre la grenouille que vous vous apprêtez à ramasser, peut-être trouverez-vous aussi des scorpions, des scolopendres ou des serpents venimeux. **Regardez bien au fond du seau avant d'y plonger la main!**

viii) Une fois que vous avez achevé votre échantillonnage, enlevé les pièges et la barrière, il faut reboucher les trous creusés pour les seaux. Cela évite aux animaux de se faire piéger accidentellement ou de se blesser en traversant la zone. Le site pourra également se régénérer plus vite, ce qui est important si vous voulez y réaliser de nouveaux travaux d'échantillonnage à une date ultérieure.

Enregistrement des données

i) Vous devez prendre des notes détaillées sur l'habitat local, le type de sol, la quantité de litière végétale, le type de terrain, etc. pour chaque barrière de dérivation (Formulaire 3.2); vous pouvez aussi décrire l'environnement immédiat de chacun des seaux.

ii) Le nombre d'animaux capturés par nuit et par seau doit être soigneusement enregistré; ces données peuvent ensuite être cumulées pour calculer le taux d'efficacité de chaque piège de la barrière. Il faut impérativement noter le numéro du seau dans lequel chaque animal a été capturé, et non se borner à indiquer le nombre de prises par barrière. Ces informations facilitent les analyses ultérieures qui donnent des indications sur les caractéristiques des microhabitats liées à la capture de certaines espèces.

iii) Les indications sur les espèces capturées doivent être enregistrées sur le formulaire type (Formulaire 3.1).

Analyse des données

i) Dans la plupart des enquêtes génériques à base de pièges à fosse, on se contente de signaler l'efficacité des pièges, c'est-à-dire le nombre de prises par piège et par nuit. Ces données sont ensuite comparées avec celles obtenues avec d'autres types de pièges, comme les tapettes qui servent à la capture des petits mammifères.

ii) On peut aussi comparer l'efficacité des barrières de dérivation à différentes altitudes ou dans des habitats différents.

iii) Quand les données s'accumulent sur des périodes prolongées, on peut également étudier les caractéristiques des microhabitats en comparant l'efficacité des pièges, par exemple à proximité ou à distance d'arbres tombés.

iv) Le nombre cumulé d'espèces (n.c.e) et le nombre cumulé d'individus (n.c.i) peuvent être reportés sur des graphiques simples en fonction du nombre cumulé de nuits d'échantillonnage. Si la courbe des espèces (n.c.e) s'aplatit vers la fin de la période d'étude, indiquant que peu ou pas d'espèces ont été capturées dans les derniers temps, il est probable que la méthode d'échantillonnage a permis de détecter la plupart des espèces pouvant être mises en évidence de cette manière.

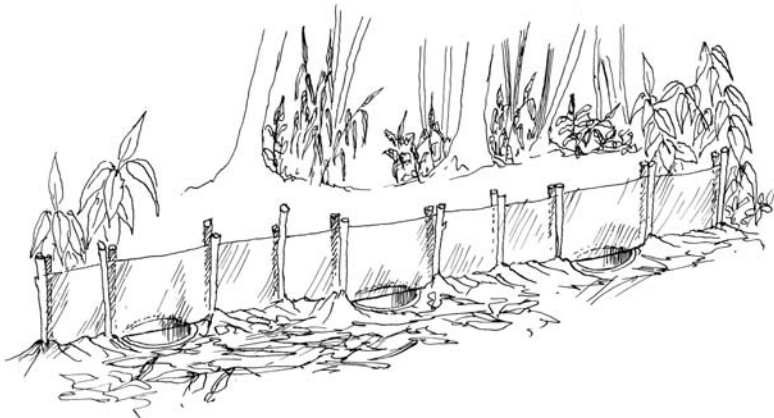
Avantages et inconvénients

i) Cette technique peut aisément être répétée ou modifiée en fonction des conditions locales et permet d'échantillonner simultanément les mammifères, les amphibiens et les reptiles. C'est aussi l'une des rares techniques permettant d'échantillonner les apodes et les reptiles fouisseurs qui émergent parfois du sol des forêts.

ii) De plus, elle n'est pas destructrice et peut être utilisée pour l'évaluation des populations par marquage et recapture (voir section 3.3.5). En revanche, elle n'est utile que pour les espèces du tapis forestier, ce qui exclut par exemple les grenouilles arboricoles.

iii) Les barrières de dérivation sont parfois endommagées par des animaux comme les potamochères ou les petites antilopes et doivent donc être réparées. Il est d'usage de relever les pièges tôt le matin et de nouveau en fin d'après-midi. Un coup d'œil rapide une ou deux heures après le coucher du soleil vous permettra de trouver les derniers animaux capturés et leur évitera de passer la nuit dans les seaux; dans les forêts sèches et froides, certains amphibiens peuvent mourir de déshydratation et/ou d'exposition aux intempéries, d'où la nécessité de vérifications fréquentes.

Figure 3.2: Barrière de dérivation



3.3.3 Passerelles suspendues

Cette méthode consiste à poser des pièges sur des passerelles suspendues dans le couvert forestier. Le piège se compose d'une passerelle en moustiquaire sous laquelle sont fixés des sacs en forme de cheminée appelés pièges à entonnoir. Le dispositif est ensuite hissé dans le couvert végétal au moyen de cordes et de poulies (voir Vogt, 1987, pour de plus amples détails et une photo). Le piège repose sur le principe que les reptiles emprunteront la passerelle pour se déplacer dans le couvert forestier.

Matériel

- De la moustiquaire en plastique.
- Du fil de métal galvanisé.
- Des ciseaux à métaux ou une cisaille.
- Une pince et une pince coupante.
- Deux baguettes d'acier (diamètre: 5 mm; longueur: un mètre) par passerelle.
- Quatre poulies; plusieurs passerelles peuvent être fixées à différentes hauteurs et raccordées au même système de cordes et de poulies.
- Du cordage nylon ou autre matériau non putrescible adapté aux poulies.

Sélection du site

Pour cette technique, on choisira un site où la passerelle est en contact avec le plus grand nombre d'arbres et de branches possible, tout en pouvant être hissée et abaissée avec le système de poulies.

Procédure

i) Le piège consiste en une plate-forme en moustiquaire plastique (Figure 3.3). On utilisera la largeur disponible dans le commerce (en général un mètre) et des longueurs de 15 mètres (ou toute autre longueur suffisamment maniable). La moustiquaire est renforcée sur toute sa longueur par un fil métallique (galvanisé si possible pour empêcher la rouille) passé de part et d'autre, ainsi qu'en perpendiculaire, à intervalles d'un mètre. Les fils perpendiculaires assurent la rigidité de la plate-forme. Une baguette d'acier d'un mètre de long (diamètre 5 mm) est fixée à chaque extrémité de la passerelle pour que l'entrée soit bien plate.

ii) Deux pièges à entonnoir (1 m x 0,8 m) sont ensuite fabriqués avec du grillage galvanisé de 8 mm x 8 mm et fixés sur la passerelle avec du fil galvanisé à intervalles de cinq mètres. La bouche des pièges est de même largeur que la passerelle, si bien que tout animal qui s'y déplace tombe directement dedans. Chaque extrémité du piège a une coulisse de ficelle ou de

corde; une fois que la passerelle a été hissée à la hauteur désirée, la coulisse peut être resserrée et attachée à un arbre ou à un rocher pour l'empêcher le piège de s'ouvrir sous l'action du vent ou de la pluie.

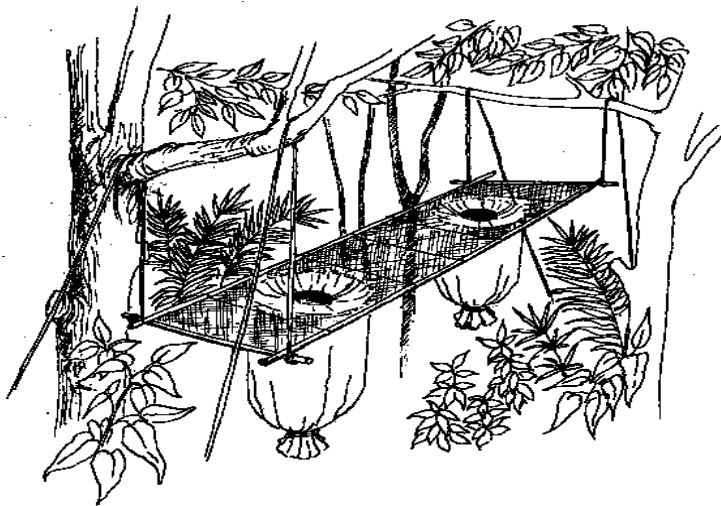
iii) Dans l'idéal, des passerelles devraient être installées à trois hauteurs différentes – trois mètres, 10 mètres et 15 mètres – sur le même système de cordes et de poulies qui permet de relever les pièges régulièrement, les deux extrémités des plates-formes pouvant être ramenées au sol simultanément.

iv) Les pièges doivent être régulièrement relevés, dans l'idéal le matin, le midi et en fin d'après-midi. En fonction de leur efficacité et de la taille des animaux capturés, il faudra peut-être prévoir des pièges plus profonds, surtout pour les grands serpents. Les informations sur les captures doivent être enregistrées sur le formulaire type (Formulaire 3.1).

Avantages et inconvénients

Sauf à monter dans les arbres et à capturer les animaux à la main, cette méthode semble être la seule qui permette d'échantillonner efficacement les espèces qui vivent dans le couvert forestier ou même à quelque distance du sol. Elle demande toutefois un gros travail et une bonne expérience. La prudence s'impose durant la pose et le démontage des passerelles et il est bon de se faire aider par une ou deux autres personnes pour éviter les chutes et les blessures.

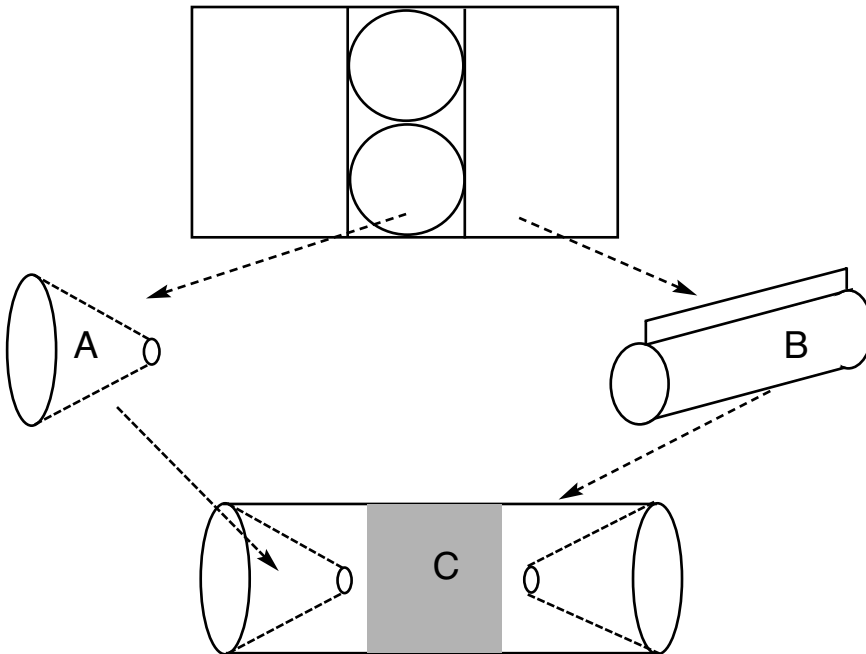
Figure 3.3: Passerelle suspendue



3.3.4 Piégeage des serpents

Fritts (1988) a mis au point un piège simple en moustiquaire métallique pour capturer les serpents. Appâté avec des plumes ou des déjections d'oiseaux, ce piège permet d'attirer les espèces arboricoles qui se nourrissent d'oiseaux. Certains serpents repèrent leur proie à l'odeur, tandis que d'autres réagissent aux stimuli visuels. C'est pourquoi il est bon d'essayer plusieurs types d'appâts. Cette technique est plus utile pour l'évaluation de populations ciblées plutôt que pour des enquêtes génériques (Figure 3.4). Elle a toutefois prouvé son utilité même sans appât et se prête bien au piégeage des lézards et des serpents; le dispositif fonctionne d'autant mieux qu'il est placé le long d'un obstacle naturel comme un arbre tombé, un rocher ou autre. On peut aussi envisager de l'associer à une barrière de dérivation, sur les terrains durs ou rocheux où on ne peut poser de pièges à fosse.

Figure 3.4: Fabrication d'un piège à serpents



Les différentes étapes de la fabrication d'un piège à serpents

- A) Former un entonnoir avec la moustiquaire en ménageant au bout une ouverture de 2,5 cm à 5 cm.
- B) Rouler la moustiquaire pour former un cylindre et agraffer les extrémités pour les maintenir en place.
- C) Insérer l'entonnoir dans le cylindre et relier deux cylindres entre eux avec de la moustiquaire.

Sélection du site

À moins que les pièges ne soient posés sur une grille d'échantillonnage, ils doivent être installés dans des endroits où le couvert est suffisamment dense pour attirer les espèces recherchées. Un piège situé en terrain totalement ou partiellement dégagé sera certainement bien moins efficace que s'il est posé le long d'un obstacle naturel ou d'un abri comme un arbre tombé, un rocher ou une souche. Les pistes empruntées par les petits mammifères sont également utilisées par les serpents en quête de proies et peuvent donc constituer des sites propices.

Procédure et enregistrement des données

Les informations concernant les captures doivent être enregistrées sur les formulaires types (Formulaires 3.1 & 3.2).

Avantages et inconvénients

Cette technique nécessite beaucoup de temps et de travail.

3.3.5 Capture, marquage et recapture

Quand les animaux sont capturés (par l'une des méthodes ci-dessus), marqués et relâchés, on peut échantillonner la même population à une date ultérieure, en appliquant la même méthode, afin d'en estimer la taille. La méthode de capture, marquage et recapture est exposée de manière détaillée dans Heyer *et al.* (1994) et résumée dans le chapitre suivant (Section 4.3.5).

La taille des doigts est la technique traditionnellement utilisée pour marquer les amphibiens et les reptiles: le nombre et la position des doigts taillés constituent, pour chaque animal, un code numérique unique qui permet de l'identifier lorsqu'il est de nouveau capturé. Lorsque l'on a recours à une méthode qui implique une mutilation, il faut prendre grand soin de ne pas risquer d'invalider l'animal.

D'autres chercheurs utilisent des marques ordinaires, voire de simples liens ou des élastiques passés à la taille des amphibiens (Muze, 1976); pour les serpents, des entailles ou des encoches peuvent être pratiquées sur certaines écailles ventrales (Ferner, 1979). Il faut relever la méthode de marquage et de numérotation dans un carnet de notes avant de libérer l'animal (Ferner, 1979; Waichman, 1992).

Le marquage des animaux pose des problèmes éthiques, notamment parce que de réelles souffrances peuvent leur être infligées si le travail est mal fait ou si l'on n'utilise pas la méthode appropriée. Avant de se lancer, il convient donc de discuter des méthodes de marquage avec des personnes ayant l'expérience des recensements.

3.3.6 Parcelles aménagées dans la litière végétale

Dans cette méthode, une zone de 2 m x 2 m (ou autre taille adéquate) est entièrement dégagée de sa litière végétale, puis on identifie et on compte tous les amphibiens qui s'y trouvent. Une « clôture » en plastique ou en métal peut être utilisée pour isoler la zone pendant l'échantillonnage. Scott (1982) a utilisé cette méthode pour échantillonner les anoues de la litière végétale au Cameroun.

Matériel

- Une clôture portable en plastique ou en métal pour isoler la parcelle (des plaques de tôle ou tout autre matériau comme les bâches en plastique utilisées pour la confection des barrières de dérivation (voir plus haut) d'une hauteur d'environ 15 cm sur un mètre de long ou de dimensions variées).
- Un râteau et/ou une binette à manche court.
- Des sacs à échantillons en toile ou en plastique pour la récupération des spécimens.
- Une balance à ressort (50 g, 100 g, 500 g, etc.).
- Un mètre ruban (30 m).
- Du matériel de conservation pour les spécimens de référence.

Sélection du site

La sélection du site sera fonction des objectifs de l'échantillonnage. Pour une enquête générique, plusieurs habitats de forêt doivent être étudiés, par exemple des terrains secs, pentus ou humides, des fonds de vallée, des terrains perturbés ou non, et ainsi de suite. L'habitat et les microhabitats de la zone sélectionnée doivent impérativement être décrits avec précision, en appliquant les règles habituelles. Si vous avez l'intention de comparer différents sites ou habitats, d'évaluer les différences dues à l'altitude ou encore la différence entre les sites perturbés et les sites intacts, il est bon de randomiser la zone échantillonnée dans un type d'habitat donné.

Procédure

i) Mesurez la zone à échantillonner et clôturez-la soigneusement. Fouillez soigneusement la litière à l'aide d'une binette ou d'un petit râteau et ôtez tout le matériel végétal pour le cas où des serpents ou des scorpions y soient dissimulés. Attrapez les animaux à la main et mettez-les dans les sacs de toile.

ii) Il est préférable d'échantillonner le plus grand nombre de sites possibles; il en faudra probablement une bonne vingtaine, avec des animaux,

pour satisfaire les critères des tests statistiques.

Enregistrement des données

Les informations sur les captures doivent être consignées sur les formulaires types (Formulaire 3.1).

Analyse des données

Cette méthode permet un calcul précis de la densité des populations. En mesurant la masse, on peut aussi calculer la biomasse par unité de surface. Selon la manière dont l'échantillonnage a été effectué, on peut comparer les résultats obtenus dans des habitats différents ou à des altitudes différentes, etc. Il faut ensuite calculer l'erreur type pour évaluer la fiabilité des estimations démographiques.

Avantages et inconvénients

Cette méthode ne permet d'échantillonner que les petits anoures de la litière végétale des forêts; elle demande beaucoup de travail, souvent à plusieurs. Dans certaines forêts, la densité des herptiles est trop faible pour justifier cette technique. Du fait des conditions des microhabitats et/ou de facteurs saisonniers, il peut arriver qu'on ne trouve aucun herptile dans une parcelle, tandis qu'on en trouvera beaucoup dans la parcelle voisine. Cette méthode ne convient donc pas pour les espèces ayant un microhabitat hautement spécifique.

3.3.7 Comptages à durée déterminée

Dans ce type d'enquête, l'observateur déploie un effort d'échantillonnage continu dans une zone donnée ou le long d'un transect pendant une période de durée déterminée. Cette méthode est difficile à appliquer à la plupart des reptiles et des amphibiens qui sont des animaux très cryptiques quand ils ne crient pas et qui se cachent souvent sous la végétation. Elle est cependant utile quand les animaux sont bien visibles, par exemple durant les rassemblements en période de reproduction.

Matériel

- Un chronomètre (ou une montre indiquant les secondes).
- Des sacs de toile ou de plastique.
- Du matériel d'échantillonnage et de conservation.

Sélection du site

À moins que l'on n'utilise une approche randomisée, il faut sélectionner ce qu'on pourrait considérer comme une situation, un site ou un habitat

typique. Si on échantillonne l'intégralité d'un site d'étude, il faut répertorier tous les types d'habitat présents qui doivent être caractérisés au moyen des méthodes types de description des habitats et de la végétation.

Procédure

i) Définissez la zone à échantillonner, puis déterminez une durée (5 à 25 minutes) pendant laquelle les recherches seront conduites de manière intensive en respectant les procédures prescrites. Reposez-vous environ cinq minutes entre chaque période d'échantillonnage. Quand le travail reprend, l'observateur se déplace lentement le long des transects ou des sentiers en s'attachant à repérer tous les animaux, devant, derrière, au-dessus et autour de lui.

ii) Heyer *et al.* (1994) ont décrit la procédure des comptages à durée déterminée pour les amphibiens et signalent que des variables telles que le temps consacré au comptage, la technique de collecte, le nombre et l'expérience des agents de terrain, la topographie et la taille de la zone échantillonnée, les conditions météo, le climat, la saison, la date et l'heure de la journée doivent toutes être prises en considération et contrôlées.

iii) Pour les amphibiens, il est préférable d'effectuer les recensements de nuit. Il est cependant utile, tant d'un point de vue biologique (le jour, on peut collecter les œufs, les larves et les adultes) que pour la sécurité (il est plus facile et plus sûr de se déplacer de nuit sur un terrain difficile qu'on a pu repérer durant la journée), d'examiner la zone à échantillonner pendant la journée.

Enregistrement des données

i) L'observateur note soigneusement le temps consacré à chaque site; si plusieurs personnes participent à l'enquête, on notera le nombre d'intervenants.

ii) Il faut également relever des informations générales sur le site, par exemple l'épaisseur de la couverture herbacée, la présence d'arbres tombés, etc. pour donner un tableau complet de la situation et permettre des comparaisons ultérieures. Une description détaillée des habitats en présence s'impose également.

iii) Le nombre et les espèces d'animaux observés et/ou capturés doivent être consignés. Les informations concernant les prises sont consignées sur le formulaire type (Formulaire 3.1).

iv) Les conditions météo, la phase de la lune (si le travail s'effectue de nuit), l'habitat, le nombre d'intervenants, le temps consacré à la recherche de spécimens, etc. doivent aussi être relevés dans un carnet de notes ou sur le Formulaire 3.2.

v) Pour débusquer les reptiles comme les amphibiens, il faut retourner les troncs abattus, chercher sous l'écorce des arbres, etc. Chaque agent doit noter le temps consacré à ce travail.

Analyse des données

Le temps de recherche est multiplié par le nombre d'agents pour obtenir le « temps de recherche total »; ce chiffre est ensuite rapporté au nombre d'observations par heure, qui peut s'appliquer au nombre d'espèces détectées ou au nombre d'animaux prélevés.

Avantages et inconvénients

Cette technique est probablement la meilleure pour échantillonner des animaux assez visibles à distance, ce qui signifie qu'en forêt, elle n'est probablement pas très utile dans de nombreux cas, sauf lorsque les amphibiens se rassemblent pour se reproduire. Elle pourrait aussi avoir son intérêt dans le cas des reptiles qui s'immobilisent pour laisser approcher leur proie, comme les geckos, et qui se postent souvent la nuit dans des endroits bien visibles; elle peut aussi se prêter au comptage nocturne des caméléons.

3.3.8 Comptages sur transects

Ces comptages peuvent être utilisés pour les espèces bien visibles comme les scinques qui détalent des sentiers à l'arrivée d'un observateur. Les méthodes de comptage sur transects sont exposées aux Chapitres 5 et 6. Jenkins *et al.* (1999) présentent une variante de la méthode pour le recensement nocturne des caméléons à Madagascar.

3.3.9 Cartographie des territoires

Cette technique est utile pour le recensement des lézards Lacertidae et des agames qui ont un comportement résolument territorial. L'emplacement de chaque mâle territorial doit être déterminé et reporté sur la carte de la zone d'étude. La méthode nécessite toutefois beaucoup de temps et de main-d'œuvre et devrait donc être réservée aux cas où l'on étudie une population ou une espèce précise.

3.3.10 Recensements acoustiques

Parker (1991) a démontré l'utilité des enregistrements audio pour les recensements de l'avifaune et ses arguments valent également pour les amphibiens. Les cris de nombreuses espèces de grenouilles ont été enregistrés (Schiotz, 1999; Passmore & Carruthers, 1995; Rodel, 2000); Heyer *et al.* (1994) suggèrent des protocoles pour l'enregistrement des cris des amphibiens. Cette technique n'a pas d'intérêt pour les reptiles, car aucune des

espèces d'Afrique n'a un cri suffisamment audible et régulier. Pour de plus amples informations sur les recensements acoustiques, on se reportera aux Sections 6.3.2.c et 7.3.9.

Matériel

- Un magnétophone portatif de bonne qualité ou un lecteur enregistreur de CD.
- Un micro et des piles.
- Des cassettes ou des CD vierges.
- Des enregistrements de coassements de grenouilles.
- Des sacs plastiques ou autres pour protéger le matériel audio de l'humidité.

Sélection du site

Les recensements acoustiques peuvent être de type générique; à défaut, l'échantillonnage peut être randomisé pour répondre à un schéma expérimental spécifique. Rappelons que certains anoures sont photophobes et qu'ils se manifestent donc moins et moins bruyamment durant les nuits où la lune brille que par les nuits sans lune.

Procédure et enregistrement des données

i) Il existe deux possibilités. La première consiste à enregistrer les cris tels qu'entendus, puis à essayer de capturer les animaux (de préférence un spécimen dont le numéro sera associé à l'enregistrement) pour les identifier. La deuxième est de poser l'appareil quelque part et d'enregistrer pendant cinq à 10 minutes tous les cris des amphibiens. S'il s'agit d'espèces sensibles à l'approche d'un observateur, on utilisera un micro muni d'un long câble, ce qui permet de positionner le micro à proximité de l'animal, puis de se retirer à une certaine distance pour enregistrer.

ii) Des informations complètes doivent être consignées sur l'habitat, l'heure du jour, le lieu exact, le nom de l'enquêteur, la température de l'air et de l'eau, et tout autre détail pertinent. L'enregistrement a la même valeur qu'un spécimen et doit donc être annoté tout aussi précisément. Les enregistrements longs de cris d'anoures sont très utiles et ils font défaut dans la plupart des phonothèques.

iii) On trouvera ci-après un modèle de formulaire pour les données audio inspiré de celui utilisé par la Macauley Library of Natural Sounds de l'Université Cornell (Formulaire 3.3).

Analyse des données

i) Les enregistrements des cris de spécimens isolés ou de communautés tout entières permettent de constituer des archives qui contribuent à

l'identification de la plupart des espèces uniquement à partir de leurs cris. Des enregistrements audio soigneusement annotés sont en outre reconnus comme des archives valides sur les espèces.

ii) Des copies de ces enregistrements devraient être déposées auprès de collections spécialisées afin que d'autres chercheurs puissent y avoir accès. Ces collections sont généralement conservées dans les musées nationaux, à la British Library of Wildlife Sounds (Royaume-Uni) et à la Macauley Library of Natural Sounds de l'Université Cornell, Ithaca, New York (États-Unis d'Amérique).

Avantages et inconvénients

Étant donné l'importance des cris dans la biologie des anoures, cette technique améliore considérablement la connaissance des espèces. L'oreille humaine est très peu fiable, à la différence des magnétophones qui captent tous les sons (dans les limites du micro et de l'appareil), offrant ainsi une archive durable pouvant être utile, plus tard, à d'autres chercheurs. Grâce aux enregistrements audio, on peut aussi identifier les espèces qui n'ont pas été vues ou entendues par l'observateur, ce qui permet de réaliser des analyses sonographiques en laboratoire.

3.4 Manipulation des spécimens

Étant donné notre connaissance rudimentaire des reptiles et des amphibiens des forêts, les experts ont besoin de spécimens pour les identifier et apporter les révisions nécessaires à leur taxonomie. Les spécimens prélevés sur le terrain doivent donc être soigneusement conservés (Knudsen, 1966; Broadley, 1973; et Heyer *et al.*, 1994, donnent des indications détaillées sur la question) et confiés à une institution, à un musée ou à une collection (voir la Section 4.4).

La collecte de spécimens de référence ou de plus grandes séries permet également d'évaluer d'autres données, comme la reproduction, et de recueillir des informations importantes sur la biologie des populations (par exemple, le nombre d'œufs par femelle). Il est capital de bien étiqueter les spécimens et d'y associer des renvois aux photos et aux notes de terrain.

Outre la conservation des spécimens entiers, de nombreux chercheurs recommandent de prélever systématiquement et de conserver à part des échantillons de tissus permettant des analyses ultérieures d'ADN. De même, il est extrêmement utile de conserver des échantillons de tissus en vue des analyses de résidus de pesticides, de métaux et d'autres substances polluantes, comme cela a été fait au Zimbabwe pour évaluer l'incidence des applications de pesticides (Lambert, 1993).

3.5 Santé et sécurité

Les amphibiens, comme les reptiles, peuvent abriter des ectoparasites et des endoparasites et peuvent aussi être infectés par des bactéries et des champignons. Globalement, ces risques n'ont guère inquiété les chercheurs, mais certains pays se sont récemment déclarés préoccupés par le fait que les chéloniens d'eau douce vendus comme animaux de compagnie pourraient être porteurs de salmonelle et provoquer des maladies. Lorsqu'on manipule des animaux, vivants ou morts, il faut respecter les précautions d'usage comme le port de gants et le lavage des mains avec du savon et du désinfectant.

Tous les amphibiens ont une peau glandulaire et certaines de leurs sécrétions sont toxiques, voire fatales, si elles sont ingérées. La plupart des crapauds (famille des *Bufo*), par exemple, ont des zones glandulaires spécialisées sur la peau et leurs sécrétions contiennent de puissantes toxines. D'autres anoures, comme les membres du genre *Phrynomantis* (anciennement *Phrynomerus*), sécrètent des substances hautement irritantes par leurs glandes dermiques. Qu'il s'agisse de crapauds ou de grenouilles, ces sécrétions ne sont généralement pas dangereuses pour les personnes qui les manipulent, sauf en cas de coupures ou d'égratignures où des irritations peuvent se produire. De même, elles peuvent provoquer de sérieuses douleurs ou des irritations en cas de contact avec les yeux, le nez ou la bouche (Howell, 1978) et la première chose à faire est de se rincer abondamment à l'eau ou avec d'autres diluants.

Comme Cansdale (1962) l'a fort bien démontré dans son ouvrage sur les serpents d'Afrique de l'Ouest, et contrairement à la croyance populaire, les morsures de serpents sont très rares. Les personnes qui ont été mordues se sont rarement retrouvées dans des états graves; on meurt plus fréquemment en bus ou en vélo que des suites d'une morsure de serpent.

Relativement peu d'espèces ont un venin qui peut être fatal pour l'homme. Bien que le risque soit faible, il faut tout de même éviter de se faire mordre, car le recensement des serpents implique une proximité considérablement accrue avec ces animaux. Le port de grosses chaussures de marche (en toile, en cuir ou en caoutchouc), de chaussettes épaisses et de pantalons de grosse toile pour protéger les jambes jusqu'aux genoux – là où on se fait généralement mordre par les serpents – est donc absolument indispensable. Des gants de protection (comme des gants de jardinage) et un crochet à serpents doivent être utilisés pour la capture et la manipulation des serpents. Dans le cas des cobras à cou noir, qui crachent leur venin en direction des yeux, des lunettes de protection s'imposent. Toutes ces précautions réduisent les risques de morsure.

Dans le cas improbable d'une morsure de serpent, il faut essayer de

capturer l'animal mort ou vif, sans prendre pour autant de risques supplémentaires, pour le montrer aux secouristes et aux médecins. Les serpents doivent être manipulés avec une prudence extrême et il est fortement conseillé d'apprendre à reconnaître les espèces venimeuses de l'endroit et d'éviter de les manipuler. On trouvera dans Spawls & Branch (1995) des indications détaillées sur les serpents venimeux et le traitement des morsures.

3.6 Conclusions

Notre connaissance de la biologie des amphibiens et des reptiles des forêts d'Afrique et de leur cycle démographique est à ce point rudimentaire qu'il faudra un travail de recensement considérable avant de pouvoir décider des mesures de gestion susceptibles d'enrayer les risques de disparition des herptiles.

Les enquêtes génériques et les pièges à fosse sont probablement les toutes premières méthodes à utiliser, quel que soit le site, ainsi que certaines des autres méthodes présentées ci-dessus, si le temps, les ressources et l'intérêt des travaux le justifient. Tant que l'on ne disposera pas de spécialistes correctement formés et de ressources financières pour la réalisation d'études détaillées des populations, les biologistes continueront de faire des enquêtes génériques signalant la présence d'amphibiens et de reptiles, et non les recensements et les études démographiques détaillées dont on aurait le plus grand besoin. Les listes d'espèces sont utiles, notamment les listes annotées qui fournissent des informations sur la conservation de la faune d'une zone particulière. Les questionnaires des forêts doivent être en mesure de reconnaître les assemblages hautement diversifiés de herptiles et/ou les espèces endémiques, rares ou menacées d'amphibiens et de reptiles présents dans la zone. Ceci leur permettra de convaincre les chercheurs et les institutions spécialisées de s'intéresser de plus près à ces populations.

3.7 Bibliographie

- Barbault, R. (1975). *Les peuplements de lézards des savanes de Lamto* (Côte d'Ivoire). *Annal. Univ. Abidjan. Ser. B. Ecol.* 8: 147–221.
- Bennett, D. (1999). *Reptiles and Amphibians: Expedition Field Techniques*. Royal Geographical Society, London, UK.
- Berger, L., Speare, R., Daszak, P., Greene, D.E., Cunningham, A.A., Goggin, C.R., Slocombe, R., Raga, M.A., Hyatt, A.D., MacDonald, K.R., Hinas, H.B., Lip, K.R., Marantelli, G. & Parkes, H. (1998). Chytridomycosis causes amphibian mortalities associated with population declines in the rainforests of Australia and Central America. *Proc. Natl Acad. Sci. USA* 95: 9031–9036.
- Bowker, R.G. & Bowker, M.H. (1979). Abundance and distribution of anurans in a Kenyan pond. *Copeia* 1979: 278–285.
- Branch, B. (1998). *Field Guide to the Snakes and Other Reptiles of Southern Africa*. 3rd edn. Struik, Cape Town, South Africa.
- Broadley, D.G. (1973). *Reptiles and Amphibians: Instructions for the Collection and Preservation*. Trustees of the National Museums and Monuments of Rhodesia. 5pp.
- Broadley, D.G. (1994). A review of *Lygosoma* Hardwicke and Gray 1827 (Reptilia: *Scincidae*) on the East African coast, with the description of a new species. *Trop. Zool.* 7: 217–222.
- Broadley, D.G. (1995a). A new species of *Scolecoseps* (Reptilia: *Scincidae*) from southeastern Tanzania. *Amphibia-Reptilia* 16: 241–244.
- Broadley, D.G. (1995b). A new species of *Prosymna* Gray (Serpentes: *Colubridae*) from Coastal Forest in northeastern Tanzania. *Arnoldia Zimb.* 10(4): 29–32.
- Broadley, D.G. & Blake, D.K. (1979). A field study of *Rhampholeon marshalli marshalli* on Vumba Mountain, Rhodesia (Sauria: *Chamaeleonidae*). *Arnoldia Rhod.* 8(34): 1–6.
- Broadley, D.G. & Howell, K.M. (1991). A checklist of the reptiles of Tanzania, with synoptic keys. *Syntarsus* 1: 1–70.
- Broadley, D.G. & Wallach, V. (1996). Remarkable new worm snake (Serpentes: *Leptotyphlopidae*) from the East African Coast. *Copeia* 1996: 162–166.
- Bury, R.B. & Corn, P.S. (1987). Evaluation of pitfall trapping in north-western forest: trap arrays with drift fences. *J. Wildl. mgmt* 5: 112–119.
- Cansdale, G.S. (1962). *West African Snakes*. Longmans, London.
- Drewes, R.C. & Vindum, J. (1994). Amphibians of the Impenetrable Forest, south-west Uganda. *J. Afr. Zool.* 108: 55–70.
- Ferner, J.W. (1979). *A Review of Marking Techniques for Amphibians and Reptiles*. Society for the Study of Amphibians and Reptiles Herpetological Circular No.9.
- Fischer, E. & Hinkel, H. (1992). *La Nature et l'Environnement du Rwanda*. Rheinmain Druck, Mainz, Germany.

- Fritts, T.H. (1988). Instructions for making screen-wire snake traps. In: *The Brown Tree Snake, Boiga irregularis, a Threat to Pacific Islands*, pp. 28–30. *US Fish Wildl. Serv., Biol Rep.* 88 (31), 36 pp.
- Frost, D.R. (Ed.) (1985). *Amphibian Species of the World*. Allen Press & Association of Systematics Collections, Lawrence, Kansas, USA.
- Glaw, F. & Vences, M. (1994). *A Field Guide to the Amphibians and Reptiles of Madagascar*. 2nd edn. Moos Druck, Leverkusen, Germany.
- Heyer, R.W., Donnelly, M.A., McDiarmid, R.W., Hayek, L.-A.C. & Foster, M.S. (1994). *Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard methods for Amphibians*. Smithsonian Institution Press, Washington, USA.
- Howell, K.M. (1978). Ocular envenomation by a toad in the *Bufo regularis* species group; effects and first aid. *EANHS Bull.* July/Aug: 82–84.
- Howell, K.M. (1993). Herpetofauna of the eastern African forests. Chapter 9. In: *Biogeography and Ecology of the Rain Forests of Eastern Africa*, pp. 173–210. (Eds. J.C. Lovett & S.K. Wasser). Cambridge University Press, Cambridge, UK.
- Jenkins, R.K.B., Brady, L.D., Huston, K., Kauffmann, J.L.D., Rabearivony, J., Raveloson, G. & Rowcliffe, J.M. (1999). The population status of chameleons in Ranomafana National Park, Madagascar, and recommendations for future monitoring. *Oryx* 33(1): 38–46.
- Kiesecker, M., Blaustein, A.R., Belden, L.K. (2001). Complex causes of amphibian population declines. *Nature* 410: 681–683.
- Knudsen, J.W. (1966). *Biological Techniques*. Harper & Row, New York, USA.
- Kreulen, D. (1979). Factors affecting reptile biomass in African grasslands. *Am. Nat.* 114: 157–165.
- Lambert, M.R. (1993). Effects of DDT ground-spraying against tsetse flies on lizards in NW Zimbabwe. *Environm. Poll.* 82: 231–237.
- Lambiris, A.J.L. (1989). *The Frogs of Zimbabwe*. Monografie X, Museo Regionale di Scienze Naturali, Torino.
- Larsen, D.P. (1993). The Reptiles of Korup National Park, Cameroon. *Herp. Nat. Hist.* 1(2): 27–90.
- MacKay, A. & MacKay, J. (1985). *Poisonous Snakes of Eastern Africa and the Treatment of their Bites*. Published by the authors, Nairobi, Kenya.
- Msuya, C.A. (1993). Feeding habits of crowned eagles *Stephaonaetus coronatus* in Kiwengoma Forest Reserve, Matumbi Hills, Tanzania. *Proc. VIII Pan-Afr. Orn. Congr.* 118–120.
- Muze, E.S. (1976). *Studies on the sex ratio and polymorphism in Hyperolius puncticulatus (Rhacophoridae) at Amani, Tanzania*. MSc thesis, University of Dar es Salaam, Tanzania.
- O'Shea, M. (1992). *Reptiles and Amphibians: Expedition Field Techniques*. Royal Geographical Society, London, UK.

- Parker, T.A. III. (1991). On the use of tape recorders in avifaunal surveys. *Auk* 108: 443–444.
- Passmore, N. & Carruthers, V. (1995). *South African Frogs: A Complete Guide*. Revised edition. Southern Book Publishers and Witswatersrand University Press, Johannesburg, South Africa.
- Pasteur, G. (1995). *Biodiversité et reptiles: diagnoses de sept nouvelles espèces fossiles et actuelles du genre de lézards Lygodactylus* (Sauria, Gekkonidae). *Dumerilia* 2: 1–21.
- Pitman, C.R.S. (1974). *A Guide to the Snakes of Uganda*. Revised edn. Wheldon and Wesley. 290pp.
- Rodel, M.O. (2000). *Herpetofauna of West Africa, Vol.1: Amphibians of the West African Savanna*. 332pp, including CD.
- Schiotz, A. (1999). *Tree Frogs of Africa*. Edition Chimaira, Frankfurt am Main, Germany.
- Scott, N.J. Jr. (1982). The herpetofauna of forest litter plots from Cameroon, Africa. In: Herpetological Communities. (Ed. N.J. Scott Jr.). *U.S. Dept. Int. Fish Wild Ser. Wild. Res. Rept. No.* 13: 145–150.
- Spawls, S. (1978). A checklist of the snakes of Kenya. *J. E. Afr. Nat. Hist. Soc and Nat.Mus.* 3 (67):1–18.
- Spawls, S. & Branch, B. (1995). *The Dangerous Snakes of Africa*. Blandford, Cassell Group, London.
- Spawls, S., Howell, K.M., Drewes, R.C. & Ashe, J. (2002). *A Field Guide to the Reptiles of East Africa*. Academic Press, London.
- Stewart, M. (1967). *Amphibians of Malawi*. State University of New York Press, Albany, USA.
- Stewart, M. & Pough, F.H. (1983). Population density of tropical forest frogs: relation to retreat sites. *Science* 221: 570–572.
- Vogt, R.C. (1987). Techniques. You can set drift fences in the canopy! *SSAR Herp. Rev.* 18: 13–14.
- Waichman, A.V. (1992). An alphanumeric code for toe clipping amphibians and reptiles. *Herpetol. Rev.* 23: 1992.
- Western, D. (1974). The distribution, density and biomass density of lizards in a semi-arid environment of northern Kenya. *E. Afr. Wildl. J.* 12: 49–62.
- Wyman, R.L. (1990). What's happening to the amphibians? *Conserv. Biol.* 4: 350–352.
- Yalden, D.W. (1977). *The Identification of Remains in Owl Pellets*. Occasional Publication of the Mammal Society. Reading, UK. 8pp.

Formulaire 3.1: Enregistrement des captures de herptiles (voir p 28)

Agent: (nombre total d'observateurs):		Réf. de la fiche		Date: (jour/mois/année)	
Adresse:					
Site de recensement:			Altitude:		Aspect:
Latitude:		Longitude:		MTU (si disponible):	
Végétation:			Perturbations dues à l'homme:		
Type de sol:			Litière/couverture végétale:		
Saison:		Conditions météo:		Phase lunaire:	Température:
Autres:					
N° de la rangée de pièges	Microhabitat	Environnement aquatique	Topographie	Réf. des fiches Espèces et Spécimens	Autres

Formulaire 3.2: Enregistrement des spécimens de herptiles

Réf. de la fiche d'enregistrement				Réf. de la fiche d'enregistrement terrain:			
Agent:				Date: (jour/mois/année)		Heure:	
Adresse:							
Site de collecte:				Altitude:			
Latitude:		Longitude:		Pente:			
Notes complémentaires:							
Espèce:		N° de terrain:		Sexe (si connu):		Age:	
Gravide:		Œufs:		Statut de reproduction:			
Couleurs/marques:				Blessures:			
Ectoparasites:				Endoparasites:			
<i>Mesures:</i>							
TC mm	LT mm	VC mm	Museau-anus mm	Autres mm	P g		
<i>Matériel conservé:</i>							
Peau	Crâne	Squelette	Estomac	Excréments	Sang	Foie	Reins
<i>Contenu stomacal:</i>							
Description:				Pourcentage:			
Observations/autres							

Formulaire 3.3: Formulaire d'enregistrement des cris

Espèce, cri ou sujet:				
Nom et adresse de l'observateur:				
Date:	Heure:	Conditions météo:		
Lieu:		Latitude:	Longitude:	
Espèces identifiées				
N° d'individus				
Sexe/Âge				
Statut de reproduction				
Catégorie de cris				
Réponse à la diffusion				
Notes:				

Cris d'oiseaux: www.birds.cornell.edu

Écrire à l'adresse suivante:

Curator

Library of Natural sounds

Cornell Laboratory of Ornithology

159 Sapsucker Wood road

Ithaca, New York 14850,

États-Unis d'Amérique

www.bl.uk/collections/sound-archive/nsa.html

Curator

NSA Wildlife Section

The British Library

National Sound Archive

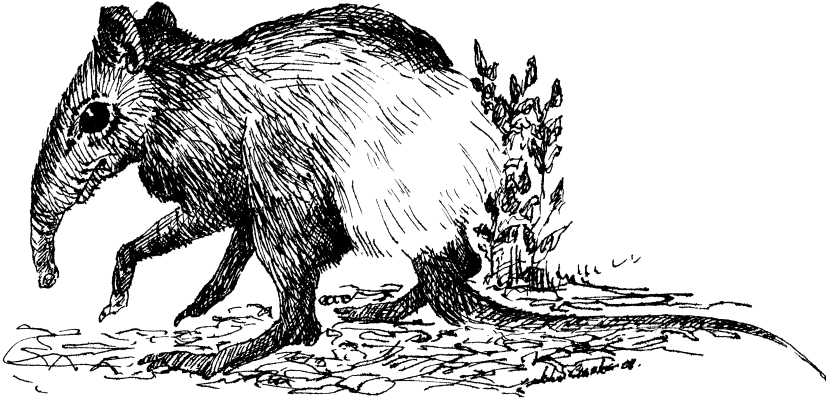
96 Euston Road

London NW1 2DB, Royaume-Uni

4. Les petits mammifères: chauves-souris, rongeurs et insectivores

Glyn Davies et Kim Howell

Rhynchocyon chrysopygus



4.1 Biologie

Les petits mammifères constituent une catégorie disparate d'espèces volantes ou non qui ont été regroupées en raison de leur petite taille, malgré d'évidentes différences anatomiques et écologiques. Dans ce chapitre, nous examinons trois groupes: les rongeurs, les chauves-souris et les insectivores (y compris les rats à trompe). Ces trois groupes ont un comportement furtif, ce qui les rend difficiles à recenser car, pour échapper à leurs prédateurs, ils ont acquis des couleurs neutres, un comportement discret et, dans bien des cas, des habitudes nocturnes. Ces caractéristiques associées à leur petite taille rendent leur identification difficile sur le terrain, une difficulté encore exacerbée par la considérable diversité d'espèces de petits mammifères en Afrique (à titre d'exemple, il y a environ 190 espèces de chauves-souris et quelque 380 espèces de rongeurs). Les problèmes ne sont pas moindres pour ce qui est des petits insectivores dont on compte environ 165 espèces sur le continent africain (dont beaucoup appartiennent au seul genre *Crociodura*). Les listes mondiales de mammifères (Corbet & Hill, 1991; Wilson & Reeder, 1993; Nowak, 1999) et les listes régionales permettent de se faire une idée générale des espèces présentes dans une région, mais seuls des prélèvements et des recensements réalisés sur plusieurs saisons fourniront une évaluation plus précise des espèces présentes dans une forêt particulière.

Les chauves-souris (Ordre des Chiroptera)

Les chauves-souris sont divisées en deux sous-ordres: les frugivores (*Megachiroptera*), parfois appelées « roussettes », qui utilisent leurs grands yeux et leur long nez pour flairer les fruits et végétaux chargés de nectar ou de pollen et ne s'orientent pas par écholocation, et les insectivores (*Microchiroptera*), ou microchiroptères, qui se dirigent par écholocation et par l'ouïe pour trouver les insectes ou les petits fruits dont elles se nourrissent ainsi que les sources de nectar et de pollen. Les espèces des deux groupes dorment pendant la journée, parfois en très grandes communautés, et sont particulièrement actives après le coucher du soleil, sauf par temps de pluie. Certaines espèces sont actives de nuit comme de jour et connaissent des pics d'activité à des heures différentes de la nuit.

Les rongeurs (Ordre des Rodentia)

Les rongeurs sont généralement divisés en deux sous-ordres: les *Sciurognathi* qui comprennent les écureuils, les rats et les souris, et les *Hystricognathi* qui sont représentés en Afrique par les porcs-épics, les rats-taupes, les aulacodes et les damans de rochers. Certains membres de cet ordre très vaste sont de bonne taille (par exemple, les aulacodes qui peuvent peser plus de sept kilos ou les porcs-épics qui peuvent faire plus de 15 kg) et tous ont de puissantes incisives qui leur permettent de ronger. Les souris et les rats vivent essentiellement dans des trous et fouillent le tapis forestier ou les troncs tombés au sol, à la recherche de fruits, de graines, d'arthropodes, etc. La plupart des rats et des souris sont terrestres, tandis que les écureuils sont principalement arboricoles. Signalons toutefois quelques exceptions notables: les loirs et les souris des bananiers qui grimpent librement dans les arbres du sous-étage et certains grands écureuils qui vivent au sol.

Les insectivores (Ordres des Insectivora et des Macroscelidea)

Les insectivores appartiennent à deux ordres de mammifères: les *Insectivora* qui englobent des groupes très divers comme les musaraignes, les potamogales et les hérissons, et les *Macroscelidea*, à savoir les remarquables rats à trompe (en dépit de certaines révisions taxonomiques récentes). Les musaraignes se distinguent des rongeurs par leur nez pointu, leurs yeux généralement minuscules et de grandes incisives inférieures allongées. La plupart des insectivores fouillent la litière végétale à la recherche d'arthropodes et d'autres invertébrés.

Les petits mammifères ont ceci de caractéristique que leurs populations peuvent augmenter considérablement pendant les périodes favorables et décliner tout autant à d'autres périodes. Pour les espèces caractérisées par

ces cycles d'explosion et de déclin démographique, il est difficile d'extrapoler les estimations des populations d'une année sur l'autre. On constate également des différences considérables d'une saison sur l'autre, un facteur de distorsion possible qui doit être pris en considération dans les recensements; la comparaison des résultats obtenus en saison sèche et en saison humide ne permettra guère de se faire une idée des différences entre les populations de plusieurs forêts. Des variantes comportementales pourront en outre être constatées selon les conditions météo (les souris ayant par exemple tendance à s'abriter pendant les pluies d'orage) et les phases lunaires (les nuits sans lune ont une incidence sur l'activité des chauves-souris frugivores), et ces facteurs doivent donc être notés durant les recensements.

4.2 Problèmes de gestion

Les petits mammifères, en particulier les espèces les plus abondantes, sont d'importantes composantes des écosystèmes forestiers. Toutes les espèces de petite taille sont la proie d'autres espèces et sont donc essentielles pour la survie des populations de nombreux groupes de mammifères carnivores et omnivores, d'oiseaux et de reptiles. Les rongeurs sont responsables de la destruction de nombreuses graines, mais ils peuvent aussi jouer un rôle essentiel dans leur dispersion; c'est par exemple le cas lorsque les écureuils dissimulent des graines dans des réserves qu'ils ne retrouveront pas tant que les graines n'auront pas germé. Les chauves-souris jouent également un rôle écologique important dans la forêt par la pollinisation des fleurs et la dispersion des graines de fruits charnus.

Les petits mammifères peuvent également être de bons indicateurs de la modification des habitats et certains d'entre eux sont des espèces pionnières. Des études récentes des petits mammifères qui colonisent les dunes côtières perturbées d'Afrique australe ont mis en évidence l'utilité des rongeurs et des autres petits mammifères en tant qu'indicateurs (voir par exemple Ferreira & van Aarde (1997) au sujet de la régénération des forêts implantées sur les dunes côtières et Malcolm & Ray (2000) sur les forêts bordant les pistes d'exploitation forestière en Afrique centrale).

S'agissant de leurs interactions avec les hommes, plusieurs espèces de rongeurs causent des dégâts considérables dans les cultures et les réserves de grains, tandis que les chauves-souris frugivores peuvent également être très nuisibles pour les cultures de fruits tendres. Ces animaux sont donc souvent tués, piégés plutôt qu'abattus, afin de réduire les pertes agricoles. Les opérations de lutte contre les ravageurs fournissent les marchés en viande de brousse et l'on trouve, par exemple, des chauves-souris vendues sous emballage plastique dans les supermarchés (voir par exemple Mickleburgh *et*

al., 1992) et des carcasses d'aulacodes vendues le long des routes. De nombreuses autres espèces n'ont pas d'effet sur l'agriculture et certaines sont bénéfiques pour la pollinisation des cultures fruitières et maraîchères. Selon de récentes études, les populations de rongeurs (Lidicker, 1989), de chauves-souris (Mickleburgh *et al.*, 1992; Hutson *et al.*, 2001) et d'insectivores (Nicoll & Rathburn, 1990) sont toutes en train de décliner en Afrique. Pour ce qui est des chauves-souris frugivores, les causes sont principalement la dégradation ou la destruction des aires de repos, la surexploitation de certaines espèces utiles et les conflits avec les fruiticulteurs (Mickleburgh *et al.*, 1992). Selon Schlitter (1989), quelque 67 espèces de rongeurs d'Afrique (soit huit familles) posent un réel problème de conservation, tandis que Nicoll & Rathburn (1990) énumèrent 58 espèces d'insectivores, dont six des 15 espèces de rats à trompe, dont la conservation nécessite une attention urgente. Pour les trois groupes, le déclin des populations est systématiquement dû à la modification, à la fragmentation ou à la disparition des habitats, notamment du milieu forestier (voir la *Liste rouge de l'UICN des espèces menacées* (Hilton-Taylor, 2000) ou consulter le site www.redlist.org, où figurent des informations plus récentes).

Les études sur la conservation des espèces soulignent invariablement que l'on ne sait pas grand-chose sur ces groupes, que ce soit sur leurs aires de répartition, leur écologie ou la biologie des populations, la plupart des recherches ayant été entreprises dans des pays de zones tempérées. Ce chapitre résume les grands principes des recensements et passe en revue les différentes méthodes élaborées à cette fin, dont beaucoup devront être adaptées en fonction des espèces ou des forêts.

4.3 Méthodes

Généralités

Les méthodes employées sont fonction du groupe étudié; on utilisera bien évidemment des méthodes différentes pour recenser des chauves-souris ou des rongeurs. La démarche générale est toutefois la même et les facteurs à prendre en compte sont globalement les mêmes. Le principe de base est de relever le plus d'informations possible sur les individus repérés ou capturés. Aucun problème lorsqu'on a prélevé un spécimen, mais recueillir des informations sur des chauves-souris en vol ou des rongeurs entraperçus est une tout autre affaire.

Identification

Comme on l'a indiqué plus haut, nombre d'espèces de petits mammifères sont très difficiles à identifier et seul le genre peut parfois être déterminé avec certitude. Il n'existe aucun guide pratique utile pour

l'identification des petits mammifères d'Afrique, à l'exception de Kingdon (1997) qui ne fournit toutefois que des descriptions et des présentations sommaires des animaux. Des travaux régionaux, comme ceux de Rosevear (1965, 1969), Happold (1987) et Kingdon (1974), facilitent l'identification, mais ce sont tous de volumineux ouvrages qui ne se prêtent pas au travail de terrain. Dans la plupart des cas, il faudra avoir recours à des clés d'identification qui concernent, pour la plupart, les familles ou les genres et qui sont difficiles à obtenir et ne sont pas nombreuses pour autant.

Un examen détaillé du crâne et de la dentition doit être effectué pour déterminer l'espèce de certains petits mammifères, notamment les musaraignes et les rongeurs. Dans la pratique, cela signifie que les animaux utilisés comme spécimens de référence devront être sacrifiés et envoyés à des musées étrangers où ils seront examinés et étudiés par les spécialistes. Il s'ensuit que la conservation des spécimens de référence (au moins 10 individus par sexe et par espèce) constitue un aspect nécessaire et essentiel de toute étude sur les petits mammifères.

Une nouvelle initiative destinée aux étudiants qui travaillent sur les mammifères de Tanzanie commence à porter ses fruits. W. T. Stanley du Field Museum of Natural History, Chicago, Illinois (États-Unis d'Amérique), a défini, avec l'aide financière de la MacArthur Foundation, des clés d'identification des mammifères d'Afrique à partir de leur crâne ou de leur peau. Ces travaux en sont encore à une phase préliminaire, mais peuvent être consultés à l'adresse suivante: www.devdirection.com/tanzania.

4.3.1 Enquêtes génériques

Les enquêtes génériques permettent un pointage préliminaire de la répartition des espèces dans différents habitats et à différentes altitudes et de sélectionner des sites en vue d'enquêtes plus détaillées. Toutes les informations réunies au cours d'enquêtes génériques peuvent être reportées sur des cartes pour illustrer la répartition des espèces (Section 6.3.1).

Pour les chauves-souris, on peut apprécier la taille des populations en se promenant au crépuscule à proximité des cours d'eau, d'aires de repos possibles (par exemple, les grottes) et des arbres en fleurs ou en fruits. L'inspection des grottes, des arbres creux et des troncs tombés peut aussi donner de bons résultats, même le jour. Pour les rongeurs et les insectivores, il faut soulever les troncs d'arbres abattus pour chercher les chemins tracés par les pattes des rongeurs et d'autres signes comme des restes de nourriture ou des crottes qui signalent les endroits propices pour la pose des pièges. Les rats à trompe sont aisément repérés grâce à leurs nids d'herbe sphériques et par les traces laissées dans la litière végétale.

Les petits mammifères peuvent également se signaler indirectement par les dents, les crânes et autres parties de squelettes trouvés dans les boulettes de régurgitation des chouettes (sous leur aire de repos) et dans les déjections des carnivores; on peut aussi retrouver des crânes en fouillant les décharges proches des villages (Barnett, 1992). L'analyse des poils permet d'identifier indirectement les petits mammifères; l'échantillonnage des excréments de carnivores pour l'identification des restes de petits mammifères est une méthode qui a fait ses preuves. En République centrafricaine, Ray & Hutterer (1996) ont trouvé 16 espèces sympatriques de musaraignes dans une zone d'étude de 35 km² simplement en analysant des déjections de carnivores collectées sur une période de deux ans. Ils ont attribué cette diversité très inhabituelle non à quelque caractéristique du site, mais plutôt au fait que les carnivores – qui sont, à toutes fins pratiques, des pièges mobiles – constituent un moyen de capture plus efficace que les pièges à fosse classiques. Si l'on dispose d'informations détaillées sur la taille, la couleur et la structure des poils (notamment le schéma des écailles), on peut confectionner des « pièges à fourrure » avec du ruban adhésif ou de petits crochets placés dans des tubes par lesquels transitent les animaux, ce qui permet de prélever des échantillons de poils et d'identifier les espèces a posteriori.

Pour les chauves-souris insectivores, on peut utiliser des détecteurs haute fréquence qui permettent de déterminer l'emplacement idéal des pièges. Il faut toutefois se reporter à une collection des cris de chauves-souris pour déterminer les espèces présentes (voir Wilson *et al.*, 1996).

4.3.2 Recensement des chauves-souris dans leur aire de repos

Quand on a découvert une aire de repos, le nombre de chauves-souris présentes peut être estimé de deux manières: en les comptant au débouché de leur aire ou à l'intérieur. Dans le premier cas, il faut repérer toutes les sorties possibles – par exemple dans une grotte – pour que les observateurs se postent à chacune d'elles en fin d'après-midi et comptent les chauves-souris à mesure qu'elles sortent au crépuscule. Chaque observateur doit être muni d'une montre et d'un compteur enregistreur. Toutes les chauves-souris qui entrent ou sortent doivent être comptabilisées par unité de temps (par exemple, par intervalles de cinq minutes) et celles qui retournent dans la grotte (probablement pour en ressortir ensuite) sont déduites du total. On prendra soin de différencier les espèces qui quittent une même aire de repos. En toute probabilité, cela ne sera faisable que s'il n'y a que quelques espèces faciles à

distinguer; ce sera en revanche extrêmement difficile, voire impossible, s'il s'agit d'espèces étroitement apparentées, de taille, de forme et de comportement similaires. Si les chauves-souris sortent par centaines, le comptage perd en précision; on peut alors élargir l'équipe et prendre des photos pour améliorer les résultats (Barlow, 1999).

Pour compter les chauves-souris dans leur aire de repos, il faut utiliser des lampes de faible intensité et des jumelles, tandis que celles qui dorment dans les arbres peuvent être comptées à vue en plein jour (Kunz, 1988). Plus la colonie est importante, plus le comptage est difficile, et il peut s'avérer nécessaire de sous-échantillonner différentes sections de l'aire de repos (qui présenteront des concentrations différentes). Ainsi, le nombre de chauves-souris frugivores accrochées dans de nombreux arbres peut être estimé en comptant celles présentes dans un échantillon d'arbres et en multipliant le résultat par le nombre d'arbres occupés dès lors que l'écart type et le nombre moyen de chauves-souris par arbre ont pu être établis.

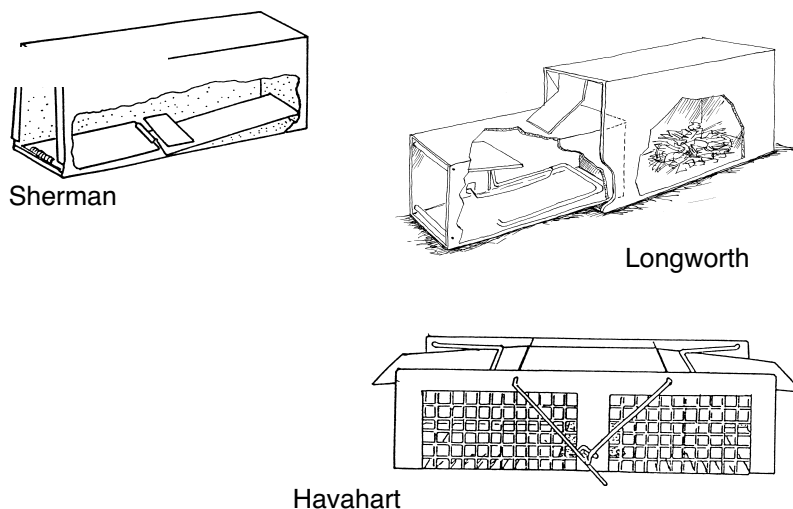
4.3.3 Piégeage des animaux vivants: rongeurs et insectivores

Cette méthode de recensement a été abondamment décrite (Delany, 1986; Barnett, 1992; Wilson *et al.*, 1996) et on se bornera ici à résumer les techniques utiles dans les forêts d'Afrique.

Matériel

- De la ficelle et du ruban de signalisation.
- Des sacs en polyéthylène et des sacs à spécimens.
- Des sédatifs.
- Des gants.
- Du matériel de marquage.
- Une balance à ressort.
- Des pièges (voir ci-après) et des appâts.

Figure 4.1: Pièges pour capture vivante



Il existe de très nombreux pièges pour capturer des animaux vivants (Figure 4.1):

- Parmi les plus petits de la gamme, les pièges Longworth et Sherman sont généralement en aluminium et mesurent environ 230 mm x 95 mm x 80 mm une fois montés. Ce sont des dispositifs très légers et les pièges Sherman présentent, en outre, l'avantage de pouvoir être repliés à plat, ce qui facilite leur entreposage et leur transport sur le terrain.
- Les pièges Havahart (disponibles auprès des fournisseurs internationaux) conviennent bien pour la capture d'espèces telles que le rat de Gambie et le daman de rochers et sont d'une utilisation simple et pratique. En revanche, ils ne sont pas pliables et donc assez volumineux.
- Les pièges à fosse gardent leur utilité pour prendre des mammifères que l'on ne peut attraper avec d'autres types de pièges parce qu'ils ne sont pas attirés par les appâts déposés et/ou qu'ils cherchent leur nourriture dans une vaste zone et ne suivent pas de chemins particuliers (notamment les musaraignes et d'autres insectivores). Les pièges à fosse sont probablement les plus utiles pour prendre les musaraignes (Section 3.3.2).
- Une fois qu'on a localisé leurs nids, les rats à trompe peuvent être

débusqués de leurs nids et pris dans des filets tournants (filets de pêche de deux mètres de large). Voir les précisions sur les battues à l'antilope à la Section 5.3.2.

- La présence de nids le long des transects a été utilisée comme indice indirect d'abondance (Fitzgibbon et Rathburn, 1994), en appliquant les mêmes principes que ceux décrits dans le chapitre suivant (Section 5.3.3).

Sélection du site

i) Les rongeurs ont tendance à fureter à la lisière des clairières ainsi que sous les rochers et les arbres tombés. Ils suivent également des chemins particuliers qui peuvent être facilement repérés, notamment le long des branches basses et des lianes, et leurs trous se trouvent souvent à la base des arbres ou des rochers. Ils ont aussi leurs lieux favoris où ils constituent leurs réserves de nourriture, se nourrissent et se réfugient. Ce sont autant de sites de piégeage possibles.

ii) Une fois qu'un système de capture a été mis au point, il faut à tout prix conserver les mêmes procédures de sélection des sites, le nombre et le type de pièges correspondant aux différentes périodes de piégeage (par exemple, sur des années consécutives) ou à différents sites durant la même période. Par exemple: 20 pour cent de pièges posés dans les lianes, 80 pour cent au sol; 50 pour cent de nasses, 50 pour cent de tapettes (voir ci-après).

Procédure

i) Les pièges sont généralement posés en séries appelées « stations de piégeage » et régulièrement espacées (5 à 10 m) le long d'un transect ou sur un quadrillage. Il faut prévoir au moins trois pièges par station.

ii) Les Pièges doivent être appâtés selon une procédure type. Plusieurs appâts peuvent convenir, mais le beurre de cacahuète a donné de bons résultats et peut être mélangé avec d'autres ingrédients (par exemple, de la banane, de la farine de maïs, de l'avoine, des raisins secs, des fruits sauvages, des morceaux de racines de manioc, du poisson séché, etc.). En Tanzanie, Kim Howell utilise des morceaux de noix de coco frits mélangés avec du beurre de cacahuète. Le mélange adhère bien au crochet à appât des pièges, plaît aux rongeurs et semble résister à la pluie et aux fourmis. L'appât sera déterminant pour les espèces attirées et il faut donc toujours utiliser le même si l'on veut normaliser le piégeage dans les différents sites.

iii) En cas de pluie, il est bon d'ajouter une litière dans les pièges (de vieux journaux) pour réduire les risques d'hypothermie. Pendant la préparation des pièges, on prendra soin de ne pas laisser d'odeurs humaines qui éloigneraient les animaux; on peut, par exemple, enduire les pièges de graisse animale, mais moins on les manipule et plus on les laisse à l'air, mieux c'est. Si

les pièges ont déjà servi, il est conseillé d'enlever les restes d'appâts, l'urine, etc. et de laver soigneusement les pièges avant de les ranger (voir également les pièges décrits à la Section 4.3.6).

iv) Les pièges peuvent maintenant être installés aux endroits choisis; ils doivent être soigneusement fixés avec des cordes ou des piquets pour ne pas être déplacés par les animaux capturés, voire par des prédateurs qui essaient d'attraper les bêtes prises au piège. L'entrée et le fond des pièges doivent reposer à ras de terre pour que les animaux n'aient pas à gravir une pente pour y entrer, et ils ne doivent pas être inondés ou emportés en cas de fortes pluies.

v) Marquez chaque site avec du ruban de signalisation et assignez un numéro différent à chaque piège, à chaque station de piégeage et à chaque rangée de pièges.

vi) Les pièges doivent être relevés tôt le matin, à midi et en fin d'après-midi. S'il fait froid ou humide, il est recommandé de les vérifier plus souvent. Dans l'idéal, il faut normaliser la procédure de manière à ce que tous les pièges soient appâtés et posés, par exemple, entre 18 heures et 19 heures, et relevés entre 6 heures et 7 heures le matin suivant.

Enregistrement des données

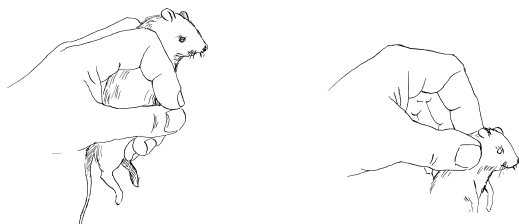
Cette section s'applique à tous les petits mammifères, y compris les chauves-souris, capturés vivants.

- i) Les données suivantes doivent être reportées sur le formulaire type d'enregistrement des captures (Formulaire 4.1) quand le travail commence sur chaque transect:
- Nom complet de l'observateur; référence de la fiche qui peut aussi renvoyer au système de notes prises sur le terrain (par exemple, 3 ou 12); date (jour/mois/année); adresse de l'institution qui détient la copie des enregistrements et les spécimens; numéro dans la collection.
 - Site de recensement: nom de la région/zone forestière et du site où le recensement est effectué (par exemple, réserve forestière de Kakamega, zone d'Ischeno); altitude (en mètres); topographie (par exemple, terrain abrupt ou plat; flanc de vallée, crête ou fond de vallée; orientation nord, sud, est ou ouest); latitude et longitude, en degrés, minutes et secondes (si possible, relevées à l'aide d'un GPS); le MTU (système métrique) peut aussi être indiqué (deux lettres suivies de six chiffres).
 - Saison: sèche ou humide.
 - Phase lunaire: quel quartier, lune montante ou descendante.
 - Végétation: reprendre la terminologie internationale, notamment les régions phytogéographiques de White (1983) pour l'Afrique. D'autres catégories nationales ou régionales peuvent également être utilisées.

- Toute indication/signe de perturbation due à l'homme.
 - Conditions météo: le temps qu'il fait pendant la période de capture (temps clair, nuageux, pluvieux, couvert, venteux).
 - Température: en général, la température nocturne minimale.
- ii) Notez tous les pièges qui ont fonctionné pendant la nuit et consignez, en particulier:
- Le numéro du piège et de la rangée de pièges: on peut aussi ajouter un renvoi à la carte du site.
 - Type de piège/d'appât: type de piège pour capture vivante, de filet ou de tapette qui ont fonctionné, et appât utilisé.
 - Microhabitat. Le milieu où le piège a été posé: sous un tronc tombé à terre, au pied d'un arbre, sur une branche basse, sur des terres brûlées, sur une liane, dans la litière végétale, etc.
 - Présence d'eau: proximité d'un cours d'eau (par exemple, à 5 mètres d'un ruisseau) et type (ruisseau, rivière, marécage, mare, marigot, etc.).
 - Topographie: au sommet d'une crête, à mi-hauteur d'une colline, au pied d'une colline, dans une vallée, sur un sentier, en plaine, etc.
 - Les espèces capturées et le numéro de la fiche d'enregistrement des captures correspondante (voir l'alinéa iii). Utilisez le nom scientifique si vous en êtes certain, ainsi que le nom commun français si possible. Si vous utilisez les noms scientifiques, reportez-vous à une liste type.
 - Si le piège s'est déclenché, mais qu'aucune espèce n'a été capturée, il faut l'indiquer à la rubrique « Autres ». Précisez si l'appât a été enlevé ou partiellement mangé et si le piège a été déplacé. Si un animal a été pris, consignez dans la colonne « Autres » des informations telles que les principales espèces de plantes présentes à proximité immédiate ou toute autre observation pertinente.
- iii) S'il y a capture, il faut enregistrer le plus d'informations possible sur les formulaires types (Formulaire 4.2; de temps à autre, des spécimens seront prélevés en vue de leur conservation, voir la Section 4.4).
- iv) On prendra soin de ne pas blesser ni traumatiser les animaux et de minimiser les risques de maladie ou d'infection pour les autres manipulateurs (voir la Section 4.5). Il faut porter des gants épais et apprendre à tenir les animaux sans les blesser et sans se faire mordre. On peut endormir les animaux piégés en vidant délicatement le piège dans un sac en polyéthylène contenant un morceau de coton imprégné d'éther ou de chloroforme. L'animal doit être somnolent, mais pas inconscient pendant l'examen.

L'analyse des données fait l'objet de la section suivante.

Figure 4.2: Manipulation des petits rongeurs



4.3.4 Capture des animaux vivants: les chauves-souris

Le matériel nécessaire est le même que pour la capture des rongeurs et des insectivores, mais les pièges utilisés pour les mammifères volants sont évidemment très différents. Pour les chauves-souris, il en existe trois grands types:

Épuisettes

Les épuisettes (en grillage moustiquaire si nécessaire) – long manche, anneau rigide et poche profonde – peuvent être utilisées pour attraper les chauves-souris. On peut les placer devant les trous d'où elles débouchent ou les plaquer sur celles accrochées aux parois et à la voûte des grottes (Barlow, 1999). Les chauves-souris peuvent aussi être prises en vol en les encerclant par l'arrière avec l'épuisette (Wilson *et al.*, 1996), une méthode à éviter car on risque d'endommager leurs ailes.

Filets japonais

Les filets japonais utilisés pour la capture des *Microchiroptera* doivent avoir des mailles d'environ 36 mm, mais pour les *Megachiroptera*, il faut des filets plus solides et à plus larges mailles. Ces filets sont disponibles en plusieurs longueurs, de 6 à 18 mètres. Les filets en monofilament ne conviennent pas pour les chauves-souris (Barlow, 1999). Les filets japonais sont présentés en de plus amples détails – y compris le matériel nécessaire – dans le chapitre sur le recensement des oiseaux (Section 7.3.8).

Ces filets sont particulièrement utiles pour attraper les chauves-souris de taille moyenne à grande, surtout celles qui vont de plante en plante dans le sous-étage des forêts. Les petites espèces insectivores s'en échappent trop facilement et les déchirent pour en sortir.

Ils présentent le grand avantage de pouvoir être transportés dans les sacs à dos, à condition que l'on n'ait pas besoin de nombreux piquets, de bambou ou d'aluminium. De plus, on peut augmenter la surface de piégeage

en reliant plusieurs filets les uns aux autres.

Leur principal inconvénient est qu'ils sont difficiles à déplacer une fois posés. En outre, dégager les chauves-souris est un travail long et délicat, car on risque d'endommager les filets et de blesser les animaux.

Pièges-harpes

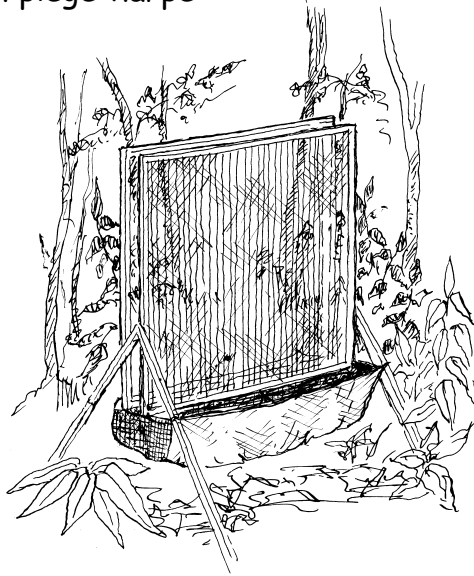
Les pièges-harpes ont été inventés il y a une trentaine d'années et reposent sur le fait que les chauves-souris ont du mal à distinguer les fils fins, que ce soit visuellement ou par écholocation (Kunz *et al.*, 1996). Ils sont surtout efficaces pour attraper les petites chauves-souris insectivores.

Ils sont composés d'un cadre rectangulaire d'environ 2 m x 2 m sur lequel des filins sont tendus de haut en bas tous les 25 mm. Le fil de pêche en monofilament (d'une résistance d'environ 300 g) convient parfaitement, mais on peut aussi utiliser du fil d'acier. Un cadre identique – avec le même montage vertical de filins – est installé à une distance de 7 à 10 cm du premier, mais en léger décalage, si bien que les filins de l'un correspondent à l'espace entre les filins de l'autre (voir la Figure 4.3). Les chauves-souris restent emprisonnées entre les deux lignes de filins et finissent par tomber dans un sac de toile fixé sous le piège. Des rabats de polyéthylène de part et d'autre limitent l'ouverture du sac à une fine fente par laquelle les chauves-souris tombent au fond du sac où elles peuvent reposer au sec.

Trois ou quatre séries de filins peuvent être tendues sur le même piège pour en augmenter l'efficacité (Francis, 1989), et les pièges peuvent être aussi grands que le permet la taille des matériaux de construction et l'accès aux sites de recensement; un piège de 15 mètres de haut sur 17 mètres de large a été fabriqué pour capturer des roussettes (Wilson *et al.*, 1996). Certains sont montés sur pieds et installés au sol, alors que d'autres sont hissés dans les arbres à l'aide de cordes et de poulies.

Ces pièges ont l'avantage de pouvoir être déplacés vers d'autres sites de capture, et il est facile d'en extraire les chauves-souris. En revanche, la faible surface de piégeage est limitée et, vu leur volume, ils sont difficiles à transporter en forêt.

Figure 4.3: Un piège-harpe



Sélection du site

i) Les filets japonais et les pièges-harpes peuvent bien sûr être positionnés au débouché des aires de repos, mais le passage des chauves-souris ne doit pas être complètement entravé; en outre, on prendra soin de ne pas capturer plus d'individus qu'on ne peut raisonnablement en extraire des pièges en toute sécurité.

ii) Ils peuvent aussi être tendus au bord ou au-dessus des mares et des cours d'eau ou sur toute trajectoire que les chauves-souris empruntent fréquemment. Les endroits les plus propices sont ceux où un espace dans la végétation permet de canaliser les chauves-souris dans des passages étroits où les pièges peuvent être installés. On peut aussi améliorer le taux de prise en plaçant les pièges à angle droit ou en V.

iii) Pour attraper les chauves-souris dans les étages supérieurs de la forêt ou au-dessus du couvert forestier, les pièges doivent être accrochés dans les arbres ou à des passerelles suspendues. Il faut donc prévoir le temps nécessaire pour tirer les cordages dans les arbres (avec un arc, une arbalète ou un lance-pierres) et hisser les pièges, s'assurer qu'ils sont bien en place et non entravés par des branches ou des ramures. Des harnais de sécurité doivent être portés si l'on est obligé de grimper aux arbres.

iv) Les chauves-souris apprennent à éviter les endroits où des pièges ont été posés : il faut donc les déplacer régulièrement (tous les deux ou trois jours) ou dès que l'on constate une baisse évidente des captures.

Procédure

i) Les pièges et les filets doivent être posés bien avant le coucher du

soleil afin d'être prêts au crépuscule quand les chauves-souris entrent en activité. Tout oiseau qui pourrait se prendre dans les filets japonais avant le crépuscule devra donc en être retiré.

ii) Les filets et les pièges doivent être relevés toutes les 30 minutes au moins. Si on prend trop de chauves-souris, il faut désactiver les pièges pour que les animaux ne se fassent pas mal. Pièges doivent également être désactivés s'il se met à pleuvoir, car les chauves-souris exposées au froid et à la pluie meurent rapidement.

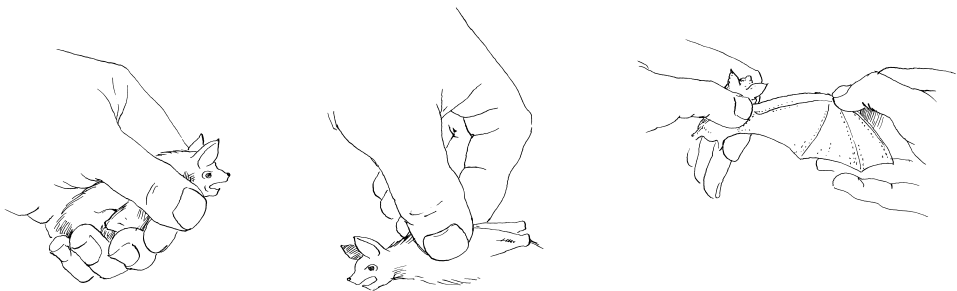
iii) Le piégeage doit être concentré au crépuscule et en début de soirée, mais il faut poursuivre le travail durant la nuit ou à des périodes différentes sur plusieurs nuits d'affilée et ce, jusqu'à l'aube, afin de couvrir toutes les pointes d'activité des différentes espèces de chauves-souris.

iv) Une fois que l'on a mis au point un système de piégeage, il faut l'appliquer systématiquement à tous les sites et à toutes les périodes de recensement (c'est-à-dire le même nombre et la même taille de pièges, la même disposition, le même nombre d'heures et de périodes d'échantillonnage durant la nuit).

Enregistrement des données

La procédure est la même que pour les rongeurs et les insectivores (Section 4.3.3; Formulaire 4.1), à ceci près que les chauves-souris doivent être manipulées très soigneusement.

Figure 4.4: Manipulation des chauves-souris



Analyse des données

Cette section concerne tous les petits mammifères, y compris les rongeurs et les insectivores, capturés vivants.

Au niveau le plus élémentaire, la liste des espèces piégées peut donner une indication de la richesse biologique des espèces présentes. Les listes d'espèces peuvent être enrichies au fur et à mesure et complétées avec les données fournies par d'autres travaux de recensement ou de piégeage.

Des indices d'abondance rudimentaires ont été élaborés pour pouvoir exploiter les résultats des captures. Ils présentent les données en termes de

réussite du piégeage pour un effort donné, souvent sous forme de captures par nuit de piégeage (nuits de piégeage = nombre de pièges multiplié par le nombre de nuits où les pièges étaient activés) ou de captures par heure de piégeage, etc. Pour les chauves-souris, on peut obtenir des estimations assez fines de la taille des populations à partir d'échantillons de 350 à 500 individus (Barlow, 1999).

Avantages et inconvénients

i) Pour recenser les petits mammifères espèce, à l'exception des espèces les plus grandes, il n'y a guère d'autre solution que la capture. Parmi les inconvénients que présente cette démarche, on peut citer l'efficacité relative des différents types de pièges pour capturer toute la gamme des espèces présentes, et le transport plus ou moins facile des pièges jusqu'aux zones forestières isolées.

ii) Du point de vue des listes d'espèces, les résultats indiquent la présence des espèces qui sont prêtes à pénétrer dans les pièges, attirées par le genre d'appâts déposés. Ils ne signalent donc rien de plus que l'abondance des espèces pour lesquelles ces techniques de piégeage fonctionnent.

iii) Il en va de même pour l'estimation des populations. Cependant, quand un système de capture efficace (y compris l'emplacement du piège, l'appât, etc.) a été mis au point pour une certaine espèce, les méthodes de marquage/recapture permettent d'estimer les densités absolues de population et de procéder à des comparaisons dans le temps ou entre différents sites.

4.3.5 Capture, marquage et recapture

Si l'on prévoit une étude à long terme, les techniques de marquage et recapture permettent d'affiner les estimations de la taille des populations. Avec cette approche, les animaux sont capturés (par l'une des méthodes décrites ci-dessus), marqués et relâchés, et un nouvel échantillonnage de la population est réalisé après quelque temps, en appliquant la même méthode. Les estimations des populations sont fondées sur l'équation suivante:

$$\text{Population totale} = \frac{\text{Total des premières captures} \times \text{Total des deuxièmes captures}}{\text{Nombre d'animaux marqués et recapturés}}$$

Il faut cependant satisfaire plusieurs hypothèses essentielles (d'après Kunz, 1988):

- le taux de survie des individus marqués est représentatif de l'ensemble de la population;

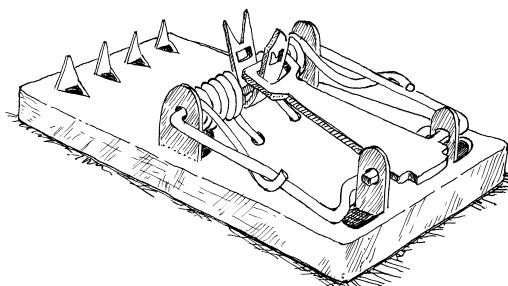
- la probabilité de survie d'une capture à l'autre est la même pour les individus marqués et non marqués;
- la disparition définitive d'individus au sein de la population est due à leur mort et non à leur émigration (ou à leur dispersion) à long terme;
- la probabilité de capture est égale pour les individus marqués et non marqués;
- les marques n'ont pas disparu;
- l'intensité du piégeage (nombre de pièges, nombre de jours de piégeage, etc.) est la même dans les différents recensements.

Ces exigences sont rarement satisfaites, notamment s'il s'agit d'enquêtes génériques de courte durée portant sur de nombreuses espèces.

Ces recherches écologiques détaillées doivent être entreprises, en se référant à d'autres ouvrages de référence (par exemple, Wilson *et al.*, 1996), avant de se lancer dans des analyses aussi précises. Ces ouvrages donnent des précisions sur les aspects mathématiques de cette méthode de recensement ainsi que sur les différentes techniques de marquage des animaux avant leur lâcher (rognage des griffes chez les rongeurs; fixation de bandes à la base des ailes des chauves-souris; utilisation de teintures fluorescentes ou de marques permanentes sur le pelage des animaux, etc.). En outre, il convient de se renseigner sur les programmes d'analyse de données tels que *CAPTURE* (Pollock *et al.*, 1990, disponible sur le site Internet suivant: www.mbr-pwrc.usgs.gov/software.html).

4.3.6 Prélèvement d'animaux morts

Figure 4.5: Tapette



Matériel

Outre le matériel nécessaire à la capture des animaux vivants (Section 4.3.3), les considérations suivantes s'appliquent si l'on emploie des pièges qui tuent les animaux:

- La sélection des pièges doit tenir compte de plusieurs aspects importants: les différents éléments du piège risquent-ils de rouiller, ou le bois de pourrir? Le ressort ne doit pas être trop puissant au risque d'écraser les spécimens (on peut réduire la tension d'un tour de vis). Le piège présente-t-il un bord d'attaque cranté qui risque d'abîmer les spécimens? Est-il suffisamment gros pour tuer d'un coup des espèces de taille moyenne à grande?
- Les pièges à rats sont lourds et prennent de la place. Ils perdent toute utilité si les crochets sont pliés ou si le mécanisme de déclenchement est endommagé. Ils doivent donc être soigneusement protégés durant le transport.
- Pour protéger les pièges en métal hors période d'utilisation, on peut les peindre avec une peinture antirouille, tandis que les pièges en bois peuvent être trempés dans l'huile de lin ce qui réduit l'absorption d'humidité sur le terrain (et augmente la durée de vie); pour autant qu'on le sache, cette huile n'a pas d'incidence négative sur les taux de capture en dépit de sa forte odeur.
- On peut aussi se servir des très nombreux pièges de fabrication locale, ce qui permet peut-être d'améliorer la gamme des espèces prises dans une zone particulière. Bien que les locaux soient passés maîtres dans leur utilisation, il n'est guère envisageable de les utiliser pour des études systématiques reproduites dans différentes forêts en raison de leur grande diversité de fabrication.
- On choisira plutôt un type de piège aisément disponible et susceptible de le rester durant les années à venir.

Procédure et enregistrement des données

Les principes concernant la capture de rongeurs et d'insectivores vivants (Section 4.3.3) s'appliquent aussi au piégeage d'animaux morts.

Avantages et inconvénients

Les pièges de type « tapette » sont beaucoup plus petits et légers à transporter que ceux utilisés pour la capture d'animaux vivants. Les tapettes ordinaires pour les rats et les souris sont disponibles partout et peuvent généralement être achetées dans le pays où s'effectue le recensement. Les prises sont en général plus nombreuses qu'avec les pièges destinés à la capture d'animaux vivants, ce qui permet de prélever des spécimens pour

identification et envoi aux collections de référence des musées.

Les tapettes n'ont malheureusement aucune spécificité et se déclenchent sans discrimination; en règle générale, les prises sont principalement composées d'individus d'une ou deux espèces communes. Autant dire que de nombreux animaux sont tués pour un minimum d'informations susceptibles de favoriser la gestion, problème encore exacerbé lorsque les recensements sont entrepris dans des zones de conservation où la protection est justement un objectif de gestion. Par ailleurs, les prises sont fortement influencées par le type d'appât utilisé ainsi que par l'écologie de l'espèce dans le site forestier.

4.4 Manipulation des spécimens

Les spécimens tués par les tapettes peuvent être complétés par des individus capturés vivants. Les animaux vivants peuvent être tués après l'examen par déboîtement des vertèbres cervicales, compression thoracique ou autre méthode non cruelle. Barnett (1992) a défini les cas de figure où un animal peut être achevé:

- quand l'animal est blessé (physiquement ou mentalement) dans un piège pour capture vivante ou un filet japonais, y compris s'il est engourdi par l'humidité ou par le froid;
- pour prélever des spécimens de référence destinés à l'identification ultérieure des espèces;
- lorsque de nouveaux spécimens d'espèces déjà identifiées doivent être adressés aux collections de référence (par exemple, quand l'espèce est repérée dans une nouvelle région).

Les spécimens d'animaux morts fournissent une multitude d'informations. Une partie du travail peut se faire sur le terrain, mais les recherches doivent être poursuivies en laboratoire (Wilson *et al.*, 1996). Étant donné que l'identification précise des espèces repose sur les spécimens, il est essentiel que les chercheurs prennent le temps de visiter les collections des musées ou des universités pour se familiariser avec les couleurs de peau et de pelage et les autres caractéristiques nécessaires à l'identification des espèces, notamment l'anatomie crânienne et la dentition. Ils doivent discuter avec les conservateurs pour se faire conseiller sur les espèces à collecter, la façon de mesurer les petits mammifères avec précision et de préparer les spécimens et pour obtenir des copies de leurs fiches d'enregistrement et des guides d'identification des spécimens.

Matériel

- Un nécessaire de dissection: ciseaux (gros et fins), scalpel (lames de taille différentes), pinces (grosses et fines), seringues (aiguilles fines et épaisses), masque et gants chirurgicaux.
- Une règle et un compas.
- Une balance de précision.
- Des étiquettes à l'épreuve de l'eau.
- Du gros fil et des aiguilles à coudre.
- Des bocaux en plastique avec couvercle vissé.
- Des serviettes en papier ou en tissu.
- Alcool (à 70 pour cent d'éthanol) et/ou formol.

Enregistrement des données

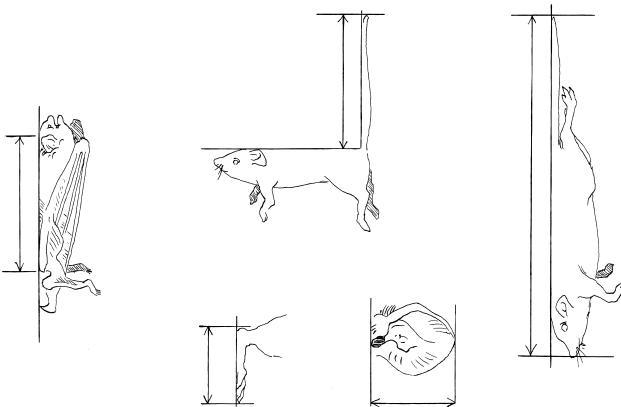
i) Confirmez l'identité de l'espèce et attribuez à l'animal un numéro d'enregistrement terrain. À moins que votre organisme de tutelle ne vous fournisse ces numéros, le plus pratique est d'utiliser une série de chiffres précédés de vos initiales (par exemple, CAM 305). Inscrivez ce numéro sur la fiche d'enregistrement (Formulaire 4.2) ainsi que sur une étiquette si vous n'utilisez pas d'étiquettes prénumérotées. Rappelons qu'un spécimen n'a guère de valeur s'il n'est pas accompagné d'indications sur la date, le lieu de capture et l'identité du chercheur.

ii) Il faut impérativement employer des étiquettes qui résisteront au temps et aux intempéries. Si le spécimen est destiné à des études de peau, on utilisera des étiquettes préencollées. S'il est préservé dans une solution liquide, d'alcool ou de formol, des étiquettes résistantes à l'eau s'imposent. De plus, on ne se servira que de crayons à mine de plomb ou d'encre indélébile (de type encre de Chine ou de stylos feutres indélébiles). Si vous préférez l'encre, assurez-vous qu'elle ne se dissout pas dans le fixateur. Attendez que l'encre soit complètement sèche avant de l'immerger dans la solution liquide. Peut-être devrez-vous tremper l'étiquette dans la solution, puis la faire sécher avant d'y plonger le spécimen.

iii) Dans la mesure du possible, déterminez s'il s'agit d'un mâle ou d'une femelle, évaluez son âge (par exemple, nouveau-né, juvénile, subadulte, adulte, spécimen âgé) en vous basant sur sa taille et/ou sur l'usure de la dentition, et consignez les autres caractéristiques importantes comme: femelle gravide ou en lactation; en état de se reproduire (par exemple, perforation du vagin); couleurs et marques (tâches, rayures, ainsi que leurs variations); présence de lésions sur les oreilles, la queue ou ailleurs; formule dentaire; formule mammaire et infections parasitaires (si nécessaire, prélevez des spécimens); etc.

iv) Relevez les mesures habituelles en millimètres: tête et corps (TC); longueur totale (LT); vertèbres caudales (VC); oreille (O) et patte arrière (PA) (voir la Figure 4.6). La mesure de la patte arrière comprend généralement la griffe, PA/cu (*cum unguis*), mais certains chercheurs ne la prennent pas en considération (*sine unguis*); quant à nous, nous considérons la patte arrière, griffe comprise. Pour les chauves-souris, des deux mesures supplémentaires peuvent être prises: longueur de l'avant-bras (AB) et du tragus (TR) – le tragus est une saillie située sur le bord antérieur du conduit de l'oreille. La masse corporelle en grammes (P) est mesurée avec une balance à ressort. Consignez des indications sur tout matériel conservé (peau, crâne, sang, tissu musculaire, etc.).

Figure 4.6: Mesures à relever sur les petits mammifères



Procédure

Les échantillons doivent être préparés sur le terrain afin de préserver et étiqueter tout mammifère mort durant la collecte de spécimens de référence par suite de blessures accidentelles dans un piège, dévoré par les fourmis safari ou décomposé par la chaleur, et pour pouvoir utiliser les données. Encore une fois, un spécimen n'a guère d'utilité s'il n'est pas accompagné de données de référence; il est donc capital de bien les préparer et de les étiqueter.

Spécimens conservés dans une solution

i) Lorsqu'un spécimen est préparé pour être conservé dans une solution liquide (fixé au formol, puis conservé dans l'alcool), une petite étiquette numérotée est généralement attachée à la patte arrière gauche.

ii) Une fois les mesures prises et l'étiquette attachée, on incise la cavité corporelle à l'aide des ciseaux ou d'un scalpel, ce qui permet au fixateur d'y

pénétrer, et on éviscère l'animal le plus rapidement possible. Si l'estomac est très plein, il peut s'avérer nécessaire d'injecter du formol ou de l'alcool dans la masse musculaire ainsi que dans l'estomac et/ou les intestins. C'est le moment idéal pour examiner attentivement l'appareil reproducteur des femelles et noter l'état des ovaires, de l'utérus, le nombre de fœtus et les cicatrices utérines.

iii) Compte tenu de l'importance du crâne pour l'identification de nombreux petits mammifères, certains chercheurs le prélèvent et le conservent dans une solution d'alcool éthylique à 70 pour cent. Une petite étiquette portant le même numéro que celui affecté au spécimen doit être accrochée au crâne que l'on conservera à part, avec les autres crânes prélevés de la même manière. Si on utilise des dermestidés pour nettoyer le crâne, ils se feront un plaisir de le débarrasser de tous les restes de peau et de muscles. Quand les échantillons sont préservés dans le formol, on n'a pas cette chance, car les dermestidés ne semblent pas en apprécier le goût!

iv) Le contenu stomacal, les intestins et les déjections permettent de déterminer ce que les animaux ont mangé. Les différentes composantes du contenu stomacal doivent être analysées les unes après les autres et leur volume respectif doit être rapporté aux différentes saisons (par exemple, 50 pour cent de graines; 20 pour cent d'insectes; 30 pour cent de fibres végétales).

v) Les spécimens sont ensuite enveloppés dans des serviettes de toile ou de papier, puis conservés dans des bocaux qui les protègent pendant le transport. On veillera à ce que les bocaux soient bien remplis et que la solution de conservation soit suffisamment forte; la proportion de solution doit être nettement supérieure à celle des échantillons.

vi) Si vous souhaitez envoyer des échantillons de tissu à des laboratoires en vue d'analyses cellulaires et génétiques, le laboratoire vous donnera des indications détaillées sur la préparation des spécimens.

Spécimens séchés

i) La préparation des échantillons de peau des petits mammifères répond à une procédure type qui consiste à enlever les muscles et les tissus susceptibles de pourrir et à bourrer la cavité corporelle avec un matériau tel que du coton qui lui permet de conserver sa forme normale.

ii) Les peaux doivent être séchées des deux côtés, bien étirées et maintenues en place par des épingles, mais elles ne doivent pas être fumées, car cela endommagerait les peaux comme les étiquettes. Il faut les recouvrir de gaze pour empêcher les mouches d'y pondre leurs œufs. Prenez également soin de les protéger d'éventuels prédateurs tels que les insectes, les loirs et autres rongeurs ainsi que des oiseaux de proie comme les milans et les corbeaux; on a même vu des corbeaux soulever des couvercles en fer-blanc ou autre pour saisir les échantillons! Une fois que les peaux sont bien sèches

(quand elles se fripent et que les oreilles raidissent), les échantillons peuvent être emballés pour le transport.

iii) Il est très difficile de sécher des peaux en forêt, car elles pourrissent très vite, sans compter les infestations d'insectes. Si on ne peut pas préparer de spécimens conservés dans une solution, il faut confectionner un séchoir avec des lampes-tempêtes et des seaux ou des récipients en métal. Les échantillons pourront ainsi sécher rapidement, mais il faut tout de même prendre garde de ne pas carboniser ou fumer les peaux. Les échantillons peuvent ensuite être emballés dans des sacs en plastiques pour les préserver de l'humidité, et il est bon d'y ajouter des cristaux de naphthaline (boules antimites) pour les protéger des insectes.

iv) Il est d'usage de conserver quelques squelettes de chaque espèce; dans ce cas, la plupart des muscles sont enlevés avant le séchage du spécimen. Si l'humidité est très élevée, comme c'est souvent le cas dans les forêts ombrophiles, les squelettes peuvent être étiquetés et conservés dans de l'alcool à 70 pour cent.

4.5 Santé et sécurité

Comme les chercheurs sont en contact étroit avec les petits mammifères durant la capture, ils doivent se protéger contre les risques d'infection ou de maladie. La rage est présente en Afrique et les petits mammifères et leurs ectoparasites peuvent abriter de nombreux arbovirus (virus dont les arthropodes sont porteurs). En outre, la peste – une maladie bactérienne transmise par les puces – est endémique dans certaines régions d'Afrique.

Pour toutes ces raisons, les chercheurs qui travaillent sur le terrain doivent prendre soin de ne pas se faire mordre par les petits mammifères; en cas de morsure ou d'égratignures, les lésions doivent être immédiatement nettoyées avec une solution antiseptique, puis bandées. Il est tout aussi important de ne pas s'égratigner pendant qu'on prépare des animaux morts. Il faut toujours porter un masque chirurgical et des gants de protection quand on extrait les animaux des pièges, quand on prépare les échantillons (pour éviter les morsures d'ectoparasites, comme les puces, les tiques et les poux) et quand on analyse les déjections des carnivores (pour y trouver des signes indirects de la présence des espèces).

4.6 Conclusions

Il existe une quantité de méthodes de piégeage qui peuvent être employées ou adaptées en vue du recensement des petits mammifères. Elles exigent toutes de capturer des spécimens des espèces recensées et il faut donc associer plusieurs méthodes pour s'assurer que les animaux qui échappent à certains pièges puissent être capturés par d'autres.

4.7 Bibliographie

Barlow, K. (1999). *Expedition Field Techniques: Bats*. Royal Geographical Society, London, UK.

Barnett, A. (1992). *Expedition Field Techniques: Small Mammals (excluding Bats)*. Royal Geographical Society, London, UK.

Corbet, G.B. & Hill, J.E. (1991). *A World List of Mammalian Species*. 3rd edn. Oxford University Press, Oxford, UK.

Delany, M.J. (1986). Ecology of small rodents in Africa. *Mammal Rev.* 16: 1–41.

Ferreira, S.M. & van Aarde, R.J. (2000). Maintaining diversity through intermediate disturbances: evidence from rodents colonising rehabilitating coastal dunes. *Afr. J. Ecol.* 38(4): 286–294.

Fitzgibbon, C.D. and Rathburn, G.B (1994). Surveying *Rhynchocyon* Elephant-Shrews in tropical forest. *Afr. J. Ecol.* 32(1): 50–57.

Ferreira, S.M. & van Aarde, R.J. (1997). The chronosequence of rehabilitating stands of coastal dune forests: Do small mammals confirm it? *S. Afr. J. Sci.* 93(5): 211–214.

Francis, C.M. (1989). Comparison of mist nets and two designs of harp traps for capturing bats. *J.Mammal.* 70: 865–870.

Happold, D.C.D. (1987). *The Mammals of Nigeria*. Clarendon Press, Oxford, UK.

Hilton-Taylor, C. (compiler) (2000). *2000 IUCN Red List of Threatened Species*. (Including CD-ROM). IUCN, Gland and Cambridge.

Hutson, A.M., Mickleburgh, S.P. & Racey, P.A. (Eds.) (2001). *Microchiropteran Bats: Global Status Survey and Conservation Action Plan*. IUCN, Gland, Switzerland.

Kingdon, J. (1974). *East African Mammals: An Atlas of Evolution in Africa*. (Vols 2A& 2B). Academic Press, London, UK.

Kingdon, J. (1997). *The Kingdon Field Guide to African Mammals*. Academic Press, London, UK.

Kunz, T.H. (1988). *Ecological and Behavioural Methods for the Study of Bats*. Smithsonian Institution Press, Washington, USA.

Kunz, T.H., Tideman, C.R. & Richards, G.C. (1996). Capturing mammals: small volant mammals. In: *Measuring and Monitoring Biodiversity: Standard Methods for Mammals*, pp 123–146. (Ed. by D.E. Wilson, F.R. Cole, J.D. Nichols, R. Rudran, & M.S. Foster). Smithsonian Institution Press, Washington, USA.

Lidicker, W.Z. (1989). *Rodents: A World Survey of Species of Conservation Concern*. IUCN SSC Occasional Paper no. 4. IUCN, Gland, Switzerland.

Malcolm, J.R. & Ray, J.C. (2000). Influence of timber extraction routes on central African small mammal communities, forest structure, and tree diversity. *Cons. Biol.* 14: 1623–1638.

Mickleburg, S., Hutson, A.M. & Racey, P.A. (Eds.) (1992). *Old World Fruit Bats: An Action Plan for their Conservation*. IUCN, Gland, Switzerland.

Nicoll, M.E. & Rathburn, G.B. (1990). *African Insectivores and Elephant-shrews: An Action Plan for their Conservation*. IUCN, Gland, Switzerland.

Nowak, R.M. (1999). *Walker's Mammals of the World*. 6th edn. John Hopkins University Press, Baltimore.

Pollock, K.H., Nichols, J.D., Brownie, C. & Hines, J.E. (1990). Statistical inference for capture-recapture experiments. *Wildl. Monogr.* 107: 1–97.

Ray, J.C. & Hutterer, R. (1996). Structure of a shrew community in Central African Republic based on the analysis of carnivore scats, with the description of a new *Sylvisorex* (*Mammalia: Soricidae*). *Ecotropica* 1: 85–97.

Rosevear, D.R. (1965). *The Bats of West Africa*. British Museum (Natural History), London, UK.

Rosevear, D.R. (1969). *The Rodents of West Africa*. British Museum (Natural History), London, UK.

Schlitter, D.A. (1989). African rodents of special concern: a preliminary assessment. In: *Rodents: A World Survey of Species of Conservation Concern*. (Ed. by W.Z. Lidicker). IUCN SSC Occasional paper No. 4. IUCN, Gland, Switzerland.

White, F. (1983). *The Vegetation of Africa*. UNESCO, Paris, France.

Wilson, D.E. & Reeder, D.M. (eds). (1993). *Mammal Species of the World: A Taxonomic and Geographic Reference*. 2nd Edition. Smithsonian Institution Press, Washington, USA.

Wilson, D.E., Cole, F.R., Nichols, J.D., Rudran, R. & Foster, M.S. (Eds.) (1996). *Measuring and Monitoring Biological Diversity: Standard Methods for Mammals*. Smithsonian Institution Press, Washington, USA.

Formulaire 4.1: Fiche d'enregistrement des captures de petits mammifères (voir p 58)

Observateur: (nombre total d'observateurs):			Réf. de la fiche		Date: (jour/mois/année)	
Adresse:						
Site de recensement:			Altitude:		Aspect:	
Latitude:		Longitude:		MTU (si disponible):		
Végétation:			Perturbations dues à l'homme:			
Saison:		Conditions météo:		Phase lunaire:		Température:
Autres:						
N° de la rangée de piège	Type de piège et appât	Microhabitat	Environnement aquatique	Topographie	Réf. des fiches Espèces et Spécimens	Autres

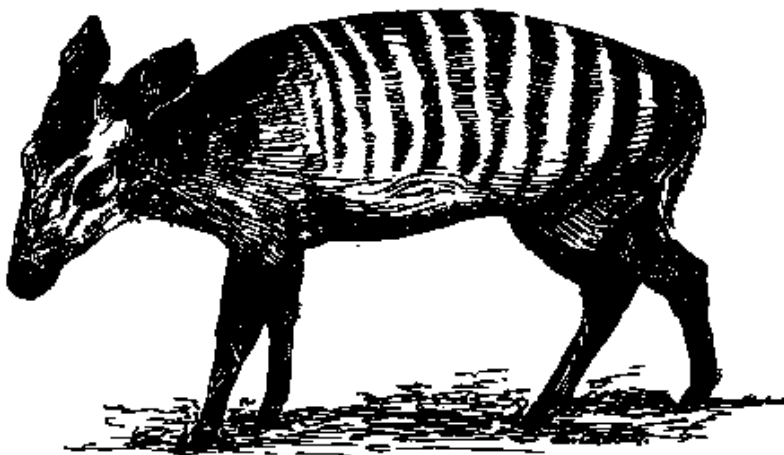
Formulaire 4.2: Enregistrement des spécimens: chauves-souris, rongeurs et insectivores

Réf. de la fiche d'enregistrement:				Réf. de la fiche d'enregistrement terrain:			
Agent:				Date: (jour/mois/année)		Heure:	
Adresse:							
Site de collecte:				Altitude:			
Latitude:		Longitude:		Pente:			
Notes complémentaires:							
Espèce:		N° de terrain:		Sexe (si connu):		Âge:	
Gravide/en lactation:		Embryons:		Statut de reproduction:			
Couleur/marques:				Blessures:			
Formule dentaire:				Formule mammaire:			
Ectoparasites:				Endoparasites:			
<i>Mesures:</i>				Chauves -souris:		AB mm	TR TR mm
TC mm	LT mm	VC mm	O mm	PA mm	P g		
<i>Matériel conservé:</i>							
Peau	Crâne	Squelette	Estomac	Excréments	Sang	Foie	Reins
<i>Contenu stomacal:</i>							
Description:				Pourcentage:			
Observations/autres							

5. Les mammifères de taille moyenne à grande

Helen Newing, Glyn Davies et Matthew Linkie

Cephalophus zebra



5.1 Biologie

Ce chapitre porte sur les ongulés et les carnivores. En Afrique, certaines espèces sont assez abondantes pour qu'on puisse estimer la taille des populations par comptage direct, mais de nombreuses autres espèces sont rarement rencontrées, et les recensements s'appuient alors sur divers signes qui signalent leur présence et permettent d'établir un indice brut d'abondance. Il peut s'agir d'empreintes repérées dans la terre meuble, de tas importants ou persistants de déjections, de fouilles ou de végétation brisée ou écrasée. Cela concerne un grand nombre de grands ongulés (voir ci-dessous), de carnivores, les hippopotames pygmées (*Hexaprotodon liberiensis*), les pangolins et les oryctéropes qui vivent dans des terriers ou dans les trous des arbres et se nourrissent de fourmis et de termites.

Les ongulés (Ordres des Proboscidea, Perissodactyla et Artiodactyla)

Les ongulés des forêts (mammifères pourvus de sabots) se divisent en deux catégories: les espèces de petite taille (de 5 à 70 kg) – notamment les céphalophes, le chevrotain et les guibs harnachés qui vivent dans des aires stables et bien définies – et les espèces de grande taille (plus de 100 kg), telles que potamochères, hylochères, bongos, okapis, buffles, rhinocéros et éléphants qui sont des espèces souvent très mobiles, voire migratrices. En règle générale, les ongulés ont l'ouïe et l'odorat très fins, mais une assez

mauvaise vue.

Les céphalophes sont les mammifères terrestres les plus fréquemment rencontrés dans nombre de forêts d'Afrique, bien que durant la journée, on ne perçoive souvent qu'un bref mouvement ou un bruissement dans les broussailles, suivi d'un sifflement quand ils s'enfuient d'un bond. En fait, leur mode de vie retiré et leur caractère craintif expliquent pour beaucoup le fait qu'ils soient si peu étudiés. On a longtemps pensé qu'ils constituaient un groupe homogène de frugivores solitaires, nocturnes et monogames, mais des recherches conduites dans les années 1980 ont mis en évidence la très grande diversité de leurs caractéristiques écologiques (Dubost, 1984; Feer, 1989). Ils ont une alimentation végétarienne variée à base de feuilles, de pousses, de bourgeons, de graines et de fruits tombés sur le tapis forestier. Certaines espèces comme le céphalophe bleu (*Philantomba monticola*) et une espèce apparentée appelée céphalophe de Maxwell (*P. maxwelli*) sortent de jour. D'autres, comme le céphalophe bai (*Cephalophus dorsalis*), sont nocturnes, tandis que les espèces de plus grande taille – telles que le céphalophe à dos jaune, *C. sylvicultor*, le céphalophe spadix, *C. spadix* et le céphalophe de Jentink, *C. jentinki* – sont actives jour et nuit. Certaines espèces sont solitaires, d'autres vivent en couples, d'autres encore ont parfois été repérées en groupes constitués d'un mâle adulte et de plusieurs femelles adultes (par exemple, le céphalophe de Maxwell: Newing, 1994; le céphalophe de Peters, *C. callipygus*, Feer, 1989). Tous semblent avoir des territoires qu'ils marquent par des tas de crottes et par le musc sécrété par leurs glandes odorantes.

Chez les espèces de grande taille comme les suidés (cochons sauvages), les bongos, les okapis, les buffles, les éléphants et les rhinocéros, les densités de population sont moins élevées que chez les céphalophes. Ils entreprennent parfois des migrations saisonnières. Comme on l'expliquait plus haut, le recensement de ces espèces repose principalement sur des signes plutôt que sur des observations directes.

Les carnivores (Ordre des Carnivora)

La mobilité des carnivores est fonction de leur taille – plus l'espèce est grande, plus elle se déplace sur un domaine important – et la densité des populations est faible par rapport à celle des mammifères herbivores dont ils se nourrissent. Les carnivores des forêts d'Afrique sont de tailles très diverses, depuis les mangoustes (300 g à 5 kg), les genettes et les poianes (500 g à 3 kg), les loutres, les nandinies (3 kg), les civettes (environ 15 kg), les chats dorés (environ 15 kg), jusqu'aux léopards (de 60 à 90 kg). Dans certaines forêts ouvertes d'Afrique de l'Est, on trouve également des hyènes rayées (environ 40 kg). Les carnivores ont un odorat, une ouïe et une vue très

aiguisés, et on ne les voit donc pas souvent. Pour recenser les petites espèces, on piège les animaux en utilisant des appâts à base de viande ou de poisson (voir le chapitre précédent), tandis que l'on dénombre les félins à partir de leurs pistes, de leurs déjections, des traces de griffe, de restes de leurs proies ou avec des pièges photographiques.

5.2 Problèmes de gestion

Du point de vue de leur gestion, le recensement des grands mammifères se justifie à plusieurs titres. La conservation des espèces impose de savoir combien d'animaux vivent dans différents endroits afin que les plans de gestion tiennent compte des voies de migration et des endroits où les animaux se nourrissent ou se réfugient et déterminent les zones présentant un potentiel pour l'écotourisme du fait des concentrations d'animaux. Si les populations animales sont chassées, un suivi doit être mis en place pour s'assurer que l'exploitation est durable. Par ailleurs, les conflits sont fréquents entre les grands mammifères terrestres et les hommes. Les solutions apportées à ces problèmes de gestion doivent être fondées sur les informations livrées par les études biologiques.

Alors que le déboisement s'accélère dans toute l'Afrique, il est essentiel d'avoir des informations permettant d'évaluer et de surveiller les effets à long terme de la modification des habitats. Il peut s'agir de la destruction pure et simple des forêts ou de modifications mineures de la végétation dues à une exploitation intermittente. Le défrichage a souvent pour conséquence la création d'îlots de forêts où subsistent de petites populations d'ongulés qui, souvent, ne sont pas viables à long terme. A contrario, l'exploitation forestière sélective peut créer des parcelles de végétation secondaire propices pour un grand nombre d'ongulés brouteurs ainsi que pour les ongulés brouteurs et frugivores (certaines espèces semblent cependant totalement inféodées aux forêts anciennes – Davies *et al*, 2001).

La chasse et le piégeage prélèvent un lourd tribut sur de nombreuses espèces forestières. Les léopards et les bongos sont chassés pour leur très belle peau. Les éléphants des forêts, dont les défenses sont pourtant plus petites que celles de leurs congénères des savanes, sont chassés depuis longtemps pour leur ivoire. Les céphalophes sont recherchés pour leur viande depuis des siècles et demeurent la principale source de viande fraîche dans de nombreuses zones forestières d'Afrique. La chasse et la pose de pièges ont pris une ampleur spectaculaire au cours des dernières décennies, partiellement en raison de la croissance démographique dans les zones rurales, mais aussi à cause de l'intensification du commerce favorisée par l'ouverture de routes d'exploitation forestière et par la nécessité

d'approvisionner les marchés toujours plus importants des centres urbains. En dépit de la reproduction très rapide des petites espèces de céphalopodes, des populations entières ont ainsi été éliminées de plusieurs zones forestières situées à proximité de routes et d'établissements humains (Wilkie & Finn, 1990; Muchaal & Ngandjui, 1999; Noss, 1999); les grands mammifères sont ceux qui se reproduisent le plus lentement.

Si les activités humaines ont une incidence sur la faune et la flore sauvages, à l'inverse, les grands mammifères ont de sérieuses répercussions sur les êtres humains. Les éléphants font des dégâts considérables dans les cultures, et les communautés proches des forêts s'en plaignent souvent. Les suidés et les buffles posent problème aux agriculteurs, car ils fouillent le sol ou piétinent les plantations, tandis que les antilopes viennent manger les légumes dans les champs proches des villages. Les chèvres, les moutons et les bovins sont souvent la proie des léopards. Il faut donc qu'un équilibre s'instaure entre la conservation des espèces sauvages et le contrôle des animaux nuisibles, un objectif pour lequel il faut impérativement assurer un suivi efficace des populations animales (Bell, 1984; Hill, 1998, 2000; Naughton *et al.*, 1999).

Sur une note plus positive, les grands mammifères sont un atout important pour le développement du tourisme, et les populations d'éléphants, de bongos, de rhinocéros et, dans une moindre mesure, de buffles peuvent être attirées vers les trous d'eau et les affleurements salins pour permettre un tourisme d'observation de haute qualité. Une surveillance et des recensements s'imposent néanmoins afin d'évaluer l'impact du tourisme sur les espèces sauvages. Une forte concentration de grands herbivores à proximité des trous d'eau peut causer de sérieux dégâts dans la végétation. Les pistes empruntées par les touristes peuvent avoir des conséquences diverses sur la répartition des animaux. Les grands mammifères tels que les éléphants et les hippopotames pygmées emprunteront ces pistes parce qu'ils apprécient, comme les êtres humains, de se déplacer à découvert plutôt que dans un sous-bois épais. Cependant, la trop grande fréquentation des pistes par les touristes ou des comportements mal adaptés (de la part des touristes comme des équipes de recensement) peuvent effrayer les animaux et les éloigner. À l'inverse, les espèces fréquemment chassées sont susceptibles de se concentrer autour des zones fréquentées par les touristes et où les chasseurs ne s'aventurent probablement pas.

5.3 Méthodes

Généralités

Les recensements de mammifères fournissent aux gestionnaires des données de trois types. Au niveau le plus élémentaire, ils permettent de

déterminer la présence ou l'absence des espèces dans différents sites en vue de l'élaboration des cartes de leur aire de répartition. Les informations apportées par les enquêtes sur l'aire de répartition des espèces (voir la Section 6.3.1) sont de la plus haute utilité pour les espèces rares ou menacées, ainsi que pour celles qui servent d'indicateurs de l'état des forêts. À un niveau plus détaillé, un simple échantillonnage permet de déterminer l'abondance relative d'une espèce dans différents sites ou dans un site donné sur une période prolongée. Au troisième et dernier niveau de complexité, des travaux d'échantillonnage bien plus rigoureux, une collecte plus systématique de données et de robustes analyses statistiques permettent parfois d'élaborer des estimations quantitatives de la densité des populations.

Il est d'autant plus difficile de recenser les mammifères terrestres des forêts qu'un grand nombre d'espèces sont craintives et ont un comportement furtif qui les incite à se dissimuler dans les sous-bois. Plusieurs méthodes de recensement ont néanmoins été mises au point pour surmonter ces difficultés. On distinguera les méthodes directes, basées sur les animaux effectivement repérés, et les méthodes indirectes qui s'appuient sur le comptage des signes attestant leur présence. Dans le reste de ce chapitre, on décrit ces différentes méthodes en précisant les points forts et inconvénients de chacune d'elle.

Les variations climatiques saisonnières peuvent provoquer des changements spectaculaires dans le comportement des animaux, tant du point de vue de leur visibilité (qui est fonction de la densité des sous-bois) que du temps pendant lequel les pistes et les signes de leur présence restent visibles. Les enquêtes de base qui visent à déterminer la présence ou l'absence des espèces devront donc s'échelonner sur plusieurs saisons, à raison de visites de courte durée, tandis que les études comparatives doivent être réalisées pendant la même saison.

Identification des espèces

Il existe plusieurs guides pratiques de grande qualité pour l'identification des grands mammifères d'Afrique. Dorst & Dandelot (1983), Haltenorth & Diller (1984) et Kingdon (1997) fournissent tous des informations détaillées sur l'identification des espèces, leur répartition et leur écologie. Citons également Stuart & Stuart (1995, 1997) et Estes (1991), qui peuvent s'avérer utiles. Par ailleurs, Rosevear (1974) qui n'est pas un guide pratique est néanmoins un précieux ouvrage de référence pour l'identification des carnivores des forêts d'Afrique de l'Ouest.

5.3.1 Cris d'appel des chasseurs, attractifs et postes d'observation

Les chasseurs ont toute une gamme de grognements, de cris et de sifflements pour attirer différentes espèces. Le meilleur exemple en est le bêlement nasillard qui permet d'attirer les céphalophes, et les chercheurs reproduisent souvent les cris d'appel des chasseurs pour s'assurer ainsi de la présence des différentes espèces de céphalophes (par exemple, Wilson, 1990). Les résultats peuvent être impressionnants: en quelques minutes, les animaux accourent jusqu'à quelques mètres de la personne qui appelle. Pour avoir de bons résultats, il faut faire appel à des chasseurs expérimentés et ne pas être plus de deux à les accompagner. Les appels doivent être répétés à des distances d'au moins 250 mètres. Les chercheurs doivent se dissimuler soigneusement, par exemple entre les contreforts d'un arbre, et rester silencieux et immobiles pendant que les chasseurs appellent.

On peut aussi attirer les animaux par d'autres méthodes: des pierres à sel, naturelles ou artificielles, dans le cas des herbivores, et de la viande ou des marques odorantes pour les carnivores (voir Blum & Escherich, 1979, pour ce dernier cas). Il faut parfois plusieurs semaines avant que les animaux ne découvrent un attractif, et cette méthode ne se prête donc pas aux enquêtes ponctuelles de courte durée.

Matériel

- Des filets de camouflage et de la corde.
- Une machette pour la construction de caches temporaires.

Sélection des sites

Les points d'observation stratégiques comprennent les affleurements salins, les trous d'eau, les bourbiers, les arbres chargés de fruits, les trouées dues à la chute des arbres et occupées par des pousses fraîches, les clairières, les routes d'exploitation forestière et les pistes régulièrement empruntées par les animaux.

Procédure

i) Une cache simple peut être aménagée en suspendant du filet de camouflage entre les arbres ou leurs contreforts, ou en coupant des palmes pour former un écran derrière lequel on peut se dissimuler tout en observant l'extérieur. Dans les zones protégées, assurez-vous que la construction d'abris n'est pas interdite. Les postes d'observation doivent être situés sous le vent du site observé. Veillez à ce qu'ils soient confortables pour ne pas avoir à bouger. Au lieu de construire une cache, on peut également se poster dans les branches d'un arbre, sur une crête ou un affleurement rocheux en surplomb;

en effet, rares sont les mammifères terrestres qui remarquent les objets immobiles au-dessus d'eux.

ii) Lorsque la cache est installée, il faut compter au moins un jour avant de l'utiliser pour que les animaux s'y habituent.

iii) L'heure la plus propice pour observer la plupart des espèces est celle qui précède l'aube (ce qui permet de s'installer avant l'arrivée du jour) ou les deux heures qui précèdent le crépuscule. Approchez silencieusement depuis la direction opposée au site d'observation. Installez-vous dans une position confortable pour ne plus bouger (n'oubliez pas l'anti-moustique!).

iv) Il est parfois utile d'aller inspecter la « zone d'observation » pour repérer d'éventuelles empreintes ou autres signes (poils, déjections, traces de passage, etc.), surtout si les séances d'observation ne donnent guère de résultats. Cette inspection peut avoir lieu à midi afin de ne pas perturber les séances de l'aube et du crépuscule.

v) On comptera entre deux et trois heures pour une première séance d'observation. Il faut quitter l'endroit silencieusement dans la direction opposée au site d'observation.

Enregistrement des données

i) Complétez les premières rubriques de la fiche d'enregistrement (Formulaire 5.1) avant le début des observations. Nommez chacun des sites de recensement et attribuez un numéro ou un code aux différents postes d'observation (par exemple: site de recensement de Gouleako; poste d'observation 3). Précisez le type de végétation, l'ampleur des perturbations dues à l'homme (que vous pouvez déterminer à partir d'archives ou d'observations directes) et toutes caractéristiques pertinentes (par exemple, forêt fluviale, à maturité, peu exploitée, de nombreux figuiers chargés de fruits). Précisez l'altitude si vous travaillez sur un gradient altitudinal.

ii) Quand vous repérez des mammifères, notez l'heure et observez-les tranquillement pendant quelques minutes, même si vous pouvez immédiatement en identifier l'espèce. Si les animaux restent sur place, commencez à compléter la fiche d'enregistrement (Formulaire 5.1) sans faire de bruit en notant l'heure de l'observation et leur nombre. Vous pouvez aussi préciser le nombre de mâles, de femelles et de jeunes si vous pouvez le déterminer, ainsi que leur comportement. Notez tout aliment consommé et prélevez un échantillon si nécessaire. Si vous n'êtes pas en mesure d'identifier l'espèce, faites-en une description détaillée dans votre carnet en estimant notamment sa taille, en décrivant sa forme (notamment la tête et le museau), la présence éventuelle de cornes et la robe. Vous pouvez également faire un croquis.

iii) N'oubliez pas de noter l'heure à laquelle les animaux repartent. Vous pouvez alors compléter vos notes et consulter un guide pratique pour identifier les espèces sur lesquelles vous avez un doute. Inspectez également la zone

d'observation pour relever les empreintes, les poils, les fruits tombés au sol, etc.

Avantages et inconvénients

Cette méthode nécessite beaucoup de temps et doit être réservée aux sites fréquemment visités par les animaux. Il faut une certaine expérience pour identifier les sites propices et on peut gagner énormément de temps et d'effort en consultant les chasseurs et les personnes qui connaissent bien les espèces locales. Hormis ces quelques inconvénients, cette méthode livre de précieux enseignements sur la présence des espèces, permet d'étudier le comportement des animaux et de déterminer leur potentiel pour la mise en place d'un tourisme d'observation.

Le fait de nourrir régulièrement les animaux au même endroit peut avoir des conséquences négatives. Les animaux finissent par s'habituer à y trouver systématiquement de la nourriture et peuvent même se livrer à une farouche concurrence pour se l'approprier. De plus, les chasseurs risquent de découvrir l'existence du site d'observation.

5.3.2 Battues au filet

Ce type de traque est traditionnellement utilisé par les chasseurs, par exemple en République centrafricaine (Noss, 1999) et à Zanzibar (Archer, 1994), ainsi que par les chercheurs, pour capturer les petits cervidés et les antilopes (voir notamment Bowland, 1990; Newing, 1994).

La méthode présente des distorsions inhérentes pour l'estimation de l'abondance des populations. Ainsi, le pistage radio a montré que les céphalophes de Maxwell et les céphalophes rouges évitent les filets ou les rabatteurs avant même d'être observés (Bowland, 1990; Newing, 1994). Certains individus, notamment les nouveau-nés, ne sont pas repérés, car ils restent figés dans les broussailles et on ne parvient pas à les débusquer de leurs cachettes. Il demeure que ce genre de battue est parfois la meilleure solution pour recenser les ongulés les plus craintifs, notamment lorsque la densité de végétation rend leur repérage direct difficile. L'erreur d'échantillonnage diffère probablement d'une espèce à l'autre, mais tout porte à croire qu'elle entraîne une sous-estimation des populations.

Les battues sont par ailleurs très bruyantes et peuvent perturber d'autres populations animales résidentes. Le pistage radio des animaux montre toutefois qu'ils retournent rapidement sur leur territoire pour y reprendre leurs activités habituelles une fois que les rabatteurs sont partis.

Matériel et personnel nécessaires

- Un ruban à mesurer.
- Des filets de chasse (d'environ 50 mètres x 2 mètres; mailles de 25 à 50 mm; de couleur sombre, élastiques et, dans l'idéal, avec une résistance à la rupture d'au moins 100 kg).
- Des longueurs de 60 cm de cordage nylon solide, nouées en haut des filets à intervalles d'environ quatre mètres.
- Des machettes.
- Au moins 10 rabatteurs/auxiliaires (avec ou sans chiens).

Sélection des sites

La zone de recensement doit être stratifiée selon les méthodes décrites pour les recensements sur transects (voir ci-dessous) et des unités d'échantillonnage sont sélectionnées de manière à couvrir toute la gamme des habitats présents.

Procédure et enregistrement des données

i) Si des chasseurs expérimentés participent au recensement, il est préférable de s'en remettre à eux (voir Noss, 1999), car ils savent généralement où trouver les bêtes. En règle générale, ils isolent une vaste zone (de l'ordre de 4 à 5 ha) en reliant des filets les uns aux autres.

ii) En l'absence de chasseurs, la procédure sera fonction de la densité de végétation, de la quantité de filets disponibles, du nombre de rabatteurs et de leur expérience. Les battues s'organisent généralement sur des surfaces de 0,5 à 1 ha. Si la visibilité est bonne et la marche facile, on peut se contenter de tendre une seule ligne de filets, juste avant que la battue ne commence, sur l'un des côtés de la zone recensée. Lorsque la végétation est trop dense, il faut défricher la zone quelques jours avant la battue selon un quadrillage de pistes de 50 m x 50 m. Les filets peuvent ensuite être posés rapidement et sans bruit, et les observateurs disposent ainsi d'un bon champ de vision. Dans la végétation dense, il est recommandé de clôturer au moins trois des côtés de la zone d'étude pour que les animaux ne puissent s'enfuir avant d'être repérés. Plus il y a de filets, plus il faut consacrer de temps à la battue, mais on a d'autant moins besoin d'auxiliaires pour surveiller les limites du bloc de comptage.

iii) Avant la battue, l'équipe doit isoler le bloc aussi silencieusement que possible. Des filets de 2 mètres de haut x 50 mètres sont dressés en position en attachant les cordes en nylon aux arbres, à environ un mètre et demi ou deux mètres de hauteur; il faut laisser assez de mou au sol pour que les animaux ne puissent passer par-dessous. Une fois les filets posés, les auxiliaires se postent à intervalles réguliers pour pouvoir attraper et relâcher les animaux

pris dans les filets ou enregistrer ceux qui s'échappent du bloc s'il n'est pas entièrement clôturé. Il faut donc prévoir une personne tous les 15 à 30 mètres (davantage sur les côtés ouverts) en fonction de la densité de végétation. Ces personnes assurent le repérage.

iv) Les autres assistants sont postés en ligne à l'une des extrémités du bloc et font office de rabatteurs. Une fois que les filets sont en place, les rabatteurs entrent dans la zone et débusquent les animaux en criant et en frappant les arbres, les broussailles et les troncs abattus avec leurs bâtons. Des chiens peuvent aussi être utilisés, à condition de garder la pleine maîtrise de la situation.

v) Certains animaux essaieront de s'enfuir en passant entre les rabatteurs et ceux-ci doivent donc être plus rapprochés (10 à 15 mètres de distance) que les assistants chargés du repérage. Plus on dispose de monde, plus on peut couvrir une zone importante en une seule battue. En fonction de la taille de l'équipe et des conditions d'intervention, les battues (y compris la pose des filets) prennent entre une demi-heure et deux heures.

vi) Dès qu'un animal est repéré, l'espèce et, si possible, l'âge et le sexe doivent être consignés. L'observation est signalée aux autres pour éviter les doubles comptages. Les animaux piégés doivent être retenus assez longtemps pour qu'on puisse les examiner, noter leur âge, leur sexe et leur état. Dans certains cas, des spécimens peuvent être prélevés (voir la Section 4.4).

vii) Après la battue, tous les membres de l'équipe se retrouvent pour comparer leurs observations et confirmer le nombre total d'animaux qu'ils ont repérés dans chaque espèce. Des informations de base sur le site, la végétation, les conditions météo et l'heure de la battue doivent également être relevées; à cet effet, on peut utiliser le Formulaire 5.1 en omettant la première et la dernière colonne.

Analyse des données

On calcule la densité de population en divisant le nombre de céphalophes repérés par la surface échantillonnée pendant la battue. Sur le terrain, la densité cumulée peut être estimée après toutes les battues de la journée (en les ajoutant aux résultats des précédentes battues), et les résultats peuvent être reportés sur un graphique pour évaluer le moment à partir duquel les estimations de densité se stabilisent et où l'échantillon a atteint une taille suffisante.

Avantages et inconvénients

Ce genre de battue n'est envisageable que si l'on peut recruter une main d'œuvre suffisante et l'acheminer pour plusieurs jours jusqu'aux sites de recensement. Si tel est le cas, les observations directes sont nombreuses, ce qui fait de ces battues l'un des moyens les plus précis de recueillir des

informations sur la taille des populations en vue de leur gestion. Lorsque la végétation secondaire est très dense, c'est parfois le seul moyen de recenser les mammifères terrestres.

5.3.3 Recensements pédestres le long de transects

Quand on doit couvrir une zone importante avec une petite équipe (deux à trois personnes), la seule option réaliste est de procéder à un recensement pédestre. Il peut s'agir d'**études de reconnaissance** visant à réunir rapidement des informations sur une vaste zone ou d'évaluations plus détaillées de la densité des populations dans une zone donnée où l'on aura tiré des **transects**. Que les enquêtes soient de courte durée ou répondent à un strict protocole, tous les animaux repérés et les signes correspondants doivent être consignés; les méthodes peuvent reposer sur des observations directes (voir la Section A ci-après) ou sur le comptage des traces (empreintes, déjections, voir p. 96).

Pour effectuer un recensement sur transects, de nouveaux transects doivent être tirés de manière à échantillonner différents types de végétation et différents degrés de perturbations anthropiques, en tenant compte de leur présence probable dans la zone d'étude. On mesure la distance perpendiculaire entre chaque animal ou groupe d'animaux (ou entre les tas d'excréments ou groupes de tas d'excréments) et le centre du transect afin d'estimer la densité de population (ou celle des excréments). Pour estimer les populations, 40 animaux au moins doivent être repérés pour chaque espèce et type d'habitat, l'idéal étant d'avoir plus de 100 observations (Plumptre, 2000). Il s'ensuit que les recensements sur transects permettent seulement d'estimer les populations d'espèces assez souvent aperçues. Toutes les informations les concernant doivent être relevées et différentes techniques permettent d'analyser les données sur chaque espèce en fonction de la quantité d'informations disponibles.

La procédure applicable aux études de reconnaissance est analogue à celle décrite ci-dessous pour les recensements sur transects, à deux grandes différences près: la première concerne l'échantillonnage et la seconde l'enregistrement des distances à la perpendiculaire du transect, absent dans le cas des études de reconnaissance. Celles-ci suivent la ligne de moindre résistance à travers la végétation afin de couvrir le plus de distance possible. Il peut s'agir de sentiers tracés par l'homme ou empruntés par les animaux, du lit des cours d'eau ou de broussailles éparses que l'on peut traverser tout droit sans avoir à défricher (Walsh & White, 1999). Tous les animaux débusqués et les traces repérées sur la distance parcourue sont enregistrés. Des indications

sur les différents types de végétation et le niveau de perturbation anthropique doivent être consignées durant la première étude de reconnaissance réalisée dans la zone.

Matériel et personnel nécessaires

Pour le tracé des transects:

- Un ruban à mesurer de 30 mètres ou du fil topographique de 30 mètres de long.
- Du ruban de signalisation fluorescent en vinyle et des feutres.
- Deux machettes.
- Une équipe d'au moins quatre personnes (dont au moins deux sont chargées de la coupe des lignes).
- Des cartes, un GPS, un altimètre et un clinomètre si vous cartographiez la zone.

Pour les recensements sur transects et les études de reconnaissance:

- Une ou deux personnes au plus.
- Facultatif: un télémètre optique ou des jumelles de campagne à laser.

Sélection des sites

i) De manière générale, les transects doivent traverser les principaux habitats dans une proportion égale à leur présence effective dans la zone d'étude. Dans les forêts non perturbées, le fond de vallée sert généralement d'axe principal à partir duquel les transects sont tirés à la perpendiculaire. Si la zone d'étude est très vaste, plusieurs lignes de base peuvent être tracées parallèlement au fond de vallée, par exemple à intervalles de 5, 10 ou 50 km, les transects étant alors tracés à la perpendiculaire de chaque ligne. Les transects doivent être espacés d'au moins 2 km (et plus de préférence) et ne doivent pas se recouper. (Voir White & Edwards, 2000, Chapitre 3, pour un exposé détaillé sur les échantillonnages stratifiés).

ii) Si le recensement a pour but de déterminer l'abondance régionale des populations animales, la zone d'étude doit comprendre des endroits présentant différents degrés d'activité anthropique et de perturbations des habitats (brousse en bordure d'une zone exploitée, forêt secondaire, forêt exploitée, forêt non perturbée). Si les perturbations sont susceptibles d'avoir davantage d'impact que les bassins hydrographiques sur les populations de mammifères (par exemple, en cas de chasse ou d'exploitation agricole soutenue), il est préférable d'utiliser une route comme axe principal ou d'équilibrer le travail d'échantillonnage en fonction de la distance des établissements humains (voir par exemple Lahm *et al.*, 1998).

iii) Une fois que la zone d'étude a été globalement déterminée, les transects sont tirés à des distances d'au moins 300 à 500 mètres les uns des

autres, et au minimum à 500 mètres du camp de base dont les bruits et les odeurs éloignent souvent les mammifères (à moins qu'ils ne viennent fouiller vos poubelles pour y trouver de la nourriture!).

iv) Les pistes existantes sont probablement empruntées par les grands animaux et il faut donc en tracer de nouvelles pour conserver un échantillonnage aléatoire. Le défrichage ne doit pas être effectué pendant le comptage au risque d'effrayer les animaux. Les nouveaux transects doivent donc être ouverts un jour ou deux avant le démarrage des travaux. S'il ne paraît pas justifié de tracer de nouveaux transects et que les anciennes pistes sont utilisées, on choisira plutôt les sentiers étroits que les pistes très dégagées.

v) Les routes et les pistes existantes sont très utiles pour s'assurer de la présence des espèces. En revanche, l'utilisation de pistes anciennes empruntées par les chasseurs et les piégeurs ou de chemins d'exploitation forestière où la végétation diffère sensiblement de celle du reste de la zone aura pour effet de biaiser gravement les résultats et les estimations des populations.

Procédure: ouverture des transects

i) On utilisera une table de nombres aléatoires pour sélectionner le point de départ et la direction (gauche ou droite) de chaque transect à partir de la ligne de base. À défaut, la direction des transects peut être déterminée en fonction des habitats présentant un intérêt pour le recensement. Le choix dépendra de l'objectif global de l'étude et du degré de spécialisation des animaux étudiés par rapport à l'habitat. Les transects doivent pouvoir être parcourus en une fois (généralement, entre 3 et 5 km).

ii) Les transects sont tirés à la perpendiculaire de la ligne de base, à l'aide d'un compas pour conserver un tracé rectiligne et du mètre ruban ou fil topographique de 30 mètres pour en mesurer la distance. De légers détours dus à des obstacles comme les arbres tombés sont acceptables à condition que la direction initiale du transect soit maintenue tout du long. Si la végétation est trop épaisse, deux personnes doivent débroussailler à tour de rôle. On relève à mesure toutes les caractéristiques rencontrées en chemin (camp de chasseurs, cours d'eau, etc.) que l'on reporte immédiatement sur la carte.

iii) Le défrichage doit être limité au minimum nécessaire. Si les transects ne sont utilisés que de jour pendant quelques semaines, on dégagera un passage aussi étroit que possible en suivant le cap déterminé au compas (voir Walsh & White, 1999). Si le recensement est effectué de nuit, ils doivent être assez visibles pour être suivis sans difficulté et sans que cela perturbe l'observation. Quand le site est préparé en vue d'une étude à long terme, les chemins doivent être suffisamment dégagés pour ne nécessiter qu'un entretien mineur.

iv) Les transects doivent être balisés tous les 50 mètres. S'ils ne sont

tracés que pour quelques mois, on peut se contenter d'inscrire les distances sur des morceaux de ruban fluorescent attachés aux arbustes. Pour ouvrir des transects permanents, il vaut mieux peindre les distances sur les troncs d'arbres ou y clouer des marques numérotées en aluminium.

v) Les nouveaux transects doivent être laissés au repos 24 heures au moins avant le démarrage du recensement. Cela permettra aux animaux de se remettre de la perturbation et de retrouver leurs repaires et leurs habitudes. Le moment est également bien choisi pour faire un croquis des transects.

vi) Pour éviter d'attirer l'attention des chasseurs et des piégeurs sur les transects et leur donner accès à de nouveaux secteurs, le départ des transects peut être dissimulé ou démarré à une cinquantaine de mètres à l'intérieur de la forêt (à partir d'une route, d'une piste forestière). Certains chercheurs ouvrent même les transects au sécateur de manière à ne pas laisser de trace derrière eux. S'il n'est pas prévu de réutiliser les transects, les marques de signalisation doivent être enlevées à la fin des travaux.

A. Recensement par observations directes

i) De jour, les recensements doivent, de préférence, être effectués le matin, entre l'aube et environ 11 heures, lorsque les animaux sont le plus actifs. Si le temps manque, on peut aussi recenser l'après-midi entre 15 heures et 17 h 30, heure à partir de laquelle la visibilité devient très mauvaise. Les recensements nocturnes peuvent être réalisés à tout moment de la nuit, mais ils ont souvent lieu vers 20 heures.

ii) Il ne faut pas recenser sous la pluie: les sons sont beaucoup plus difficiles à percevoir et la pluie modifie le comportement des animaux (comme celui des chercheurs!). S'il se met à pleuvoir, il vaut mieux interrompre les travaux jusqu'à ce que les bruits d'eau aient pris fin, ou arrêter purement et simplement le travail si la pluie a l'air bien installée.

iii) Pour bien faire, un ou deux observateurs doivent parcourir en silence toute la longueur des transects, que ce soit de jour ou de nuit. Il faut marcher lentement en regardant de part et d'autre pour repérer d'éventuels mouvements et être à l'affût des bruits pouvant signaler des mouvements, des cris d'appel, un animal en train de se nourrir, etc. En moyenne, il faut se déplacer à environ 1 km à l'heure, en s'arrêtant tous les 100 mètres environ pour écouter les bruits environnants. Il faut prendre le temps d'enregistrer les données chaque fois qu'un animal est repéré. Trois à cinq heures seront donc nécessaires pour parcourir tout le transect.

iv) Il est essentiel d'estimer précisément les distances (entre le transect et l'animal), et l'utilisation d'un télémètre optique est donc recommandée (voir également la Section 2.5).

v) Dans la mesure du possible, il faut prévoir une rotation des observateurs d'un transect à l'autre pour gommer les différences dues à leurs

différences d'appréciation. Cela rend aussi le travail plus intéressant, et permet à tous de repérer des traces et signes inhabituels que l'on peut marquer avec du ruban fluorescent.

Enregistrement des données

i) Au départ du transect, il faut compléter les premières rubriques du formulaire ci-dessous (Formulaire 5.2). Quand un ou plusieurs mammifères ont été repérés (souvent des animaux débusqués), les colonnes de la deuxième partie du tableau doivent aussi être complétées.

ii) La distance perpendiculaire est relevée depuis la position où l'animal a été vu la première fois jusqu'au point le plus proche du transect, ce qui peut nécessiter de se déplacer sur le sentier. On peut aussi être amené à approcher silencieusement les animaux pour mieux les voir. Les autres observations intéressantes concernent par exemple le nombre de mâles et de femelles, la présence de jeunes, l'activité et le comportement, l'association avec d'autres espèces et les interactions entre espèces.

Analyse des données

i) Abondance relative: lorsque la taille de l'échantillon ne permet pas d'estimer la densité des populations, le nombre d'animaux repérés par kilomètre parcouru fournit une indication grossière de l'abondance.

ii) L'estimation des densités de population à partir des données de recensement sur transects implique une modélisation complexe de la probabilité que les animaux soient dépistés à différentes distances du transect. Ces analyses statistiques peuvent toutefois être réalisées à l'aide du programme *DISTANCE*, que l'on peut télécharger, avec le manuel de l'utilisateur, sur le site Internet suivant: www.ruwpa.st-and.ac.uk/distance (Buckland *et al.*, 1993).

L'analyse repose sur plusieurs hypothèses:

- les transects sont tracés de manière aléatoire par rapport à la répartition des animaux;
- tous les animaux situés sur le transect (sur sa largeur) sont toujours détectés;
- les animaux sont repérés là où ils se trouvaient initialement, c'est-à-dire avant de détalier devant l'observateur;
- les distances perpendiculaires (animal-transect, observateur-transect) sont exactes.

Il est rare que toutes les hypothèses soient vérifiées, ce qui impose une certaine prudence par rapport aux estimations de population. On trouvera dans Buckland *et al.* (1993) un examen complet des aspects théoriques de l'analyse et de la manière dont les écarts doivent être traités.

Avantages et inconvénients

Le principal avantage des études de reconnaissance est leur rapidité. Elles peuvent être réalisées pendant les patrouilles de routine des gardes et se prêtent donc bien aux travaux de suivi. Leur principal inconvénient est que l'échantillonnage des habitats et de l'intensité de l'exploitation humaine est souvent biaisé. Dans des études fondées sur le comptage des bouses d'éléphants et des nids de gorilles, les résultats d'études de reconnaissance ont été comparés à ceux de recensements sur transects et de fortes corrélations ont été mises en évidence. La règle générale veut que les études de reconnaissance soient étayées par quelques recensements sur transects pour déceler d'éventuelles distorsions (Walsh & White, 1999; White & Edwards, 2000, Chapitre 13).

B. Comptage des déjections

Quand les espèces à recenser ne peuvent être repérées à vue, ou très rarement, il faut avoir recours aux méthodes de recensement indirect. Le recensement repose alors sur les traces laissées par les animaux, et la densité des populations correspondantes est estimée à partir de ces signes. Il en existe de très nombreux: les déjections (par exemple, les tas de crottes des céphalophes, les bouses des éléphants et des buffles, les excréments des félins), les empreintes ou pistes, les poils, les fouilles et les bauges des potamochères et les traces d'urine marquant des territoires (hippopotames pygmées, rhinocéros et carnivores). Trois méthodes sont examinées dans cette section: le comptage des déjections, le comptage des empreintes et le piégeage photographique.

En théorie, la densité des populations animales peut être calculée à partir de la densité des déjections trouvées sur le tapis forestier des forêts, en fonction de deux variables:

- le nombre de tas de déjections produits par jour par animal (taux de défécation), et;
- le temps nécessaire pour que les déjections disparaissent (taux de décomposition des déjections).

Ces deux variables sont malheureusement influencées par plusieurs facteurs pouvant être à l'origine d'erreurs diverses. En outre, pour les animaux tels que les céphalophes de taille moyenne ou les petits carnivores, il est difficile d'identifier les espèces d'après les déjections. Ainsi, seules des techniques biochimiques permettent de différencier les excréments des chats dorés de ceux des mangoustes. Les taux de défécation varient en fonction de l'alimentation (voir par exemple White, 1995) et, dans le cas des grands félins, en fonction du cycle œstral des femelles. Les taux de décomposition varient quant à eux selon les conditions météo, les conditions microclimatiques et

l'activité des stercoraires. Dans les forêts d'Ouganda, par exemple, Nummelin (1990) a constaté une moindre incidence des crottes de céphalophe lorsqu'il pleuvait beaucoup avant les recensements.

Toute erreur d'estimation du taux de décomposition et du taux de défécation aura une incidence considérable sur l'estimation des densités de population (Plumptre, 2000). De plus, les espèces terrestres comme les céphalophes et les carnivores marquent leur territoire avec leurs excréments; la répartition des déjections n'est donc pas aléatoire, ce qui pose des problèmes complexes d'échantillonnage. Dans le cas des espèces migratrices ou qui se déplacent sur de grandes distances comme les éléphants, la zone d'étude peut ne pas couvrir l'intégralité de leur domaine, et la densité des bouses dépendra donc du passage des éléphants dans la zone d'étude pendant la période précédant l'enquête.

Malgré ces difficultés d'ordre méthodologique, le comptage des déjections est souvent la meilleure méthode de recensement, car c'est le signe le plus fréquent de la présence de nombreux grands mammifères des forêts. Des techniques détaillées ont été élaborées pour surmonter les difficultés techniques du recensement des éléphants de forêt par comptage des bouses (Barnes & Jensen, 1987), et des méthodes semblables ont été utilisées pour des espèces aussi différentes que les buffles et les céphalophes. Quand la densité des déjections est élevée, on peut envisager de se passer des taux de décomposition, ce qui implique toutefois de parcourir plusieurs fois les mêmes transects en éliminant les excréments à chaque passage. On peut alors enregistrer le nombre de tas de déjections par unité de surface couverte pendant une période connue, par exemple entre deux recensements consécutifs (Plumptre, 2000).

Pour les éléphants, les densités de population estimées à partir du comptage des déjections sont bien corrélées par les résultats obtenus avec d'autres méthodes (Barnes, 2001). De manière générale, on constate cependant que l'efficacité de la méthode décroît avec la taille de l'espèce car les taux de décomposition sont bien plus variables (voir Plumptre & Harris, 1995, qui traitent des difficultés méthodologiques). C'est pourquoi dans le cas de petites espèces, le comptage des déjections ne donne qu'une indication de l'abondance relative et les résultats doivent donc être utilisés avec prudence.

Matériel et personnel nécessaires

- Un ruban à mesurer de 30 mètres ou du fil topographique de 30 mètres de long.
- Un mètre ruban en acier (graduation millimétrique).
- Du ruban de signalisation fluorescent en vinyle et des feutres pour noter les distances, ou des marques permanentes: plaques d'aluminium

- numérotées, clous et marteau.
- Une équipe de quatre personnes.

Sélection des sites

Pour l'essentiel, la sélection des sites répond aux mêmes exigences que les recensements pédestres le long de transects (Section 5.3.3.). De nouveaux transects doivent cependant être utilisés pour le comptage des déjections. Ils peuvent suivre des pistes nouvellement ouvertes, ou des sentiers d'exploration non marqués, selon un cap prédéterminé au compas.

Procédure

i) On conseille toujours de commencer par tester la décomposition des déjections afin de déterminer la période durant laquelle les tas d'excréments perdurent sur le tapis forestier (voir cependant l'alinéa ii ci-dessous). À cet effet, il faut localiser et marquer au moins 50 tas d'excréments frais. Pour les éléphants, chaque tas doit être inspecté au moins une fois par semaine et son degré de décomposition doit être évalué selon les catégories définies dans le Formulaire 5.3. Dans le nord-est du Gabon, le taux de décomposition moyen des bouses d'éléphants a été évalué à 2,4 pour cent par jour et les tas demeurent visibles de quelques jours à plusieurs semaines (Barnes & Jensen, 1987).

ii) Barnes *et al.* (1997) ont montré que le taux de décomposition des bouses d'éléphant était inversement proportionnel à la pluviométrie durant le mois de défécation, tandis que leur densité était influencée par les précipitations enregistrées au cours des deux mois précédents. Les variations géographiques doivent aussi être prises en compte (Nchanji & Plumptre, 2001). En conséquence, à moins que des études de base n'aient déjà été réalisées dans un pays donné ou dans une région particulière, il faut estimer les taux de décomposition et calculer la densité des bouses par éléphant (voir les notes du Formulaire 5.3 sur le degré de décomposition des bouses).

iii) Les principes et les procédures de comptage des déjections sont analogues à ceux exposés dans la section précédente sur les recensements pédestres le long de transects (Section 5.3.3).

iv) Durant le comptage des déjections, un observateur inspecte le sol à la recherche des excréments tandis que les autres gardent le cap à l'aide d'un compas, mesurent la distance parcourue et dégagent le sentier. La personne qui inspecte le sol doit avancer lentement et chercher de part et d'autre du chemin. Cela exige beaucoup de concentration et il est bon d'inverser les rôles tous les 250 mètres environ. Quand on cherche les déjections de petites espèces comme les céphalophes pour déterminer leur présence éventuelle dans le secteur, il peut être utile de travailler sur des distances plus courtes (des sous-échantillons du transect principal) que l'on pourra parcourir plus

lentement et plus attentivement.

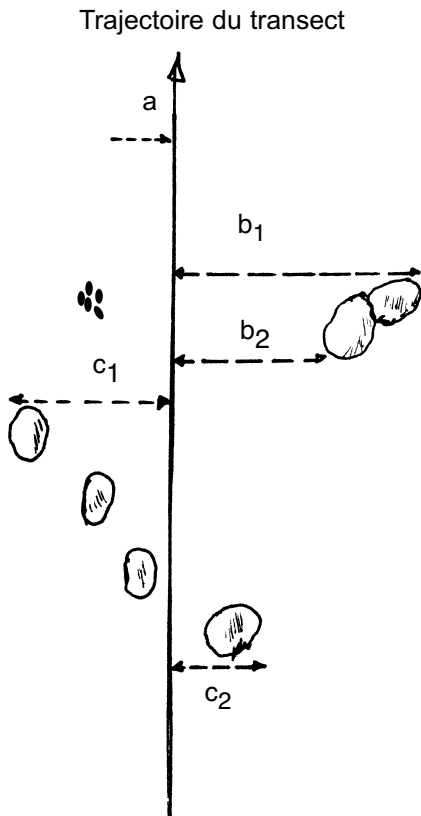
v) Pour les léopards et de nombreux autres carnivores, les transects en forêt ne fourniront guère d'informations et il est préférable de recenser le long des pistes et des routes. Un GPS peut être utilisé pour mesurer les distances.

Enregistrement des données

i) Quand on repère un tas d'excréments, il faut enregistrer sa distance sur le transect (à l'aide du ruban à mesurer ou du fil topographique de 30 mètres de long), la distance perpendiculaire entre le centre du transect et celui du tas (avec le mètre ruban en acier), le degré de décomposition des bolis (boules d'excréments individuelles) et le type de végétation alentour. Voir la Figure 5.1.

ii) Vous pouvez éventuellement noter sur la même fiche les traces relevées en chemin (Formulaire 5.3), leur taille, ainsi que toute autre observation dans la colonne intitulée « Type de végétation et observations générales ».

Figure 5.1 Comptage de déjections



Mesure des distances entre le transect et les tas de déjections : dans le cas des céphalopodes, mesurez la distance perpendiculaire entre le centre du tas de crotin et le transect (a). Pour les éléphants, les bouses sont souvent plus dispersées et doivent être mesurées de deux façons : i) si elles sont regroupées d'un côté du transect, la mesure doit être prise du transect à la limite extérieure du tas (b₁), puis jusqu'à la limite intérieure du tas (b₂) ; ces deux mesures sont additionnées, puis divisées par deux ; et ii) si les tas sont dispersés de part et d'autre de la piste, on relèvera la plus grande distance perpendiculaire des deux côtés (c₁ et c₂), puis on les soustraira et on divisera le résultat par deux (d'après White & Edwards, 2000).

Analyse des données

i) La largeur du transect de recensement est calculée de la même manière que celle des transects de recensement par observation directe (voir ci-dessus) en utilisant la distance perpendiculaire du sentier jusqu'au tas de déjections (dans le cas des éléphants, on exclut les bouses qui ont atteint le stade de décomposition E, Barnes & Jensen, 1987). Les calculs mathématiques complexes qui entrent dans l'évaluation de la largeur variable de la bande peuvent être effectués avec le programme *DISTANCE* (Section 5.3.3.). Si possible, il faut repérer au moins 100 tas de bouses (Plumptre, 2000), le strict minimum pour cette méthode d'analyse étant généralement de 40 tas.

ii) La surface du transect est calculée en multipliant sa longueur par sa largeur, tandis que la densité des déjections est obtenue en divisant le nombre de tas de bouses par la surface.

iii) Une fois que l'on connaît la densité des déjections, il faut calculer les taux de défécation et de décomposition. Si vous ne pouvez pas calculer le taux de défécation, utilisez un taux normalisé de 17 bouses par jour pour les éléphants (d'après Wing & Buss, 1970). Pour les céphalophes, la situation est plus problématique, car il est peu probable que les mêmes taux de défécation et de décomposition s'appliquent à des espèces, des forêts ou des saisons différentes, et les études en la matière sont rares (Koster & Hart, 1988).

Comptage rapide des bouses d'éléphant

Pour éviter un recensement détaillé, Barnes (1988) décrit une méthode simplifiée où l'observateur suit un cap déterminé au compas sans ouvrir de sentier, en comptant toutes les bouses rencontrées en chemin (à des degrés de décomposition allant de A à E). Pour une analyse élémentaire, la proportion de sections de 500 mètres sur lesquelles des bouses ont été repérées est ajustée à une courbe d'étalonnage définie lors de recherches plus systématiques et la densité des déjections (tas/km²) est donnée par le graphique correspondant. Les analyses de données décrites plus haut permettent ensuite d'estimer les populations. C'est là une méthode très brute d'estimation des densités. Toutefois, comme les études de reconnaissance, son avantage est que l'on peut couvrir une distance importante en un temps relativement bref. Elle fournit des données sur la répartition des éléphants ainsi que des indications sur l'importance relative des différents habitats à différentes saisons. Les données de terrain ont été systématiquement exploitées (méthode de reconnaissance) dans des études sur les éléphants du Gabon. À la différence de la méthode présentée ci-dessus, la distance des différents tas de bouses par rapport au transect n'a pas été mesurée, mais les estimations ont été fondées sur le nombre de tas au kilomètre. Cette méthode est évidemment

moins précise, mais elle permet de couvrir environ quatre fois plus de terrain que la méthode complète présentée plus haut et ce, pour le même effort. Walsh & White (1999) suggèrent d'utiliser les deux méthodes et d'étalonner les différentes estimations.

C. Comptage des traces (empreintes)

Les empreintes et autres traces (par exemple, les pistes des céphalophes, les empreintes de félins) fournissent des informations capitales sur la présence des espèces, notamment des espèces rares ou difficiles à voir, et elles peuvent être relevées en marge d'autres travaux. Cette méthode est cependant moins fiable que le comptage des déjections pour estimer l'abondance relative, car la densité des pistes varie en fonction du type et de l'humidité du sol, de la pluviométrie et des schémas de déplacement des animaux dans la zone d'étude. De plus, la taille et la forme des pistes changent selon l'allure de l'animal, le sol et l'ancienneté des traces. Les pistes fraîches laissées sur un sol idéal ont des bords francs qui les rendent assez faciles à mesurer, bien que la plupart aient tendance à s'émousser à mesure qu'elles s'estompent. Les bordures s'affaissent et s'effacent, et deviennent difficiles à mesurer avec précision.

En conséquence, les espèces de taille semblable ne peuvent guère être distinguées les unes des autres à partir de leurs pistes. En outre, les jeunes laissent des traces qui ressemblent à celles des adultes d'espèces plus petites (les pistes des jeunes céphalophes rouges ressemblent, par exemple, à celles des céphalophes bleus adultes). Certains chasseurs locaux seraient capables de distinguer les pistes de toutes les espèces (Koster & Hart, 1988), mais les biologistes n'ont pas encore pu mettre au point une méthode objective pour faire de même et, dans la plupart des comptages, les antilopes des forêts sont regroupées en deux ou trois catégories de taille. L'identification des espèces est moins problématique chez les félins, car il n'y a que des léopards et des chats dorés en forêt, et ils sont de tailles très différentes.

Si les animaux peuvent être identifiés au moyen de leurs pistes, on peut estimer la densité des populations. Stander (1998) y est arrivé pour les léopards des milieux semi-arides en se faisant aider par des chasseurs San chevronnés, et en utilisant un véhicule pour couvrir de vastes zones en voiture (il n'a trouvé en moyenne qu'une empreinte tous les 38,1 km). Comme dans le cas des ongulés, les biologistes n'ont pas réussi à élaborer une méthode objective pour distinguer les espèces (voir également Smallwood & Fitzhugh, 1993).

Matériel

- Une règle (graduation millimétrique).
- Un râteau.
- Des feuilles de verre ou d'acétate et des feutres pour reproduire les empreintes.
- Pour le moulage des empreintes: des pailles (pour aspirer un liquide), du talc, du plâtre, un récipient pour la préparation du plâtre, un agitateur, des plaques de moulage en papier, de l'eau, un scalpel ou un couteau bien affûté, et une brosse fine. Le vinaigre accélère le durcissement du plâtre.

Sélection des sites

Les sites peuvent être sélectionnés de manière:

- i) opportuniste: chaque fois que l'on relève des traces;
- ii) stratégique: en localisant les endroits où le sol est sablonneux ou meuble et humide et où s'impriment les empreintes les plus légères. Les meilleurs endroits se trouvent dans les zones sablonneuses, poussiéreuses humides ou, le long des routes et des pistes, sur les berges des cours d'eau ou dans le sable du lit des rivières asséchées en saison sèche;
- iii) systématique: en créant des zones d'échantillonnage à intervalles réguliers (par exemple, tous les 50 à 100 mètres) le long d'un transect. Il faut débarrasser le sol de toutes les feuilles et autres débris et bien le ratisser afin qu'il soit suffisamment lisse et meuble pour absorber les traces d'un animal (voir par exemple Wilkie & Finn, 1990).

Procédure et enregistrement des données

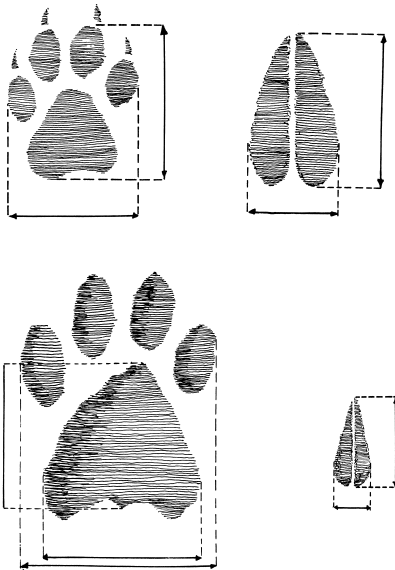
Les caractéristiques du site et des pistes laissées par les différentes espèces ou groupes de mammifères doivent être consignées sur le Formulaire 5.4 (voir White & Edwards, 2000, Chapitre 10, pour de plus amples détails). Dans la mesure du possible, il convient de mesurer trois empreintes au moins pour le même animal. En cas de doute sur l'identité des mammifères, il faut faire un croquis en indiquant l'échelle et les dimensions mesurées. Les félins sont plus faciles à identifier à partir d'une reproduction de leurs empreintes sur des feuilles de verre ou d'acétate (Panwar, 1979).

Identification

Il existe très peu de guides pratiques qui donnent des indications sur la taille et les dimensions des empreintes des grands mammifères terrestres. Walker (1991) constitue une exception notable, mais s'intéresse principalement à ceux des savanes. L'ouvrage de Stuart & Stuart (1995, 1997) peut s'avérer utile pour les personnes travaillant en Afrique de l'Est, tandis que l'ouvrage de Liebenberg (2000) pourrait intéresser toute personne désireuse d'apprendre à

identifier les mammifères et leurs empreintes, bien que son livre ne porte que sur l’Afrique australe.

Figure 5.2: Empreintes



en bas: léopard et céphalophe bleu;
en haut: guib harnaché et civette

Comme le montrent les dessins, les principales mesures sont la longueur et la largeur des empreintes (en millimètres). Pour les carnivores, il faut distinguer la longueur des coussinets et celle des griffes et, pour les grands carnivores, il faut également mesurer la longueur et la largeur du talon (précisez si les griffes sont incluses). On peut aussi relever la longueur et la largeur des doigts.

Dans la mesure du possible, il faut au préalable mesurer les empreintes d’animaux captifs (par exemple, dans des zoos) pour se faire une idée de leur forme et de leur taille. Une étude sur les antilopes des forêts d’Afrique de l’Ouest (Newing, 1990) distingue quatre catégories d’empreintes de tailles très différentes (Tableau 5.1). Outre les espèces énumérées ci-dessous, les traces des sitautungas sont aisément identifiables en raison de leurs très longs sabots, très pointus et largement écartés.

Tableau 5.1: Longueur des empreintes de quelques espèces des forêts d’Afrique de l’Ouest

Longueur maximale (mm)	Espèce
80 – 100	Bongo
50 – 75	Grands céphalophes (céphalophes à dos jaune, de Jentink et spadix)
18 – 45	Guib harnaché (30 – 45 mm), de taille petite ou moyenne, céphalophes, chevrotain
Moins de 18	Antilopes pygmées (Neotragus spp.)

Enregistrement permanent des traces

Si l'on trouve des empreintes inhabituelles que l'on ne peut identifier sur-le-champ, il est bon d'en garder une trace permanente pour des travaux ultérieurs. Ce peut être une photo, un dessin et/ou un moulage en plâtre.

Pour commencer, il faut enlever avec une petite pince tous les débris qui dissimulent le tracé de l'empreinte en faisant attention de ne pas abîmer les bords.

Photographie d'empreintes

- i) À des fins de référence, placez une règle à côté de l'empreinte avant de prendre la photo.
- ii) Notez l'indice d'exposition du film, le nom de l'espèce, la date d'enregistrement, le lieu, le numéro d'identification et le nom de l'observateur.

Reproduction d'empreintes

- i) Disposez au-dessus de l'empreinte une plaque de verre montée sur des vis de longueur réglable, ajustez la hauteur des vis pour que la plaque de verre soit bien horizontale.
- ii) Reportez le tracé de l'empreinte sur la plaque en respectant la définition.
- iii) Notez le nom de l'espèce, la date de collecte, le lieu, le numéro d'identification et le nom du chercheur au coin de la plaque ou sur un carnet si le tracé est ultérieurement reporté sur papier.

Moulages d'empreintes (en complément des photos)

- i) En vous servant de la paille, recouvrez l'empreinte de talc pour empêcher les particules de terre d'adhérer au moule.
- ii) Posez un cadre de moulage autour de l'empreinte (en papier, en carton ou en plastique rigide) autour de l'empreinte.
- iii) Préparez le plâtre en ajoutant de l'eau et en remuant sans arrêt jusqu'à ce que le mélange ait la consistance d'une pâte à crêpes.
- iv) Répartissez le mélange lentement et régulièrement à l'intérieur du moule en le tapotant pour extraire les bulles d'air qui risqueraient de déformer l'impression.
- v) Gravez un numéro d'identification sur le moule avant que le plâtre ne prenne.
- vi) Enregistrez le nom de l'espèce, la date du moulage, le lieu, le numéro d'identification et le nom de l'observateur dans un carnet.
- vii) Attendez environ deux heures pour que le plâtre durcisse (s'il me-nace de pleuvoir, protégez-le avec une feuille en plastique).

- viii) Ôtez le moule, rognez l'excédent de plâtre en laissant une bordure d'un centimètre autour de l'empreinte.
- ix) Enlevez tous les débris de plâtre avec une brosse.
- x) Protéger le moulage dans du tissu ou du plastique à bulles.
- xi) Conservez-le au frais et au sec.

Analyse des données

Pour la plupart des espèces, l'analyse se borne à déterminer la présence ou l'absence de l'espèce ou encore, le nombre d'empreintes et autres marques enregistrées par espèce et par kilomètre parcouru. Si on dispose d'un grand nombre de mesures pour les grands carnivores, on peut envisager de réaliser des analyses multivariées afin d'identifier les individus (voir par exemple Smallwood & Fitzhugh, 1993).

5.3.4 Enregistrements photographiques

La photo coûte cher et l'on n'est jamais à l'abri des pannes de matériel; en revanche, elle est extrêmement précieuse pour enregistrer les espèces difficiles à dépister. La pose d'appareils à déclenchement automatique permet de surveiller avec peu de personnel les sites fréquemment visités par les animaux (par exemple, les affleurements de sel), les sites appâtés et leurs lieux de passage habituels. Les pièges photo permettent aussi de déterminer les schémas d'activité (diurne, nocturne ou crépusculaire), les réactions aux perturbations (voir par exemple Griffiths & van Schaik, 1993), les déplacements, les comportements de reproduction saisonniers et les structures sociales. Si l'on a assez d'appareils, on peut aussi réunir des informations sur l'abondance des espèces. Seydack (1984) en donne un bon exemple concernant les forêts d'Afrique australe, tandis que Griffiths (1994) mentionne leur utilité pour l'étude des carnivores des forêts ombrophiles d'Asie du Sud-Est. Une étude détaillée des pièges photo serait hors de propos dans ce manuel et nous invitons le lecteur intéressé à consulter Karanth & Nichols (1998) ainsi que Carbone *et al.* (2001).

Matériel

- Du matériel photo pour l'enregistrement des données, à savoir: a) un appareil à réarmement automatique (ou un Polaroid) protégé par un boîtier imperméable et monté sur pied; b) un flash également protégé par un boîtier; c) un dispositif de déclenchement du genre trébuchet (300 mm x 400 mm); un filin attaché à l'appât ou un détecteur de chaleur ou de mouvement; et d) les raccords nécessaires entre le dispositif de déclenchement et l'appareil.

- Les caméras passives sont équipées d'un trébuchet ou d'un détecteur de chaleur ou de mouvement. Le problème des détecteurs de mouvement est souvent qu'ils se déclenchent trop facilement (par exemple, suite à la chute d'un fruit ou d'une feuille). Il existe aussi des détecteurs à laser qui émettent un faisceau à impulsions; la prise de vue est déclenchée quand le faisceau est traversé pendant une certaine période; le taux d'impulsions peut donc être réglé en fonction de l'espèce.
- Si on utilise un trébuchet, il faut le placer à un passage étroit du chemin. Lorsque l'animal marche dessus, il actionne un contact électrique qui déclenche le flash et la prise de vue; le système se réarme automatiquement avant le passage d'un autre animal.
- Si les carnivores sont appâtés, un dispositif mécanique rattaché à l'appât permet de déclencher automatiquement le flash et l'appareil quand l'animal s'empare de l'appât.

Sélection des sites

L'appareil doit être placé face à un sentier, une piste, une route fréquemment empruntés par les mammifères. Pour trouver le bon endroit, il faut rechercher les pistes qui croisent les sentiers, les déjections, les traces de nourrissage et autre marques. L'endroit doit être assez étroit pour que les animaux soient obligés de passer près de l'appareil. Un réseau d'appareils peut ainsi être installé dans toute la zone d'étude ou au centre de quelques unités d'échantillonnage (voir par exemple Seydack, 1984). On peut aussi poser des appâts et positionner l'appareil de manière à photographier tout animal qui s'approche des appâts. C'est la bonne solution lorsque les pistes sont très fréquentées par les humains ou pour échantillonner les petits carnivores et autres animaux qui utilisent rarement les routes et les pistes.

Procédure et enregistrement des données

i) Les appareils doivent être installés en des points stratégiques et être orientables pour tirer le meilleur parti de l'endroit. Si l'on n'a qu'un seul appareil, on peut changer de site après quelques jours. Les conditions météo doivent également être notées.

ii) Il est préférable de faire des essais pour obtenir des photos de qualité. La sensibilité du film et la vitesse d'obturation, l'ouverture du diaphragme, la distance par rapport à l'appareil, etc. doivent être adaptées aux conditions d'intervention (voir par exemple Seydack, 1984).

iii) La plupart des appareils enregistrent automatiquement la date et l'heure de la prise de vues. À défaut, un panneau indiquant le numéro de l'appareil, le lieu et la date peut être placé dans le champ de visée, à condition de ne pas gêner les animaux.

Analyse des données

i) Une fois les photos développées, les espèces sont identifiées et, si possible, leur âge et leur sexe sont déterminés. S'il s'agit d'espèces rares, on obtient ainsi des informations importantes sur la présence de l'espèce et, parfois, sur la structure des populations. Attendez-vous cependant à trouver sur la plupart des photos une piste vide ou de multiples individus d'une même espèce, par exemple des cercocèbes. Il faut donc beaucoup de films pour obtenir quelques photos d'espèces rares.

ii) Pour les espèces que l'on peut reconnaître à leurs marques (par exemple, les dessins des robes), on peut compter les individus, décrire leurs schémas de déplacement et calculer les densités de population à partir des photos fournies par le ou les appareils installés dans les blocs d'échantillonnage. Le nombre d'individus photographiés et l'effort photo cumulé peuvent être reportés sur un graphique pour établir à quel moment la majorité des individus a été photographiée dans la zone d'étude, ce qui permet ensuite d'appliquer les techniques d'analyse de marquage et de recapture pour estimer les densités de population.

5.4 Conclusions

Toutes les observations d'animaux et de signes d'animaux doivent être consignées pour avoir une vue générale de leur répartition et de leur abondance. Pour la plupart des espèces, les comptages rapides ne pourront pas donner plus d'informations, notamment lorsqu'on trouve peu de signes ou d'animaux. L'abondance relative peut cependant être déterminée avec plus de précision pour les éléphants (par un comptage des bouses le long de transects), ainsi que pour les céphalophes (en réalisant des comptages de jour et de nuit et des battues). Les études à long terme sont indispensables pour obtenir des estimations fiables des densités de population.

5.5 Bibliographie

- Archer, A.L. (1994). *A survey of hunting techniques and the results thereof on two species of duiker and the suni on Zanzibar Island*. Unpublished report to Zanzibar Forestry Development Project.
- Barnes, R.F.W. (1988). *A Shortcut Method for Obtaining Preliminary Estimates of Elephant Abundance in Forests*. IUCN/WCMC, Cambridge, UK. 9pp.
- Barnes, R.F.W. (2001). How reliable are dung counts for estimating elephant numbers? *Afr. J. Ecol.* 39: 1–9.
- Barnes, R.F.W. & Jensen, K.L. (1987). *How to Count Elephants in Forests*. IUCN African Elephant and Rhino Specialist Group Technical Bulletin 1: 1–6. IUCN, Gland, Switzerland.
- Barnes, R.F.W., Asamoah-Boateng, B., Naada Majam, J. & Agyei-Ohemeng, J. (1997). Rainfall and the population dynamics of elephant dung piles in the forests of southern Ghana. *Afr. J. Ecol.* 35: 39–52.
- Bell, R.H.V. (1984). The man–animal interface: an assessment of crop damage and wildlife control. In: *Conservation and Wildlife Management in Africa*, pp. 387–416. (Eds. R.H.V. Bell & E. McShane-Caluzi. US Peace Corps Training and Program Support.
- Blum, L.G. & Escherich, P.C. (Eds.) (1979). *Bobcat Research Conference Proceedings*. National Wildlife Federation Technical Report Series 6.
- Bowland, A.E. (1990). The response of red duikers *Cephalophus natalensis* to drive counts. *Koedoe* 33(1): 47–53.
- Buckland, S.T., Anderson, D.R., Burnham, K.P. & Laake, J.L. (1993). *Distance Sampling: Estimating Abundance of Biological Populations*. Chapman & Hall, London, UK.
- Carbone, C., Christie, S., Conforti, K., Coulson, T., Franklin, N., Ginsberg, J.R., Griffiths, M., Holden, J., Kawanishi, K., Kinnaird, M., Laidlaw, R., Lynam, A., Macdonald, D.W., Martyr, D., McDougal, C., Nath, L., O'Brien, T., Seidensticker, J., Smith, D.J.L., Sunquist, M., Tilson, R. & Wan Shahrudin, W.N. (2001). The use of photographic rates to estimate densities of tigers and other cryptic mammals. *Anim. Cons.* 4: 75–79.
- Davies, G., Heydon, M., Leader-Williams, N., Mackinnon, J. & Newing, H. (2001). The effects of logging on tropical forests ungulates. In *The Cutting Edge: conserving wildlife in logged tropical forests* pp93-124. Fimbel, R.A., Grajal, A. & Robinson, J.G. (eds) Columbia Press, New York.
- Dorst, J. & Dandelot, P. (1983). *Guide des grands mammifères d'Afrique*. Delachaux & Niestlé S.A., Neuchâtel (Suisse) et Paris.
- Dubost, G. (1984). Comparison of diets of frugivorous ruminants of Gabon. *J. Mammol.* 65(2): 298–316.
- Estes, R.D. (1991). *The Behavior Guide to African Mammals: including Hoofed Mammals, Carnivores, Primates*. University of California Press, Berkeley and Los Angeles, California, USA.
- Feer, F. (1989). Comparaison des régimes alimentaires de *Cephalophus callipygus* et *C.dorsalis*, bovidés sympatriques de la forêt sempervirente africaine. *Mammalia* 53(4): 563–604.
- Griffiths, M. (1994). Population density of Sumatran tigers in Gunung Leuser National Park. In: *Sumatran Tiger population and Habitat Viability Analysis Report*. (Eds. R. Tilson, K. Soemarna, W. Ramono, S. Lusli, K. Traylor-Holzer & U. Seal). Indonesian Directorate of Forest Protection and Nature Conservation and IUCN/SSC Conservation Breeding Specialist Group. Apple Valley, Minnesota, USA.
- Haltenorth, T. & Diller, H. (1984). *A Field Guide to the Mammals of Africa, Including Madagascar*. Collins, London, UK.
- Hill, C.M. (1998). Conflicting attitudes towards elephants around the Budongo Forest Reserve, Uganda. *Environm. Conserv.* 25: 244–250.
- Hill, C.M. (2000). Conflict of interest between people and baboons: crop raiding in Uganda. *Int. J.*

Primatol. 21(2): 299–315.

Karanth, K.U. & Nichols, J.D. (1998). Estimation of tiger densities in India using photographic captures and recaptures. *Ecology* 79: 2852–2862.

Kingdon, J. (1997). *The Kingdon Field Guide to African Mammals*. Academic Press, London, UK.

Koster, S.H. & Hart, J.A. (1988). Methods of estimating ungulate populations in tropical forests. *Afr. J. Ecol.* 26: 117–126.

Lahm, S.A., Barnes, R.F.W., Beardsley, K. & Cervinka, P. (1998). A method for censusing the greater white-nosed monkey in north-eastern Gabon using the population density gradient in relation to roads. *J. Trop. Ecol.* 14: 629–643.

Liebenberg, L. (2000). *Photographic Guide to Tracks and Tracking in Southern Africa*. New Holland, South Africa.

Muchaal, P.K & Ngandjui, G. (1999). Impact of village hunting on wildlife populations in the western Dja Reserve, Cameroon. *Conserv. Biol.* 13: 385–396.

Naughton, L., Rose, R. & Treves, A. (1999). *The social dimensions of human–elephant conflict in Africa: A literature review and case studies from Uganda and Cameroon*. Report to IUCN African Elephant Specialist Group, Human Elephant Task Force. Gland, Switzerland.

Nchanji, A.C. & Plumptre, A.J. (2001). Seasonality in elephant dung decay and implications for censusing and population monitoring in south-western Cameroon. *Afr. J. Ecol.* 39: 24–32.

Newing, H.S. (1990). *Distinguishing antelope dung and tracks - a zoo study of Upper Guinean forest species, West Africa*. Unpublished report.

Newing, H.S. (1994). *Behavioural ecology of duikers (Cephalophus spp.) in forest and secondary growth, Tai, Côte d'Ivoire*. PhD Thesis, University of Stirling, Scotland.

Noss, A.J. (1999). Censusing rainforest game species with communal net hunts. *Afr. J. Ecol.* 37(1): 1–11.

Nummelin, M. (1990). Relative habitat use of duikers, bush pigs, and elephants in virgin and selectively logged areas of the Kibale Forest, Uganda. *Trop. Zool.* 3: 111–120.

Panwar, H.S. (1979). A note on tiger census technique based on pugmark tracings. *Tigerpaper* 6: 16–18.

Peres, C. (1999). General guidelines for standardising line transect surveys of tropical forest primates. *Neotropical Primates* 7(1): 11–16.

Plumptre, A.J. (2000). Monitoring mammal populations with line transect techniques in African forests. *J. Appl. Ecol.* 37: 356–368.

Plumptre, A.J. & Harris, S. (1995). Estimating the biomass of large mammalian herbivores in a tropical montane forest: a method of faecal counting that avoids assuming a steady state system. *J. Appl. Ecol.* 32: 111–120.

Rosevear, D.R. (1974). *The Carnivores of West Africa*. Trustees of the British Museum (Nat. Hist.), London, UK.

Seydack, A.H.W. (1984). Application of a photo-recording device in the census of larger rainforest mammals. *S. Afr. J. Wildl. Res.* 14: 10–14.

Smallwood, K.S. & Fitzhugh, E.L. (1993). A rigorous technique for identifying individual mountain lions *Felis concolor* by their tracks. *Biol. Cons.* 65(1): 51–59.

Stander, P.E. (1998). Spoor counts as indices of large carnivore populations: the relationship between spoor frequency, sampling effort and true density. *J. Appl. Ecol.* 35: 378–385.

Stuart, C. & Stuart, T. (1995). *Southern, Central and East African Mammals*. Struik Publishers, Cape Town, South Africa.

Stuart, C. & Stuart, T. (1997). *Field Guide to the Larger Mammals of Africa*. Struik Publishers, Cape Town, South Africa.

Walker, C. (1991). *Signs of the Wild: Field Guide to the Spoor and Signs of the Mammals of Southern Africa*. Struik, Cape Town, South Africa.

Walsh, P.D. & White, L.J.T. (1999). What it will take to monitor forest elephant populations. *Conserv. Biol.* 13(5): 1194–1202.

White, L.J.T. (1995). Factors affecting the duration of elephant dung piles in rain forest in the Lope Reserve, Gabon. *Afr. J. Ecol.* 33: 142–150.

White, L. & Edwards, A. (Eds.) (2000). *Conservation Research in the African Rain Forests: A Technical Handbook*. Wildlife Conservation Society, New York, USA.

Wilkie, D.S. & Finn, J.T. (1990). Slash-burn cultivation and mammal abundance in the Ituri Forest, Zaïre. *Biotropica* 22(1): 90–99.

Wilson, V. (1990). *Duiker Survey in Central African Republic*. Chipangali Wildlife Trust, Zimbabwe.

Wing, L.D. & Buss, I.O. (1970). Elephants and forests. *Wildl. Monogr.* 19: 1–92.

Formulaire 5.1: Fiche de comptage des espèces repérées depuis les postes d'observation

Observateur: (nombre total d'observateurs)		Adresse:		Date: (jour/mois/année)	Réf. fiche d'enregistrement terrain:	
Site de recensement:		Poste d'observation:		Végétation:		
Latitude:	Longitude:	MTU (si disponible):		Altitude:		
Conditions météo:		Heure début d'observation:		Heure fin d'observation:		
Autres:						
Heure début d'observation	Espèce	Nombre d'animaux		Autres observations (comportement, nourriture, etc.)		Heure fin d'observation
		Mâles Femelles	Sub adultes	Juveniles/ nouveau-nés		

Formulaire 5.3: Fiche de comptage des déjections sur transects

Observateur: (nombre total d'observateurs)		Adresse:		Date: (jour/mois/année)		Réf. fiche d'enregistrement terrain:	
Site de recensement:		Végétation:		Conditions météo:			
Latitude:		Longitude:		MTU (si disponible):		Altitude:	
Longueur du transect:			Heure de départ:		Heure d'arrivée:		
Autres:							
Heure	Espèce	Pistes/ déjections	État et diam. des boulettes fécales	Distance/ transect (cm)	Type de végétation et observations générales (description, et longueur et largeur maximales (mm) des traces)		

Notes: Distance = depuis le début du transect; État des boulettes fécales: A – fraîches, entières, humides et malodorantes; B = fraîches, entières et inodores; C1 = > 50 pour cent des boulettes intactes; C2 = < 50 pour cent des boulettes intactes; D = déformées, aplaties; E = décomposées au point de ne plus être réparables à une distance de deux mètres, et ne seraient pas visibles sur le transect sauf à proximité immédiate (d'après Barnes & Jensen, 1987). Le diamètre des bouses d'éléphant intacts est mesuré en centimètres.

Formulaire 5.4: Fiche d'enregistrement des pistes

Observateur: (nombre total des observateurs):		Date: (jour/mois/année)		Réf. fiche d'enregistrement terrain:		
Adresse:						
Site de recensement:		Végétation:		Conditions météo:		
Latitude:		Longitude:		Altitude:		
Longueur du transect:		Heure de départ:		Heure d'arrivée:		
Autres:						
Emplacement (numéro du transect)	Espèce	Type de sol	Humidité du sol	Type de végétation	Clarté des empreintes	Mesures (mm)

Type de sol: S = principalement sablonneux; A = principalement argileux; Pr = pierres; L = principalement limoneux.

Associez les catégories si nécessaire, par exemple A + Pr = principalement argileux + pierres.

Humidité du sol: sec; humide; mouillé.

Clarté des empreintes: distinctes = bien définies, avec des bords nets; passables = globalement nettes, mais les bords sont affaissés par endroits ou confondus avec d'autres traces ou débris; indistinctes = suffisamment claires pour permettre d'identifier les espèces, mais difficiles à mesurer en raison de leur affaissement, de la présence d'autres marques ou de débris.

6. Les Primates

Glyn Davies

6.1 Biologie

Les primates d'Afrique sont divisés en trois groupes taxonomiques (Oates, 1996): les prosimiens, nocturnes et de petite taille (plus de 20 espèces); les singes (plus de 45 espèces); et les anthropoïdes ou grands singes (plus de trois espèces). Comme les humains, les primates qui sont actifs le jour ont un odorat généralement peu développé et une ouïe médiocre, tandis que leur vue est excellente. Il en va bien sûr autrement des espèces nocturnes qui voient mal à distance, mais ont une ouïe excellente. Les espèces de savane (les babouins, par exemple) et les lémuriers malgaches ne sont pas discutés dans ce chapitre bien que les procédures de recensement en forêt s'appliquent également au comptage de ces espèces en forêt.



Cercopithecus mona

Les prosimiens

Ces primates primitifs sont séparés en deux familles: les galagos (*Galagonidae*) et les loridés (*Loridae*). Ces espèces sont principalement nocturnes (Charles-Dominique, 1977). Les galagos des forêts sont

généralement de petite taille (quelque 18 espèces pesant de 50 à 300 g) bien que trois espèces pèsent plus de 1,5 kg. Ils vivent en petits groupes familiaux, se déplacent et se nourrissent dans le sous-étage ou dans l'étage intermédiaire et gardent le contact par des cris distinctifs avec les autres membres du groupe. Ils lancent des cris perçants quand ils sont inquiets et aussi pour prévenir les membres de leur groupe ou d'autres groupes. De récents travaux taxonomiques ont mis en évidence l'importance de ces cris pour l'identification des différentes espèces (Bearder *et al.*, 1995).

Le potto (genre *Perodicticus*) et deux espèces d'angwantibos (genre *Arctocebus*) sont de plus grande taille (400 g – 1 500 g), essentiellement solitaires, et se déplacent lentement le long des branches grâce aux enchevêtrements de lianes, souvent dans la canopée ou l'étage intermédiaire. Les angwantibos vivent aussi dans les broussailles des clairières. Quand ils sont séparés les uns des autres, ils communiquent en marquant les branches et les rameaux de leur odeur, mais ne poussent pas de cris perçants.

Les cercopithèques ou guenons

Les cercopithèques des forêts (genres *Cercopithecus*, *Miopithecus* et *Allenopithecus*) sont des singes d'assez de petite taille (de 1 à plus de 8 kg) qui vivent en groupes de 10 à 30 individus et occupent un domaine stable qui s'étend généralement sur 20 à 100 ha (Gautier-Hion *et al.*, 1988). Toutes les espèces peuvent être distinguées par leurs couleurs faciales spécifiques et par les cris que poussent les mâles adultes. Ces cris sont entendus à divers moments de la journée, surtout tôt le matin et en fin d'après-midi; lorsqu'un groupe se met à crier, il déclenche souvent un aller-retour d'appels et de réponses entre groupes voisins.

La plupart des cercopithèques ont une répartition altitudinale marquée présentant une grande diversité d'habitats. Signalons une exception à cette règle: les espèces du groupe de l'Hœst/Preuss qui, pour la plupart, ne sont pas présents sur les basses terres (à l'exception du cercopithèque à queue dorée, *C. solatus*, que l'on trouve dans les basses terres du Gabon) et les espèces qui vivent dans les forêts riveraines/marécageuses (par exemple, le cercopithèque d'Allen et le talapoin) ou à la lisière des forêts (par exemple, le cercopithèque à diadème).

La plupart des groupes reproducteurs sont composés d'un mâle adulte, de plusieurs femelles adultes et des jeunes. Une fois adultes, les jeunes mâles quittent généralement leur groupe de naissance et vont vivre beaucoup plus loin, parfois seuls, parfois en compagnie d'autres mâles adultes.

Les colobes

Les colobes se divisent en trois groupes taxonomiques: le colobe de Van Beneden (une espèce), les colobes bais (plus de 14 espèces et sous-espèces)

et les colobes noirs et blancs (cinq espèces) (Davies & Oates, 1997).

Les colobes noirs et blancs (qui pèsent entre 9,5 et 13 kg) vivent généralement en petits groupes de cinq à 15 individus et occupent des aires assez restreintes (de 20 à 50 ha). Chaque groupe compte un mâle adulte, parfois deux, qui rappellent quotidiennement leur territorialité par des cris puissants principalement entendus avant l'aube et au petit matin. Malgré ce comportement tapageur, ils se cachent et ont tendance à demeurer silencieux à l'approche des hommes. Citons deux exceptions à ce modèle écologique: le colobe noir et blanc d'Angola (*Colobus angolensis*) de la forêt d'Ituri (République démocratique du Congo) et de Nyungwe (Rwanda), et le colobe noir (*C. satanus*) de la Forêt des abeilles (Gabon) qui vivent en troupes bien plus grandes (comptant parfois des centaines d'individus) sur un domaine vital (non pas un territoire) plus vaste.

Chez les colobes bairds (8,5 à 10 kg), les mâles adultes ne poussent pas de cris – à l'exception de cris d'alarme lorsqu'ils voient des hommes – mais on peut les entendre jacasser bruyamment. Les colobes bairds (*Procolobus* spp.) vivent en troupes de 10 à 50 individus, parfois davantage, et occupent une aire de 50 à 100 ha qu'ils ne considèrent pourtant pas comme un territoire; en effet, ils se mélangent énormément avec les groupes voisins. Les tout petits colobes de Van Beneden, *Procolobus verus* (4 kg), sont extrêmement craintifs; ils vivent en petits groupes comptant un, voire deux mâles adultes, ont un cri perçant et se déplacent souvent en compagnie d'autres groupes de singes. Ils sont très difficiles à voir.

Les cercocèbes, les mandrills et les drills

Les cercocèbes (femelles: 6 kg; mâles: 10 kg), les drills et les mandrills (10 – 20 kg) sont des singes de grande taille qui vivent en larges troupes (jusqu'à 100 individus pour les drills, et de 15 à plus de 30 individus pour les cercocèbes) et se déplacent rapidement sur de vastes zones de forêt, en se séparant souvent en petits groupes pour chercher leur nourriture. Les groupes comptent plusieurs mâles adultes qui poussent des cris puissants audibles à plus d'1 km, sans compter leurs bruyantes querelles qui dénotent la présence d'un groupe à quelques centaines de mètres. On a enregistré de rares cas où les mandrills, *Mandrillus sphinx*, se déplaçaient en hordes de plus de 500 individus, attestant un système social dynamique qui peut être maintenu dans de larges secteurs de forêt. Ils passent la plupart du temps à fureter en quête de nourriture sur le sol des forêts et fouillent souvent bruyamment la litière pour y trouver des insectes et des fruits; il leur arrive aussi de dormir et de se nourrir dans les grands arbres. Signalons une exception, le cercocèbe à joues grises, *Lophocebus albigena*, qui est essentiellement arboricole durant le jour.

Les grands singes ou anthropoïdes

On compte quatre espèces d'anthropoïdes: le chimpanzé, *Pan troglodytes*, (30 – 40 kg), le chimpanzé pygmée (aussi appelé bonobo), *Pan paniscus* (25 – 35 kg) et deux espèces de gorilles (90 – 200 kg), le gorille de plaine (ou gorille occidental), *Gorilla gorilla*, et le gorille de montagne (ou gorille oriental), *G. beringei*; ces quatre espèces sont de grande taille et se déplacent au sol sur de vastes distances (McGrew *et al.*, 1998).

Les communautés de chimpanzés se font et se défont, de sorte que les groupes vont de toutes petites unités, comprenant seulement une mère et ses jeunes, à des troupes de plus de 20 individus qui se rassemblent dans les zones de nourrissage (par exemple, des figuiers chargés de fruits). Ils sont très bavards, crient, vocifèrent en tambourinant sur les contreforts des arbres, ce qui permet de les localiser pendant les recensements. Les bonobos vivent en communautés plus soudées à la faveur des liens puissants unissant les mâles et les femelles. On ne les trouve que dans les forêts de basse altitude du sud du bassin du Congo. Les gorilles forment des groupes familiaux stables de 5 à 30 individus dirigés par un, voire deux mâles adultes. Ils sont moins bruyants que les chimpanzés, bien que les démonstrations de puissance des mâles qui se frappent la poitrine soient clairement audibles.

Les quatre espèces de grands singes laissent l'empreinte de leurs membres postérieurs et des phalanges médianes de leurs doigts quand ils se déplacent sur des terrains meubles ou humides; ils construisent des nids où ils dorment la nuit (les chimpanzés et les bonobos dans les arbres et parfois au sol, les gorilles dans le sous-étage, dans les arbres et au sol); ils laissent de grosses déjections persistantes de forme caractéristique près de leurs aires de repos et de nourrissage. Ces signes sont fréquemment utilisés dans les recensements, en plus des traces laissées dans les endroits qu'ils ravagent pendant leurs jeux et leur nourrissage, des observations directes, des cris, des coups frappés sur les arbres et des démonstrations de force des mâles.

6.2 Problèmes de gestion

Les primates jouent un rôle important dans les écosystèmes forestiers: les gorilles ont un impact majeur sur la régénération des forêts; les cercopitèques pollinisent les fleurs et dispersent les graines; les colobes détruisent les graines : ensemble, les primates constituent le gros de la biomasse de mammifères de taille moyenne dans de nombreuses forêts. L'influence souvent ignorée et non documentée qu'ils exercent sur les fonctions de l'écosystème est une considération importante pour les gestionnaires. Par ailleurs, la disparition des habitats forestiers est l'une des causes essentielles de l'extinction des primates (voir par exemple Cowlshaw, 1999; Oates *et al.*, 2000).

Les primates des forêts sont très exploités; ils sont piégés ou chassés pour leur viande. La viande de brousse est importante pour les communautés rurales, tant pour leur alimentation, puisqu'elle constitue une source de protéines animales hautement nécessaires, que pour le commerce. En Afrique centrale et occidentale, où les difficultés économiques ont entraîné une dépendance accrue aux produits forestiers, l'exploitation commerciale des primates a nettement augmenté durant les dernières années. Les primates sont chassés sur de vastes territoires forestiers pour répondre à la demande croissante de viande des centres urbains. Ils sont généralement moins chassés et piégés dans les régions plus sèches d'Afrique australe et orientale, plus favorables au bétail, où la consommation de chair de primate est souvent mal vue pour des raisons religieuses ou culturelles; quoi qu'il en soit, on en mange là aussi.

Les espèces de grande taille sont la cible principale des chasseurs pour le commerce de la viande de brousse, car elles donnent davantage de viande par cartouche tirée; de plus, les tabous traditionnels qui interdisent la chasse des grands singes sont de plus en plus ignorés. Les espèces plus petites sont abattues quand l'occasion se présente ou une fois que les grands singes ont été éliminés. Outre le fait qu'ils sont chassés pour leur viande, certains primates sont utilisés pour d'autres motifs pouvant avoir un effet localisé important, en particulier l'utilisation des peaux à des fins cérémonielles (notamment celles de colobes noirs et blancs), la vente de colifichets aux touristes (comme les mains de gorilles) et la fourniture d'animaux pour le commerce des animaux de compagnie et les centres de recherche biomédicale (en particulier les chimpanzés). Toutes ces activités contribuent sans aucun doute au déclin des espèces chassées.

La taille des primates de forêt est un facteur peu utile pour prévoir les impacts de l'exploitation forestière. Quelle que soit l'espèce, le risque est que les habitats forestiers modifiés soient de moins en moins adaptés aux primates, entraînant dans un premier temps l'élimination des espèces les moins adaptables. Voilà longtemps que le prélèvement des produits forestiers modifie les forêts de tout le continent africain, et les primates ont survécu; toutefois, l'ampleur et le rythme des coupes de bois au cours des dernières années ont radicalement entamé la qualité des forêts. Selon une étude récente des effets de l'exploitation de bois d'œuvre sur les primates (Plumptre & Johns, 2001), rares sont les primates d'Afrique dont la disparition peut être imputée à la modification des habitats résultant des coupes de bois, à l'exception des colobes bairds dans certains secteurs (voir par exemple Skorupa, 1986). Il est cependant difficile de prévoir les effets à long terme du changement de végétation (par exemple, Chapman *et al.*, 2000), et le fait que les chasseurs et les piégeurs accèdent plus facilement aux forêts grâce aux routes

d'exploitation constitue un impact secondaire majeur.

Lorsque les exploitations agricoles sont proches des forêts, les primates viennent souvent piller les cultures, ce qui pose un réel problème de gestion. Les cercopithèques et les cercocèbes ravagent aussi bien les cultures de rapport que les cultures vivrières, et même les galagos sont considérés nuisibles pour les plantes de noix de cajou de la côte du Kenya. Les chimpanzés et les gorilles aiment les bananes et les bananes plantains et peuvent, en très peu de temps, causer des dommages considérables à ces plantes fragiles. Les agriculteurs en viennent à tuer les primates pour protéger leurs cultures, avec pour conséquence que même des espèces protégées comme les gorilles ont été abattus aux abords du Parc national de la Forêt impénétrable de Bwindi en Ouganda.

L'avantage pour les primates est que les touristes aiment les observer et les trouvent intéressants. Dans les zones où les différentes espèces sont largement représentées, dans l'idéal avec de fortes densités de population, l'écotourisme présente un réel potentiel, même là où la densité des forêts rend l'observation difficile. En Ouganda, des activités d'écotourisme ont été mises en place pour les deux espèces les plus appréciées des touristes: les chimpanzés et les gorilles. Dans tous les cas, les animaux ont été habitués à la présence des humains, ce qui prend généralement beaucoup de temps. Le risque est que les animaux qui perdent leur méfiance à l'égard des humains deviennent des cibles faciles pour les chasseurs, ou qu'ils viennent causer des dégâts dans les exploitations forestières, les villages ou les hôtels de tourisme. Ils risquent aussi d'être infectés par les maladies que peuvent introduire les touristes de passage (Butynski & Kalina, 1998).

L'écotourisme et la préservation des populations de primates sont de toute évidence des activités complémentaires. De ce point de vue, le plan d'action de l'UICN pour la conservation des primates d'Afrique (Oates, 1996) rappelle que les primates des forêts sèches et des savanes d'Afrique ont une vaste répartition géographique et sont représentés dans de nombreuses zones protégées, tandis qu'une menace bien plus sérieuse pèse sur la majorité des populations de primates vivant dans les six forêts de basse altitude ainsi que dans les quatre forêts d'altitude ou de montagne. La répartition et l'abondance des primates doivent donc être étudiées pour planifier et engager des mesures de conservation et recueillir des informations en vue de la gestion des forêts.

6.3 Méthodes

Généralités

Les méthodes de recensement applicables aux primates ont fait l'objet d'une étude exhaustive publiée en 1981 par un sous-comité du Conseil national pour la recherche des États-Unis d'Amérique (NRC, 1981) sur le thème de la conservation des populations sauvages; elle mérite d'être lue. L'interprétation des données de recensement des primates doit s'appuyer sur les résultats d'études à long terme concernant la biologie de leur reproduction, leur écologie et leur comportement. À cet égard, citons plus particulièrement les études réalisées à Kibale et Budongo en Ouganda, sur le fleuve Tana et à Kakamega au Kenya, dans les montagnes de Gombe et de Mahale en Tanzanie, les volcans des Virungas au Rwanda, sur l'île de Tiwai au Sierra Leone, à Taï en Côte-d'Ivoire, ainsi qu'à Makokou et la Lopé au Gabon. Les informations sur ces régions et d'autres sites doivent être consultées avant de démarrer un recensement.

La sélection de la méthode de recensement impose un compromis entre le temps et le personnel disponibles, d'une part et l'information requise pour planifier la gestion, d'autre part. Il est donc important de préciser clairement les questions auxquelles l'étude doit répondre, puis d'établir si les ressources disponibles suffisent au recueil des informations nécessaires. Avant d'arrêter votre choix sur les méthodes employées, une brève reconnaissance de la zone d'étude doit être effectuée pour avoir une idée globale des populations à recenser et repérer le site des transects à tracer.

Identification

Outre les guides pratiques sur les grands mammifères mentionnés à la Section 5.3, il faut s'informer sur la couleur des animaux en examinant les collections de peaux des musées et les spécimens vivants des jardins zoologiques et en se familiarisant avec le cri des différentes espèces. Il existe peu de phonothèques des cris de primates, et il est donc judicieux de se rendre dans une autre zone d'étude où l'on peut apprendre à reconnaître ces cris. Ces visites permettent en outre de se renseigner sur les noms locaux des animaux et d'en apprendre davantage sur l'écologie et l'abondance des espèces et leurs interactions avec les humains. Les résultats d'étude ne seront utiles que dans la mesure où l'équipe de recensement est à même d'identifier à coup sûr les espèces rencontrées. Le temps consacré à cette formation produira donc ses fruits à la fin des travaux de recensement.

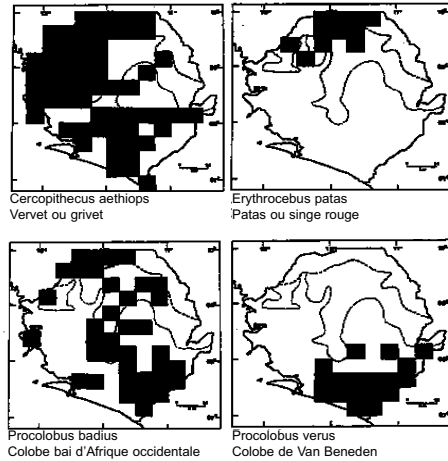
6.3.1 Enquêtes sur la répartition des espèces

L'une des premières choses à déterminer est la gamme des espèces de primates vivant dans la zone d'étude. Plusieurs sources peuvent être consultées à cette fin, en particulier les études publiées et les spécimens de musée, et on peut également passer du temps avec les chasseurs, les agriculteurs et les agents des services des forêts, de la faune et de la flore sauvages, des parcs nationaux et autres services publics. Les informations recueillies à cette occasion doivent être soigneusement vérifiées (voir la Section 2.6), reportées sur des listes types (Formulaire 6.1) que l'on peut ensuite saisir à l'ordinateur et reporter sur des cartes.

Les cartes de répartition géographique des espèces – qui illustrent les endroits où les différentes espèces sont présentes ou ont déjà été repérées – peuvent être établies à différentes échelles, du niveau local au niveau global. Pour pouvoir transposer l'information d'une échelle à l'autre, il est important d'utiliser d'emblée une unité cartographique type telle que des degrés (ou quarts de degrés) de latitude et de longitude ou la grille métrique universelle MTU. On peut ainsi établir des cartes à l'échelle du pays sur lesquelles les modifications de la répartition géographique des espèces peuvent être reportées ultérieurement (voir la Figure 6.1).

À l'échelon local, il faut se procurer une carte topographique précise (au 1:50 000) et, dans la mesure du possible, des photographies aériennes ou des photos satellites. Ceci permet de vérifier les informations recueillies sur la végétation, l'altitude, la proximité des villages, des routes, des centres urbains, etc. Des visites peuvent ensuite être effectuées dans les différents secteurs et une fois que l'on a cartographié toutes les observations et les données fiables, on peut se faire une première idée des zones propices aux primates. Bien que capitales pour la gestion des forêts, ces informations ne suffisent pas pour estimer les densités de population.

Figure 6.1: Répartition géographique de quatre espèces de primates au Sierra Leone (Grubb et al., 1998)



6.3.2 Transects linéaires

Les méthodes de recensement sur transects linéaires utilisées pour l'estimation des populations de vertébrés (voir Buckland *et al.*, 1993) ont été adaptées en vue du recensement des primates des forêts (voir NRC, 1981; Whitesides *et al.*, 1988; Peres, 1999; Plumptre, 2000). Ces méthodes ont essentiellement pour but de déterminer la densité des populations de primates dans la zone d'étude et de préciser les facteurs ayant une incidence sur la taille des effectifs.

Matériel et personnel nécessaires

On trouvera au chapitre précédent toutes les informations concernant le matériel, le personnel et la sélection des sites d'enquêtes génériques (Section 5.3.3). Les mêmes principes s'appliquent aux primates bien que le comptage direct de groupes très mobiles présente des difficultés spécifiques qui seront discutées à la section sur l'analyse des données.

Sélection des sites

i) Sélectionnez sur une carte précise le point de départ des différents transects ainsi que leur direction. Vous pouvez vous aider d'une table de nombres aléatoires pour fixer le début des transects et leurs orientations. À défaut, ils peuvent être tracés selon un échantillonnage stratifié permettant d'échantillonner les zones d'intérêt, en fonction de la superficie et de la dispersion des habitats. Ils peuvent en outre être tirés dans des directions différentes; il faut au moins un kilomètre de distance entre tous les points des

transects pour avoir une idée des densités de population sur une zone assez vaste, et donc représentative (voir la Section 5.3.3 pour de plus amples explications). Les transects doivent être tirés en ligne droite à travers la forêt à l'aide d'un compas.

ii) Les guides et les chasseurs locaux peuvent vous aider à déterminer des emplacements favorables pour les camps et le départ des transects. Comme on l'a signalé dans le chapitre sur les ongulés, les transects ne doivent pas démarrer à proximité des camps, à cause des bruits et des odeurs des camps, mais à plus de 300 mètres de distance.

iii) On gagne beaucoup de temps en utilisant les routes, les pistes et les sentiers existants comme transects de recensement. En revanche, cela peut produire une distorsion considérable des résultats étant donné que a) la végétation en bordure de route est nettement différente de celle du cœur des forêts, et/ou b) les primates se comportent différemment sur ces voies fréquemment empruntées par les chasseurs.

iv) Une fois que les transects ont été ouverts, il faut attribuer un nom distinctif à la zone d'étude ainsi qu'un numéro unique à chaque transect afin de les distinguer les uns des autres. Comptez au moins 24 heures avant de commencer le recensement pour que les primates puissent se remettre des perturbations causées par l'ouverture des transects.

A. Repérage d'animaux

Procédure

i) Tôt le matin (juste après l'aube) ou dans l'après-midi (après 15 heures), un ou plusieurs observateurs doivent parcourir lentement et silencieusement la longueur du transect. À titre d'exemple, Butynski (1984) a réglé sa vitesse à moins de 1 km/heure en s'arrêtant 30 à 60 secondes tous les 60 mètres pour observer autour de lui et écouter les bruits; d'autres chercheurs (par exemple, Peres, 1999) ont adopté une vitesse globalement analogue de 1,25 km/heure.

ii) Pendant la période de comptage, les transects ne doivent pas être empruntés par d'autres équipes de recensement car cela risquerait de faire fuir les animaux.

iii) Le temps peut avoir une incidence sur le repérage des primates: certaines espèces poussent moins de cris lorsqu'il y a du vent, et toutes sont plus difficiles à voir lorsqu'il pleut ou que le vent souffle. On évitera donc de procéder à des comptages sous la pluie ou juste après, car les bruits d'eau masquent les autres sons.

iv) Plusieurs autres facteurs influent sur les résultats: a) l'heure de la journée – les primates sont plus actifs de bonne heure le matin et en fin d'après-midi; b) les activités humaines – les primates sont moins bruyants et

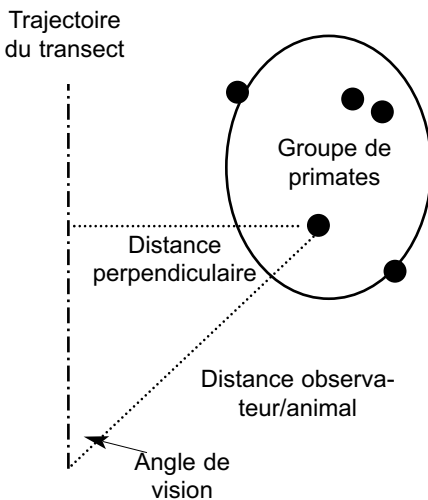
plus méfiants dans les zones où l'on chasse; et c) l'expérience des observateurs. Ces paramètres doivent tous être consignés (voir les premières rubriques du Formulaire 6.1).

Enregistrement des données

i) Dès qu'on repère un primate, le mode de détection (observation directe, mouvement des branches, chute d'un fruit, cri d'alarme, fuite d'animaux, etc.) doit être immédiatement noté et on complétera la fiche d'enregistrement dans toute la mesure du possible (Formulaire 6.1). Il faut impérativement mesurer précisément la distance entre le transect et tous les animaux repérés (voir la Figure 6.2). La distance perpendiculaire du transect à chaque primate repéré peut être mesurée à l'aide d'un mètre ruban, d'un cordage (non élastique) ou d'un télémètre optique (ou à laser). Comme on l'a indiqué à la Section 2.5, l'évaluation des distances à vue varie considérablement d'un observateur à l'autre et, plus le temps passe plus le calcul de la distance entre l'observateur et l'animal et l'angle de vision deviennent deux nouvelles sources d'erreur possibles.

ii) Il est souvent utile d'accrocher une marque au transect à l'endroit où le premier animal a été repéré; elle pourra servir de repère pour la prise des mesures suivantes. On doit pouvoir retrouver facilement l'endroit où les animaux ont été vus pour la première fois, et donc noter le numéro du repère le plus proche de l'observateur.

Figure 6.2: Recensement sur transect linéaire



iii) Plusieurs informations concernant le groupe de primates doivent être relevées, en particulier: le nombre d'individus du groupe (mâles adultes, femelles, jeunes, toute autre signe particulier tel que des queues tordues, etc.); la taille approximative du groupe (en comptant les individus entendus mais pas vus); la superficie sur laquelle les animaux sont dispersés, ainsi que la dispersion d'ensemble du groupe. Il faut prévoir assez de temps pour parcourir les transects et se déplacer de part et d'autre pour relever les mesures nécessaires; en revanche, on ne doit pas s'écarter des transects pendant plus de 10 minutes.

iv) D'autres informations concernant le comportement animaux doivent être enregistrées: ce que faisait le groupe lorsqu'il a été repéré (si les animaux se nourrissaient, que mangeaient-ils?); la réaction du groupe en voyant l'observateur (par exemple, méfiance, curiosité, fuite paniquée, indifférence, etc.); à quelle hauteur et dans quel type de végétation a-t-on trouvé les animaux?

Analyse des données

Trois ensembles de données sont nécessaires pour calculer la densité de population exprimée en groupes par kilomètre carré:

i) La longueur du transect parcouru qui est déterminée en multipliant sa longueur par le nombre de fois où il a été parcouru.

ii) Le nombre de groupes rencontrés, à savoir tous les groupes comptant à la fois des mâles et des femelles; les groupes qui ne semblent être constitués que de mâles adultes doivent faire l'objet de mentions distinctes; il en va de même des animaux solitaires.

L'abondance relative d'une espèce (à savoir le nombre de groupes par kilomètre parcouru) peut être calculée à partir de ces deux ensembles de données. C'est ainsi qu'a procédé Skorupa (1986) à Kibale où il a obtenu des données statistiquement fiables qui mettent en évidence des différences dans les effectifs des primates selon que la forêt est exploitée ou non. Ce n'est toutefois possible que si l'on peut déterminer les différences de probabilité liées à l'observation des primates dans les deux sites (Skorupa, 1987).

iii) En multipliant la largeur du transect par la distance couverte, on obtient la surface de forêt dans laquelle un nombre donné de groupes de primates a été enregistré; ce résultat fournit à son tour une indication de la densité de population (groupes par unité de surface). Cependant, la détectabilité des groupes de part et d'autre du transect n'est pas une donnée fixe, et on ne peut affirmer que tous les groupes situés dans les 40 mètres à droite et à gauche du transect seront effectivement repérés, tandis que ceux situés au-delà ne pourront être vus.

La largeur du transect est influencée par: a) la détectabilité des espèces (qui est fonction, par exemple, de leur comportement craintif ou "audacieux"); b) le type de végétation; c) la topographie; et d) la dispersion des groupes (Whitesides *et al.*, 1988). Tous ces paramètres varient selon les sites, les saisons et les espèces et, pour pouvoir estimer la largeur du transect, il faut recueillir assez d'informations sur les distances entre l'observateur et les animaux observés pour telle ou telle espèce et tel ou tel habitat (de préférence 40 à 100 enregistrements indépendants pour chaque espèce et chaque site de recensement). Avec ces données, la largeur effective de la bande d'observation peut être calculée à l'aide du programme *DISTANCE* (Buckland

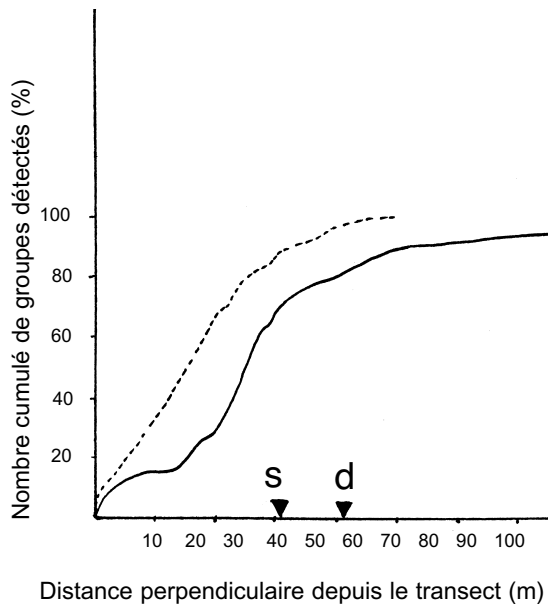
et al., 1993; voir la Section 5.3.3).

L'estimation de la largeur d'un transect est encore compliquée par la dispersion du groupe (c'est-à-dire, la superficie occupée par un groupe de singes). Certains chercheurs ont essayé de résoudre le problème en estimant la dispersion moyenne des groupes, pour chaque espèce, à partir d'études à long terme, et en ajustant les estimations de la largeur du transect en fonction du centre probable du groupe à partir du transect (Whitesides et al., 1988). D'autres ne conseillent pas cette approche et font valoir que seules les données relatives aux individus effectivement observés doivent être utilisées (Plumptre, 2000), le centre de dispersion du groupe devant être calculé à partir du centre des individus repérés.

Une autre approche consiste à ignorer le fait que les singes vivent en groupes et à calculer les estimations de densité à partir du total des observations, quel que soit le nombre de groupes rencontrés, comme on le fait pour les ongulés (voir pages 88 et 89).

Figure 6.3

Nombre cumulé de groupes de deux espèces de primates repérés: pétauristes [s], *Cercopithecus petaurista*, et cercopithèques diane [d], *Cercopithecus diana*, à une distance croissante de part et d'autre du transect. Les deux triangles montrent la distance par rapport au transect où sont intervenues 80 pour cent des observations (d'après Whitesides et al., 1988).



Avantages et inconvénients

i) Compte tenu de la mauvaise visibilité en forêt et de la brièveté des recensements, il est très difficile d'obtenir des estimations détaillées des densités de population. Du point de vue de la gestion, il suffit parfois d'avoir une idée claire de l'abondance relative des primates sur les différents sites (par exemple, savoir qu'il y a davantage de primates de l'espèce X dans la

forêt A que dans la forêt B). Ceci permet à coup sûr de déterminer les secteurs sur lesquels la gestion doit se concentrer.

ii) L'analyse des résultats par le logiciel DISTANCE est fondée sur plusieurs hypothèses de base (voir la Section 5.3.3). L'observateur n'a pas la maîtrise de certains de ces facteurs, mais la qualité des données enregistrées sur le terrain est considérablement améliorée si l'on prend le temps de se familiariser avec les espèces recensées et de faire des essais préalables de recensement (Peres, 1999).

iii) Le nombre de comptages le long du transect dépend de la longueur de ce dernier et du nombre de repérages au kilomètre. Dans la forêt de Budongo (Ouganda), on a pu établir qu'il fallait au minimum un échantillon de 100 observations pour réaliser une analyse statistiquement fiable, ce qui représente plus de 200 km parcourus durant les comptages (Plumptre, 2000). On peut utiliser des échantillons plus petits, mais les limites de confiance statistique des estimations de densité doivent être clairement précisées.

iv) Les comptages sur transect linéaire peuvent être réalisés par un seul observateur (ou une petite équipe), ce qui constitue un avantage énorme lorsque la main-d'œuvre manque. Il faut toutefois que l'observateur ait une bonne expérience du comportement des espèces pour que la méthode soit efficace.

B. Comptages des nids

Les nids que gorilles et chimpanzés construisent au sol ou dans les arbres pour dormir la nuit et se reposer la journée restent très longtemps en place. Ces signes très visibles de la présence d'espèces – dont la densité de population est généralement faible – sont utilisés depuis longtemps dans les recensements (voir par exemple Tutin & Fernandez, 1983). Les principes du comptage indirect des signes d'ongulés le long des transects et des pistes de reconnaissance s'appliquent ici également (Section 5.3.4), et on en trouvera une description plus détaillée dans White & Edwards (2000). Pour le comptage des nids, on utilisera le Formulaire 6.2.

Comme dans le cas des déjections, certaines informations sont essentielles pour exploiter les comptages de nids au kilomètre carré, à savoir: le taux de construction de nids par individu (compte tenu des différences d'âge) et le temps nécessaire pour que les nids se désintègrent au point de n'être plus reconnaissables (qui varie selon les saisons, l'altitude, l'espèce et d'autres facteurs). Dans les sites comportant de nombreux nids, on peut s'éviter de calculer les taux de désintégration en répétant le comptage (tous les un à trois mois, par exemple) et en reportant tous les nids repérés sur une carte ou en les marquant avec du ruban de signalisation (voir la Section 5.3.3A). On peut alors relever le nombre de nouveaux nids construits pendant

une période donnée, dans une surface de recensement connue (en km²), puis convertir la densité de nids en une estimation du nombre d'individus/km² en appliquant un étalonnage pour le nombre de nids confectionnés par jour par différentes catégories d'animaux (les mâles, les femelles, etc.).

Plusieurs études ont été réalisées dans différentes forêts d'Afrique pour tenter de résoudre ces difficultés, et il convient de s'y reporter pour d'autres informations (Hashimoto, 1995; Tutin *et al.*, 1995; Plumptre & Reynolds, 1997; Hall *et al.*, 1998; Blom *et al.*, 2001).

En résumé, l'analyse des résultats dépend du volume d'informations que l'on a pu réunir sur la zone d'étude pendant la saison où les comptages ont été réalisés. Si tout porte à croire que les nids appartiennent à une espèce donnée, on peut cartographier sa répartition. Une fois que l'on a réuni des informations sur la confection des nids et leur taux de désagrégation (par site et par saison), on est en mesure de calculer des estimations raisonnables du taux de déclin des populations de gorilles et/ou de chimpanzés (qui sont souvent variables).

C. Cartographie des cris

Grâce à leurs cris puissants, certains animaux peuvent être détectés à de plus grandes distances que par des observations. Dans les endroits où les singes jacassent bruyamment, cette méthode peut être très utile pour leur recensement, mais même de petits cris ou glapissements, voire des mouvements dans les branches, permettent de détecter les primates à de courtes distances. Voir également les Sections 3.3.10 et 7.3.9.

Matériel et personnel nécessaires

- Du matériel de cartographie: un rapporteur à 360°, du papier millimétré, une règle, des crayons, etc.
- Un magnétophone à cassettes ou un lecteur enregistreur de CD de qualité, un micro, des piles, des cassettes ou des CD vierges (pour enregistrer les cris inhabituels ou non identifiés, analyser les cris et les comparer d'une saison ou d'une région à l'autre).
- Des cassettes ou des CD enregistrés de cris à diffuser aux animaux pour susciter leurs réponses.
- Des sacs en plastique ou autre pour protéger le matériel de l'humidité.
- Des observateurs ayant une bonne expérience des cris des primates.

Procédure

i) Pour les espèces diurnes, l'observateur doit se mettre au travail de bonne heure (dans bien des cas, juste avant l'aube), marcher lentement (1 km/heure) et s'arrêter en certains points balisés pour écouter les appels. Lorsqu'il entend des cris, il doit attendre entre 15 et 30 minutes jusqu'à ce que

le groupe qui appelle et, éventuellement, celui qui lui répond aient achevé leurs échanges. Pour les espèces nocturnes, le travail de repérage sera fonction de l'espèce: en général, les galagos lancent des cris perçants au crépuscule et pendant une heure environ avant l'aube.

ii) Le travail doit être répété sur plusieurs jours en fonction de l'espèce, du site, de la saison et des conditions météo. Pour les espèces particulièrement bruyantes (comme les colobes noirs et blancs), trois jours peuvent suffire pour enregistrer tous les groupes présents dans la zone d'étude, mais il faudra prévoir davantage de temps là où les cris sont rares ou plus discrets. De manière générale, le recensement doit être poursuivi jusqu'à ce que l'on obtienne des résultats cohérents.

Enregistrement des données

Quand l'observateur entend des cris, il doit noter les informations suivantes (sur le Formulaire 6.3 ou sur une fiche consacrée aux cris d'animaux): la date, l'heure, les conditions météo, etc.; l'espèce; le type de cri; la position (du cri par rapport à lui); la distance estimée observateur-animal; le numéro du repère à partir duquel le cri a été entendu. Si le même groupe se fait encore entendre après que l'observateur se soit déplacé, il doit prendre de nouveaux relevés pour que la position du groupe puisse être calculée plus précisément par triangulation.

Analyse des données

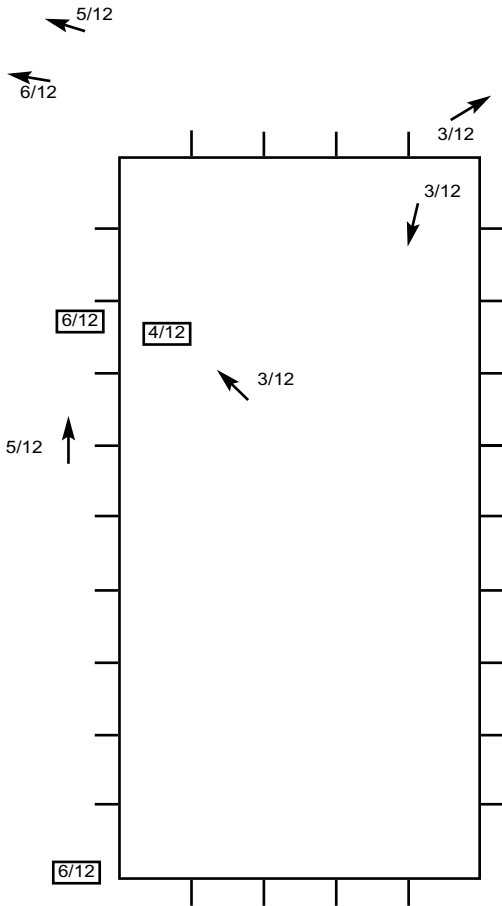
i) Il convient de dresser une carte précise de la zone d'étude (de préférence, à l'échelle 10 mm: 100 m) sur du papier millimétré, d'y reporter les principales caractéristiques topographiques (par exemple, les cours d'eau, les lignes de crête, etc.). Cette carte doit être copiée autant de fois que nécessaire pour y reporter séparément les données concernant les différentes espèces (Figure 6.4).

ii) La date et l'heure sont inscrites sur une ligne tracée au crayon figurant l'endroit où le relèvement des cris a été effectué et la position de l'observateur sur la carte. La distance entre l'observateur et l'animal entendu est estimée et reportée sur la carte; on veillera à trianguler les cris d'un même groupe entendus à des moments différents.

iii) On veillera à ne pas compter deux fois les espèces qui couvrent rapidement de grandes distances et se font entendre à différents endroits (comme les cercocèbes). Il est important de disposer d'informations sur la taille du domaine des espèces, le recoupement des domaines et les schémas de déplacement et de nourrissage (obtenues lors d'études de longue durée) afin de réduire ce type d'erreur.

iv) On peut aussi reporter sur ces cartes des notes concernant les animaux vus mais pas entendus et dresser ainsi un tableau complet de l'ensemble des groupes présents.

Figure 6.4: Cartographie des cris et des observations



Carte des cris et des observations de étude de Campbell, *Cercopithecus campbelli*, pendant une étude réalisée sur quatre jours (3-6 décembre). Les numéros renvoient aux dates. Le nombre de groupes repérés est encadré, les cris des groupes sont signalés par des flèches indiquant leur direction par rapport à l'observateur, tandis que la pointe des flèches précise l'emplacement estimé du groupe.

Pour les espèces ayant un domaine de l'ordre de 20 à 50 ha, des comptages réalisés en petite équipe pendant 20 jours sur une période de six à 12 mois fournissent de bonnes indications sur la distribution de la densité des groupes.

Piste de recensement balisée tous les 100

Avantages et inconvénients

Étant donné que la plupart des groupes de primates appellent à un moment ou à un autre de la journée, et que l'on peut les détecter de plus loin par leurs cris que par observation directe, les informations sur les cris des animaux augmentent considérablement la taille de l'échantillon par unité d'effort. Ainsi, sur trois journées d'étude effectuées par deux observateurs dans la forêt de Kakamega au Kenya, on a noté 86 repérages de primates (observations et cris) dont 63 pour cent correspondaient aux cris d'animaux qui n'ont jamais été vus (Davies, *observations personnelles*).

Cette méthode donne des informations précises sur le nombre de groupes présents dans une zone donnée pour les espèces qui se sont fait entendre pendant la période d'étude. Pour les groupes, les espèces et les saisons de l'année où les animaux s'expriment moins, les résultats seront de moindre qualité.

6.3.3 Recensements par balayage

Dans la pratique, les chercheurs associent les observations et le repérage des cris pour tirer le plus grand profit de leurs données de terrain. Cela peut se faire en parcourant les transects, mais on peut recueillir encore plus d'informations lorsque les recensements sont menés le long de transects parallèles tracés sur une grille de levé et parcourus simultanément par plusieurs observateurs. On parle alors de recensements par balayage (Whitesides *et al.*, 1998).

Matériel et personnel nécessaires

- Préparation et cartographie de la grille de levé (voir ci-dessous).
- Au moins trois observateurs chevronnés.

Procédure

i) Il convient de préparer une zone d'étude rectangulaire présentant au moins trois transects parallèles distants de 100 mètres les uns des autres et courant sur au moins 1 km. Les transects sont reliés à chaque extrémité par des pistes perpendiculaires qui permettent aux observateurs d'arriver rapidement et silencieusement à leur point de départ. Les transects sont balisés tous les 50 mètres.

ii) Peu après l'aube, les observateurs se postent au départ des transects et commencent à les parcourir lentement et silencieusement à l'heure prévue (après avoir synchronisé leurs montres). Ils avancent en parallèle en s'arrêtant de temps à autre pour consigner les informations. Pour progresser de manière coordonnée, plusieurs arrêts doivent être décidés d'avance et marqués le long des transects.

Enregistrement des données

i) Quand un primate est repéré, sa position et la dispersion du groupe sont reportées sur la carte (par exemple, à l'échelle 10 m: 50 m). Toutes les observations et tous les cris entendus doivent être notés (comme on l'a signalé ci-dessus ainsi que dans la Section 6.3.2).

ii) En notant l'heure des observations et des cris, on peut cartographier les enregistrements simultanés d'un même groupe par différents observateurs, ce qui permet d'éviter les doubles comptages.

Analyse des données

i) En fin de recensement, tous les observateurs confrontent leurs données à partir desquelles une carte est établie pour chaque espèce. Après avoir effectué plusieurs comptages et établi les cartes correspondantes, on est en mesure de déterminer les aires de répartition géographique des différents primates, ainsi que le nombre de groupes vivant dans la zone d'étude et à proximité.

ii) Le domaine de certains groupes entrera intégralement dans la grille de levé, mais dans d'autres cas, il se situera à cheval sur ses limites. Whitesides *et al.* (1988) ont considéré que les groupes dont 80 pour cent du domaine étaient situés dans la grille de levé appartenaient à la zone d'étude; ceux dont seuls 30 à 80 pour cent du domaine entraient dans la grille étaient considérés comme des demi-groupes, tandis que ceux qui avaient moins de 30 pour cent dans la grille étaient jugés extérieurs à la zone d'étude. En additionnant les groupes entiers et les demi-groupes, ils ont pu calculer le nombre de groupes au kilomètre carré.

iii) Les données sur la taille des groupes de primates, leur composition par âge et par sexe peuvent être associées aux informations sur le poids des différentes catégories d'animaux (mâles adultes, juvéniles, femelles, etc.) afin de calculer la biomasse et les densités de population.

Avantages et inconvénients

Cette méthode permet d'obtenir des estimations précises et très fiables de la densité absolue des groupes et des individus solitaires dans une zone d'étude connue. Elle peut être validée en répétant les balayages dans le temps pour tenir compte des distorsions saisonnières.

Si la zone d'échantillonnage est représentative de l'ensemble de la forêt, les résultats peuvent être extrapolés à la forêt tout entière. Au nombre des désavantages, citons le temps nécessaire pour dresser un tableau précis de la densité des groupes, le grand nombre de comptages nécessaires, la nécessité de disposer d'au moins trois observateurs expérimentés (bien qu'une équipe de deux soit suffisante pour la triangulation des groupes d'animaux repérés par leurs cris), ainsi que le défrichage et l'entretien de la grille de transects.

Balayages rapides

Cette méthode est fondée sur le même principe que la précédente, mais s'applique lorsqu'il n'y a qu'un seul observateur. Sur une grille rectangulaire (1 km x 500 m, en fonction de l'espèce à recenser), toutes les observations et tous les cris de primates sont reportés sur des cartes précises. Au fil du temps, on peut se faire une idée du nombre de groupes présents dans la zone, bien

que le risque d'omettre les groupes situés au centre de la grille ou sur ses bords soit plus important que dans les recensements par balayage.

Au Sierra Leone, un observateur est parvenu à lui seul à recueillir des données sur l'abondance relative des primates à partir d'une grille de recensement de 1 km x 500 m (par exemple, Davies, 1987). Cette technique a également été utilisée dans de petites parcelles de forêt le long du fleuve Tana, au Kenya (Butynski & Mwangi, 1994), où des équipes de deux observateurs ont sillonné la forêt en zigzag en suivant des bandes parallèles espacées de 100 à 150 mètres. La trajectoire de recensement a été soigneusement cartographiée et les observateurs se sont donnés tout le temps nécessaire pour repérer les primates. Toutes les équipes se sont ensuite retrouvées pour confronter leurs résultats avant de reporter les données sur les cartes et de calculer le nombre de groupes dans chaque parcelle.

6.4 Conclusions

Il existe toute une gamme de méthodes de recensement des primates qui ont été adaptées à certaines conditions d'intervention et aux ressources disponibles et qui, pour beaucoup, associent l'observation visuelle et le repérage auditif. Le choix de la méthode dépend de l'objet d'étude. Il faut, en outre, veiller à disposer des ressources nécessaires (par exemple, durée des travaux, personnel, transports, ressources financières, etc.).

Les ressources et le personnel étant souvent des facteurs limitants, les recensements sur transects linéaires sont une méthode utile et souvent utilisée. Ils permettent de déterminer la densité relative des primates sur différents sites à condition que les rencontres soient suffisamment fréquentes pour déterminer la largeur des transects. Les recensements par balayage prennent toute leur utilité lorsque l'on cherche à déterminer la densité des groupes dans des zones d'environ 1 km².

Quelle que soit la méthode retenue, il est de règle de rassembler autant d'informations que possible en parcourant les transects, au campement, durant les rencontres avec les villageois et les chasseurs et dans en toute autre occasion. Toutes ces informations amélioreront l'interprétation des résultats de recensement.

6.5 Bibliographie

- Bearder, S., Honess, P.E. & Ambrose, L. (1995). Species diversity among galagos, with special reference to mate recognition. In: *Creatures of the Dark: The Nocturnal Prosimians*, pp 331 – 352. (Eds. L. Alterman, G.A. Doyle & M.K. Izard). Plenum Press, New York, USA.
- Blom, A., Almasi, A. & Heitkonig, I.M.A. (2001). A survey of the apes in the Dzanga-Ndoki National Park, Central African Republic: a comparison between the census and survey methods of estimating the gorilla (*Gorilla gorilla gorilla*) and chimpanzee (*Pan troglodytes*) nest group density. *Afr. J. Ecol.* 39(1): 98–105.
- Buckland, S.T., Anderson, D.R., Burnham, K.P. & Laake, J.L. (1993). *Distance Sampling: Estimating Abundance of Biological Populations*. Chapman & Hall, London, UK.
- Butynski, T.M. (1984). *Ecological survey of the Impenetrable (Bwindi) Forest, Uganda, and recommendations for its conservation and management*. Unpublished report to the Government of Uganda. pp. 150.
- Butynski, T.M. & Kalina, J. (1998). Gorilla tourism: a critical look. In: E.J. Milner-Gulland & R. Mace (eds), *Conservation of Biological Resources*, pp 280–300. Blackwell Science, Oxford, UK.
- Butynski, T.M. & Mwangi, G. (1994). *Conservation status and distribution of the Tana River red colobus and crested mangabé*. Unpublished report to the Kenya Wildlife Service. pp. 67.
- Chapman, C.A., Balcomb, S.R., Gillespie, T.R., Skorupa, J.P. & Struhsaker, T.T. (2000). Long-term effects of logging on African primate communities: a 28-year comparison from Kibale National Park, Uganda. *Conserv. Biol.* 14(1): 207–217.
- Charles-Dominique, P. (1977). *Ecology and Behaviour of Nocturnal Primates: Prosimians of Equatorial West Africa*. Duckworth, London, UK.
- Cowlishaw, G. (1999). Predicting the pattern of decline of African primate diversity: an extinction debt from historical deforestation. *Conserv. Biol.* 13(5): 1183–1193.
- Davies, A.G. (1987). *The Gola Forest Reserves, Sierra Leone: Wildlife Conservation and Forest Management*. IUCN, Gland, Switzerland.
- Davies, A.G. & Oates, J.F. (1997). *The Colobine Monkeys: their Ecology, Behaviour and Conservation*. Cambridge University Press, Cambridge, UK.
- Gautier-Hion, A., Bourliere, F. & Gautier, J-P. (1988). *A Primate Radiation: Evolutionary Biology of African Guenons*. Cambridge University Press, Cambridge, UK.
- Grubb, P.A., Jones, T.S., Davies, A.G., Edberg, E., Starin, E.D., Hill, J.E. (1998). *Mammals of Ghana, Sierra Leone and The Gambia*. Trendrine Press, UK.
- Hall, J.S., White, L.T.J., Inogwabini, B.I., Ilambu, O., Morland, H.S., Williamson, E.A., Saltonstall, K., Walsh, P., Sikubabuo, C., Dumbo, B., Kaleme, P.K., Vedder, A. & Freeman, K. (1998). A survey of Grauer gorillas (*Gorilla gorilla graueri*) and chimpanzees (*Pan troglodytes schweinfurthii*) in the Kahuzi Biega National Park lowland sector and adjacent forest in eastern Congo. *Int. J. Primatol.* 19: 207–235.
- Hashimoto, C. (1995). Population census of the chimpanzees in the Kalinzu Forest, Uganda: comparison between methods with nest counts. *Primates* 36: 477–488.
- McGrew, W.C., Marchant, L.F. & Nishida, T. (1998). *Great Ape Societies*. Cambridge University Press, Cambridge, UK.
- National Research Council. (1981). *Techniques for the Study of Primate Population Ecology*. National Academy Press, Washington D.C., USA.
- Oates, J.F. (1996). *African Primates: Status Survey and Conservation Action Plan*. IUCN, Gland, Switzerland.

- Oates, J.F., Abedi-Lartey, M., McGraw, W.S., Struhsaker, T.T. & Whitesides, G.H. (2000). The possible extinction of a West African Red Colobus monkey. *Conserv. Biol.* 14(5): 1526–1532.
- Peres, C. (1999). General guidelines for standardising line-transect surveys of tropical forest primates. *Neotrop. Primates* 7(1): 11–16.
- Plumptre, A.J. (2000). Monitoring mammal populations with line transect techniques in African forests. *J. Appl. Ecol.* 37: 356–368.
- Plumptre, A.J. & Reynolds, V. (1997). Nesting behavior of chimpanzees: Implications for censuses. *Int. J. Primatol.* 18: 475–485.
- Plumptre, A.J. & Johns, A.D. (2001). *Primate populations*. In: *Wildlife-logging Interactions in Tropical Forests*. (Ed. by R.A. Fimbel, A.Grajal, & J. Robinson). Columbia University Press, New York, USA.
- Skorupa, J.P. (1986). Responses of rainforest primates to selective logging in Kibale forest, Uganda: a summary report. In: *Primates: the Road to Self-sustaining Populations*, pp 57–70. (Ed. K. Benirschke). Springer-Verlag, New York, USA.
- Skorupa, J.P. (1987). Do line-transect surveys systematically underestimate primate densities in logged forests? *Am. J. Primatol.* 13: 1–9.
- Tutin, C. & Fernandez, M. (1983). *Recensement des gorilles et des chimpanzés du Gabon*. CIRMF, Gabon.
- Tutin, C.E.G., Parnell, R.J., White, L.J.T. & Fernandez, M. (1995). Nest-building by lowland gorillas in the Lope Reserve, Gabon – environmental influences and implications for censusing. *Int. J. Primatol.* 16: 53–76.
- White, L. & Edwards, A. (2000). *Conservation Research in the African Rain Forests: a Technical Handbook*. Wildlife Conservation Society, New York, USA.
- Whitesides, G.H., Oates, J.F., Green, S.M. & Kluberanz, R.B. (1988). Estimating primate densities from transects in a West African rain forest: a comparison of techniques. *J. Anim. Ecol.* 57: 345–367.

Formulaire 6.1: Fiche d'enregistrement des primates sur transect linéaire

Observateur: (nombre total d'observateurs)		Réf. fiche terrain		Date: (jour/mois/année)	
Adresse:					
Site de recensement:			Altitude:		Aspect:
Latitude:		Longitude:		MTU (si disponible):	
Végétation:			Perturbations d'origine anthropique:		
Saison:		Conditions météo:	Phase lunaire:		Température:
Longueur du transect:		Heure de départ:		Heure d'arrivée:	
Autres:					
Heure					
Espèce					
Observation					
Orientation					
Distance transect-animal (m)					
Distance transect-centre estimé du groupe (m)					
Distance en mètres depuis le départ					
Nombre d'individus estimés et repérés					
Âge/sex					
Dispersion du groupe					
Activité					
Réaction					
Notes					

Formulaire 6.2: Fiche de comptage des nids

Observateur: (nombre total d'observateurs)		Adresse:			Date: (Jour/mois/année)	Fiche d'enregistrement terrain:
Site de comptage:		Végétation:		Conditions météo:		
Latitude:	Longitude:	MTU (si disponible):		Altitude:		
Longueur du transect:		Heure de départ:		Heure d'arrivée:		
Autres:						
Distance depuis le point de départ (Km)	Espèce	Nid	Dimensions	État/âge	Distance/transect (m)	Autres observations

Notes: Distance depuis le point de départ = du transect; espèce (sur la base des déjections, des poils et autres signes); nid – dans un arbre, ou au sol; ligneux ou herboux, etc.; dimensions (plus grand et plus petit diamètres en cm); État/âge: A = frais, odeur de l'animal toujours présente; B = récent, feuilles encore vertes mais pas d'odeur; C = ancien, intact mais pas de feuilles vertes; D = très vieux, en voie de désagrégation (d'après White & Edwards, 2000); distance du transect – perpendiculaire (m)

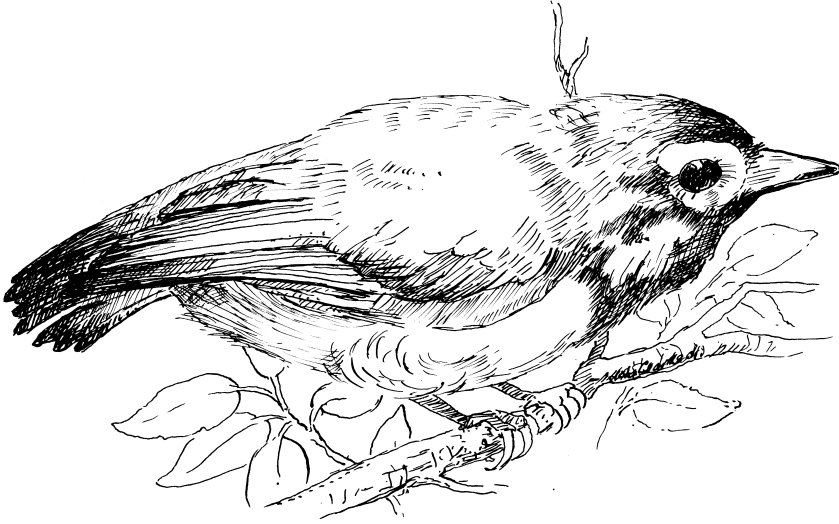
Formulaire 6.3: Fiche d'enregistrement des primates - cartographie des cris

Observateur: (nombre total d'observateurs)		Réf. fiche terrain		Date: (jour/mois/année)	
Adresse:					
Site de recensement:			Altitude:		Aspect:
Latitude:		Longitude:		MTU (si disponible):	
Végétation:			Perturbations d'origine anthropique:		
Saison:		Conditions météo:		Phase lunaire:	
Température:					
Longueur du transect:		Heure de départ:		Heure d'arrivée:	
Autres:					
Heure					
Espèce					
Observation					
Orientation					
Distance observateur-animal (m)					
Distance en mètres depuis le départ					
Âge/sex					
Dispersion du groupe					
Activité					
Réaction					
Notes					

7. Les oiseaux

Leon Bennun et Kim Howell

Platysteria jamesoni



7.1 Biologie

Les oiseaux sont les mieux connus des vertébrés. Les oiseaux forestiers d'Afrique de l'Est ont fait l'objet de nombreuses études et la plupart des espèces peuvent être identifiées à l'aide des guides pratiques et des ouvrages de référence. Les oiseaux jouent un rôle important dans les forêts où ils assurent la pollinisation des fleurs et la dispersion des graines. Nombre de petites espèces consomment des quantités d'insectes et autres arthropodes. Les oiseaux servent à leur tour de proie aux reptiles, aux mammifères et à d'autres oiseaux. Dans certaines forêts, l'aigle couronné, *Stephanoaetus coronatus*, par exemple, est un grand prédateur et capture parfois des proies aussi grosses que des colobes.

En tant que groupe, les oiseaux sont considérés comme de bons indicateurs, que ce soit pour le suivi des changements écologiques (voir Furness *et al.*, 1993) ou pour l'évaluation de l'importance de la diversité biologique (Thirgood & Heath, 1994; Stattersfield *et al.*, 1998). Ils présentent en effet de nombreuses caractéristiques qui en font de bons indicateurs: ils ont été abondamment étudiés, sont stables d'un point de vue taxonomique, faciles à recenser, largement présents dans la quasi-totalité des habitats et comptent des espèces généralistes et spécialistes. Il existe assez d'espèces d'oiseaux (plus de 1300 en Afrique de l'Est; plus de 2170 dans l'ensemble de l'Afrique et

à Madagascar) pour procéder à des comparaisons significatives entre les sites, mais suffisamment peu pour donner lieu à des problèmes d'identification ou de taxonomie. En revanche, rares sont les indications et conseils précis sur la manière dont on peut les utiliser comme indicateurs. Bennun & Fanshawe (1998) parlent du recensement des oiseaux pour l'évaluation de la gestion des forêts, tandis que Howard *et al.* (1998) montrent que les informations les concernant peuvent être utilisées pour sélectionner les sites prioritaires pour la conservation de la biodiversité, même en cas de faible corrélation entre la répartition des oiseaux et celle d'autres espèces végétales ou animales.

Catégories de dépendance à l'égard de la forêt

Environ un tiers des espèces d'oiseaux présentes en Afrique de l'Est vivent en forêt. Elles y sont toutefois plus ou moins inféodées. Bennun *et al.* (1996) répartissent les oiseaux du Kenya et de l'Ouganda en trois catégories:

- Les espèces FF (spécialistes des forêts) sont de vrais oiseaux forestiers, caractéristiques de l'intérieur des forêts peu perturbées. Ils peuvent subsister dans les forêts secondaires et dans les parcelles de forêt si leurs besoins écologiques sont satisfaits. S'ils s'aventurent en dehors du cœur des forêts, ils y sont généralement moins communs. On les voit très rarement à l'extérieur et ils se reproduisent systématiquement dans la forêt.
- Les espèces F (généralistes des forêts) peuvent être présentes dans les forêts non perturbées, mais on les trouve aussi à la lisière, dans les trouées et les lambeaux de forêt. Il est d'ailleurs plus probable de les trouver là et dans la forêt secondaire qu'au cœur des forêts denses. Ils se reproduisent toutefois systématiquement en forêt.
- Les espèces f sont souvent repérées en forêt sans pour autant en dépendre. Elles sont presque toujours plus fréquentes à l'extérieur, où il est plus probable qu'elles se reproduisent.
- Ces catégories peuvent s'appliquer à d'autres forêts ailleurs en Afrique, bien que la même espèce puisse appartenir à une autre catégorie en différents points de son aire de répartition (Bennun *et al.*, 1996).

Les oiseaux spécialistes des forêts ont généralement une aire de répartition plus étroite que celle des oiseaux des deux autres catégories et sont donc plus facilement menacés d'extinction (Bennun *et al.*, 1996). Ce n'est guère surprenant étant donné qu'ils tolèrent moins les perturbations de leur habitat que les autres espèces. Leurs besoins écologiques particuliers restent globalement méconnus, mais nombre d'espèces semblent utiliser une gamme très limitée d'habitats du sous-bois ou de la canopée. La modification de la structure des forêts, due par exemple à un abattage sélectif, pourrait mettre en péril leur survie et leur reproduction. La destruction des forêts entraîne leur disparition pure et simple. Dans la plupart des cas, l'établissement de

plantations a le même effet: de très rares espèces d'oiseaux forestiers survivent dans les plantations, sauf s'il s'agit d'essences locales.

Certains oiseaux forestiers migrent sur de grandes distances (par exemple, les brèves de l'Angola, *Pitta angolensis*), alors que d'autres (comme certains perroquets, les calaos et les barbicans) peuvent entreprendre de longs déplacements pour glaner ça et là leur nourriture. Ils sont toutefois nombreux à demeurer à vie dans des zones très restreintes, répugnant même à traverser les trouées séparant différentes parcelles de forêt (Newmark, 1991). Les espèces forestières qui effectuent une migration altitudinale entre les forêts de montagne et les forêts de basse altitude posent un problème particulièrement complexe, car les mesures de conservation doivent être mises en place à tous les niveaux.

Guildes alimentaires

Si l'on doit procéder à des comparaisons dans l'espace (entre différents sites) ou dans le temps (par exemple, suivi dans un endroit donné), il est souvent utile de subdiviser les données en fonction du degré de dépendance à la forêt et des guildes alimentaires. Les guildes sont des groupes d'oiseaux qui ne sont pas nécessairement apparentés au plan taxonomique, mais se nourrissent ou se comportent de manière analogue; ainsi, les insectivores des troncs qui glanent leur nourriture sur l'écorce des arbres et les simples insectivores constituent deux guildes distinctes. Bennun & Fanshawe (1998) montrent l'utilité de ces classifications pour l'étude des effets de la gestion forestière, car les guildes réagissent différemment à des changements structurels donnés. L'un des avantages que présentent les guildes ou les catégories de dépendance à la forêt est qu'elles atténuent les réactions spécifiques des différentes espèces pour mettre en évidence un schéma général.

Plumptre & Owionji (données non publiées) ont défini différentes guildes alimentaires pour la forêt de Budongo en Ouganda (assorties de codes pour la saisie informatique des données):

Stratégie alimentaire	Code
Frugivore	FR
Frugivore-insectivore	FRIN
Insectivore	
a. Chasseur – quitte son perchoir pour attraper des insectes en vol	INcha
b. Picoreur – cherche des insectes dans la litière végétale	INpic
c. Glaneur	
c1: dans les feuilles	INgIF
c2: sur les troncs	INgIT
Granivore (se nourrit de graines)	GR
Granivore-insectivore	GRIN
Nectarivore-insectivore	NEC
Omnivore (se nourrit d'aliments très divers)	OM
Rapace	
a: Chasse dans l'étage intermédiaire	RAPi
b: Chasse principalement au niveau de la canopée	RAPc

Hauteur d'alimentation

Les oiseaux se nourrissent à différents niveaux des forêts et il est donc important d'enregistrer les espèces observées. Trois catégories simples peuvent être utilisées:

- | | |
|--|-----|
| 1. Espèce se nourrissant au sol
ou jusqu'à trois mètres du sol | SOL |
| 2. Espèce se nourrissant dans l'étage
intermédiaire de la forêt ou dans le sous-étage | INT |
| 3. Espèce se nourrissant à la hauteur de la canopée
(dans les plus grands arbres) | CAN |

Cette classification fournit un précieux niveau de détail (Bennun & Fanshawe, 1998) et son utilisation est recommandée dans les autres forêts d'Afrique.

S'il est prévu de regrouper les données selon la dépendance des espèces à la forêt ou en catégories de guildes, cela peut avoir une incidence sur le choix de la méthode de recensement. En effet, toutes les méthodes ne permettent pas ce regroupement (voir la Section 7.3 ci-dessous).

7.2 Problèmes de gestion

Les forêts naturelles intactes sont de plus en plus rares dans le monde, ce qui met en péril la survie des oiseaux spécialistes des forêts. Dans les endroits où de vastes pans de forêt ont été fragmentés, des populations aviaires jusque-là continues ont été scindées en unités isolées entre lesquelles les échanges sont limités (voir par exemple Lens *et al.*, 1999). La fragmentation a aussi d'autres effets défavorables: les lisières sont plus nombreuses et le cœur des forêts est réduit d'autant; ces forêts sont particulièrement vulnérables à la dégradation des habitats et plus faciles à pénétrer pour les prédateurs et les parasites. Des extinctions localisées ont déjà été mises en évidence dans de petits fragments de forêt dans toute l'Afrique de l'Est, par exemple en Tanzanie (Newmark, 1991), au Kenya (Brooks *et al.*, 1998) et en Ouganda (Dranzoa, 1993). Dans les collines Taita, l'asymétrie des dessins du plumage est plus marquée dans les forêts très fragmentées, or cette asymétrie est un signe de stress (Lens & van Dongen, 1999), et il pourrait y avoir des effets concomitants sur le sex-ratio des populations (Lens *et al.*, 1998).

Des stratégies de gestion permettent d'atténuer les effets de la fragmentation, notamment la création ou le maintien de corridors (par exemple, des bandes de forêt le long des vallées fluviales) et diverses formes de protection plus efficaces face aux perturbations causées par l'activité humaine. Là où subsistent de vastes pans de forêts, le zonage et le contrôle de l'exploitation forestière doivent avoir pour objectif de prévenir d'emblée la fragmentation des habitats.

La dégradation des habitats a également des effets nuisibles sur les oiseaux forestiers. Les populations d'oiseaux spécialistes des forêts déclinent à mesure de la modification structurelle de leur habitat (voir l'étude de Bennun & Fanshawe, 1998). L'exploitation forestière mécanisée provoque les dégradations les plus évidentes, mais les techniques non mécanisées, comme le sciage, font aussi des dégâts considérables. À petite échelle, les coupes de bois ouvrent des brèches qui imitent la chute naturelle des arbres et augmentent la diversité des espèces, mais au détriment des oiseaux sensibles vivant au cœur des forêts. La coupe de grumes, les prélèvements de bois de feu et le pâturage des animaux d'élevage peuvent être très préjudiciables pour les oiseaux spécialistes des forêts. La collecte de bois mort a une incidence sur les populations d'insectes, et donc sur les oiseaux. Les espèces qui nichent dans des trous comme les pics, les barbicans et les calaos sont très dépendantes des arbres morts sur pied ou des arbres sénescents où ils peuvent trouver ou aménager des nids (Newton, 1994; Du Plessis, 1995). Une forêt où l'exploitation du bois est bien gérée, dont les arbres morts ou trop

âgés sont soigneusement éliminés, peut être extrêmement mal gérée du point de vue des oiseaux ou d'autres éléments de la biodiversité.

À partir d'exemples pris en Tanzanie, Tye (1993) passe en revue nombre de questions pertinentes pour la conservation de la diversité biologique. De manière générale, les arguments avancés quant à la viabilité de ce type d'exploitation forestière doivent faire l'objet d'un examen critique; dans la pratique, la viabilité est souvent affaire de compromis entre les retombées économiques et la perte de biodiversité. Décider du bien-fondé de ces compromis exige une connaissance approfondie de l'écologie des espèces dont la survie pose problème et la mise en place d'un programme de suivi et d'évaluation des conséquences de l'utilisation des forêts à la fois par les populations locales et à des fins commerciales (voir par exemple Hall & Rodgers, 1986).

Certaines espèces d'oiseaux sont chassées pour la consommation. En Afrique de l'Est au moins, ce n'est guère un problème pour la plupart des oiseaux forestiers, à l'exception peut-être de certaines espèces telles que les francolins; en revanche, la chasse constitue une vraie menace pour la xénoperdrix de Tanzanie, *Xenoperdix udzungwensis*, qui a une aire de répartition étroite dans ce pays. La capture d'oiseaux vivants pour le commerce d'exportation ne concerne qu'un petit nombre d'espèces forestières, comme le perroquet jaco, *Psittacus erithacus*. Tout prélèvement autorisé d'oiseaux, que ce soit à des fins locales ou pour l'exportation, doit faire l'objet d'un contrôle rigoureux reposant sur des études approfondies de la répartition des oiseaux et de leurs effectifs. Or, il n'existe à l'heure actuelle aucune mesure de cet ordre.

Les oiseaux eux-mêmes peuvent être utilisés comme outils de gestion et de conservation (Bennun, 1999; Bennun & Njoroge, 1999). Ils constituent probablement le groupe le plus facile à surveiller lorsque l'on évalue l'évolution de la diversité biologique des forêts. Par ailleurs, ils représentent un sujet de choix pour les actions et mesures d'éducation et de conservation. Plusieurs groupes d'ornithologues amateurs qui soutiennent la préservation des sites se sont par exemple créés autour de Zones importantes pour la conservation des oiseaux dans les forêts du Kenya. Dans les forêts d'Afrique de l'Est, l'observation des oiseaux présente un fort potentiel touristique; c'est aussi une source d'emplois et de revenu pour les populations locales. Bien que les oiseaux attirent moins les touristes que les grands mammifères, ils font l'objet d'une attention accrue en Afrique de l'Est, et leur gestion comme leur conservation sont de plus en plus jugées prioritaires. En Tanzanie, par exemple, la découverte d'une nouvelle espèce d'oiseau (ainsi que d'autres vertébrés) a favorisé la création du premier parc national forestier du pays.

7.3 Méthodes

Généralités

Les recensements d'oiseaux forestiers sont entrepris pour diverses raisons, notamment:

- la description de l'avifaune d'un site mal connu;
- la comparaison des communautés d'oiseaux de différentes forêts en vue de la définition des priorités de conservation;
- la surveillance de l'évolution des communautés d'oiseaux en fonction de la gestion des forêts (une forme de suivi; voir ci-après);
- la recherche sur la répartition et l'état d'oiseaux présentant un intérêt particulier, dans une forêt ou des fragments de forêt.

Les différents types de recensement se distinguent par leur finalité: simples listes, mesures de l'abondance relative ou de l'abondance absolue. Les informations destinées à la constitution de simples listes d'espèces sont les plus faciles à recueillir. Avec un effort supplémentaire minime, on peut toutefois collecter des informations sur l'abondance relative. On peut ainsi comparer des sites au sein d'une même forêt ou entre différentes forêts, ce qui s'avère bien plus utile. C'est généralement à ce niveau que sont réalisés la plupart des recensements. L'évaluation des densités de population exige un travail bien plus important et ne doit être entreprise que si le complément d'informations justifie l'effort à engager.

Dans ce chapitre, sont brièvement présentées les méthodes les plus utiles pour le recensement des oiseaux forestiers dont beaucoup ont été testées sur le terrain, au Kenya et en Ouganda. On se reportera à Pomeroy (1992) et à Bibby *et al.* (1998, 2000) pour des informations et une analyse plus approfondies.

Inventaire ou suivi

L'inventaire (déterminer quelles sont les espèces présentes sur un site donné) et le suivi (étude de l'évolution des espèces dans le temps) se situent aux deux extrémités de la palette des techniques de recensement. Il faut déterminer précisément le travail que l'on souhaite entreprendre au risque d'engager nombre d'efforts inutilement.

Au sens strict du terme, le suivi implique d'évaluer des changements par rapport à une valeur ou à un seuil déterminé. Les oiseaux forestiers font le plus souvent l'objet d'une surveillance sous forme de séries d'enquêtes successives. Dans un cas comme dans l'autre, il importe de faire une collecte des données régulière (mais pas nécessairement fréquente) et rigoureusement normalisées. Il faut être en mesure de répéter le même type de collecte, au

même endroit et à la même heure. On trouvera des indications utiles sur la surveillance et le suivi dans Goldsmith (1991), Stork & Samways (1995), Tomas Vives (1996) et Bennun (2000, 2001).

La caractéristique essentielle du suivi (ainsi que de la surveillance) est la régularité. Cela signifie souvent que l'on doit se limiter à une petite partie d'un site. Des communautés tout entières peuvent faire l'objet du suivi, mais le travail se concentre souvent sur une ou plusieurs espèces clés ou groupes d'oiseaux présentant un intérêt particulier. Ainsi, en fonction de vos intérêts, des menaces ou des changements affectant un site particulier, les enquêtes de suivi peuvent porter sur une espèce menacée ou sur une guilda donnée, comme les grands frugivores. L'objectif du suivi étant de déceler des changements, il est important de réduire au minimum les erreurs d'échantillonnage dans les estimations (voir ci-dessous). Cela implique un plan d'échantillonnage soigneusement élaboré et une faible couverture pour un effort important. Les techniques de suivi les mieux adaptées sont celles qui peuvent être exactement répétées au même endroit, autant de fois que nécessaire, et qui permettent d'obtenir des estimations précises, par exemple les transects de largeur fixe ou variable et les dénombrements par points.

Les inventaires ont généralement pour objet des comparaisons entre différents sites, dans l'espace plutôt que dans le temps. Ils visent à dresser un tableau aussi complet que possible de l'avifaune d'un site. Les oiseaux ayant souvent une répartition irrégulière, il est important de couvrir un secteur aussi vaste que possible. Comme ils doivent souvent être achevés en peu de temps, les comptages effectués sur un site donné restent parfois assez superficiels. Il faut quelquefois associer plusieurs techniques (filets japonais, diffusion des chants d'oiseaux et dénombrements d'espèces à durée déterminée) et étudier tous les habitats disponibles pour s'assurer que la liste des espèces est complète. En règle générale, les mesures d'abondance absolue n'ont pas d'utilité pour les inventaires; il suffit de connaître l'abondance relative à condition que des approches méthodologies analogues aient été utilisées sur tous les sites comparés.

Avec de bonnes techniques d'inventaire, on peut donc couvrir des zones importantes et générer rapidement de longues listes d'espèces. On trouvera ci-dessous des indications sur les dénombrements d'espèces à durée déterminée ainsi que sur les listes MacKinnon et leurs variantes.

Identification des espèces

Pour recenser les oiseaux, il faut être en mesure de les identifier par leur chant comme par leur apparence ce qui, en forêt, n'est pas une tâche facile. Apprendre à identifier les espèces demande du temps et des efforts, bien que la meilleure formule soit sans doute d'aller en forêt en compagnie d'ornithologues chevronnés qui sont prêts à partager leur savoir avec vous et à

vous prêter main-forte. On peut aussi apprendre à reconnaître les différentes espèces en examinant les spécimens des collections de musées et d'universités et en consultant les ouvrages de référence et les études thématiques. Au nombre des ouvrages de référence utiles, qui sont de plus en plus nombreux, citons notamment:

- Les listes d'oiseaux et les guides pratiques illustrés. Pour l'Afrique de l'Est, les meilleurs ouvrages sont ceux de Stevenson & Fanshawe (2001), qui couvrent l'ensemble de la région à l'exception de l'Éthiopie, et Zimmerman *et al.* (1996), un manuel essentiel pour le Kenya et le nord de la Tanzanie qui comporte également de nombreuses espèces des forêts ougandaises. Il existe de nombreux guides de qualité pour l'Afrique australe, en particulier Sinclair *et al.* (1997) et Newman (2000). Van Perlo (1999) couvre la Zambie, l'Angola et le Mozambique, souvent négligés par la plupart des autres guides. Pour l'Afrique de l'Ouest, le choix est plus limité: l'ouvrage de Serle & Morel (1992) couvre l'ensemble de la région, mais il est dépassé. Il y a aussi plusieurs guides pratiques pour certaines régions comme la Sénégalie (Barlow *et al.*, 1997) et Sao Tomé-et-Príncipe (Christy & Clarke, 1998).
- *Birds of Africa* a été rédigé par plusieurs auteurs et se compose de six volumes publiés par Academic Press, avec un dernier volume en voie de publication. Ce n'est guère le type d'ouvrage à emporter sur le terrain étant donné que chaque volume pèse plusieurs kilos, mais il demeure une référence essentielle.
- *The African Handbook of Birds* de Mackworth-Praed & Grant (1955-1973; six volumes) fournit des informations détaillées et s'avère particulièrement utile pour identifier les oiseaux capturés, surtout là où il n'existe aucun guide pratique moderne. La nomenclature n'est plus à jour, les illustrations rares et inadéquates, mais cet ouvrage demeure extrêmement précieux.
- Les articles concernant certains groupes d'oiseaux particulièrement complexes publiés dans des périodiques tels que *African Bird Club Bulletin* et *Africa: Birds and Birding*, ou dans des publications régionales comme *Scopus* et *Kenya Birds* (par exemple, Allport *et al.* (1996) sur les akalats, Turner & Zimmerman (1979) et Bennun (1994) sur les bulbul du Kenya).

Par ailleurs, on trouve aujourd'hui dans le commerce de bonnes compilations de chants d'oiseaux pour chaque grande région d'Afrique: pour l'Afrique de l'Ouest (Claude Chappuis), l'Afrique orientale (Brian Finch, publié avec l'ouvrage de Stevenson & Fanshawe, 2001), l'Afrique australe (Guy Gibbon et d'autres). Ce sont des outils de la plus haute utilité pour le

recensement des oiseaux forestiers et l'investissement en vaut largement la peine. Rappelons toutefois qu'il existe d'importantes variations individuelles des chants d'oiseaux et que les espèces ne chantent pas toujours de la même manière sur l'ensemble de leur aire de répartition géographique. Les chercheurs et les ornithologues amateurs se constituent souvent une collection d'enregistrements qu'ils sont parfois prêts à partager; on trouvera dans l'ouvrage de Pomeroy (1992) une liste de compilations utiles.

En apprenant à reconnaître le chant et l'apparence des oiseaux que vous êtes susceptibles de rencontrer, vous vous épargnerez beaucoup de temps et de travail sur le terrain. Si vous êtes capable de déceler les différences entre les oiseaux, et donc de dénombrer assez précisément les espèces rencontrées, vous pourrez recueillir des données significatives, même si vous ne pouvez identifier toutes les espèces avec certitude. Si vous ne pouvez pas identifier une espèce sur le terrain, même après avoir consulté un guide pratique ou une liste d'oiseaux, il est important de noter ses caractéristiques (taille, couleur, couleur et forme du bec, couleur des yeux, etc.) ou d'en faire un croquis. N'y consacrez pas trop de temps, car vous risqueriez de manquer d'autres oiseaux. Avec la pratique, votre capacité de relever les caractéristiques des oiseaux se développera, ce qui vous permettra de les identifier plus facilement à partir des ouvrages de référence.

Au début en particulier, il peut être utile de préciser les oiseaux que vous avez pu identifier uniquement à partir de leur chant. Cela vous permettra de reprendre vos données et de corriger vos notes pour le cas où vous auriez mal identifié un chant particulier.

Dans l'idéal, il faut au moins être capable d'identifier l'espèce. À défaut, essayez au moins d'identifier le groupe ou le genre (par exemple, bulbul ou gobe-mouches). Bien que les oiseaux soient plus faciles à identifier que de nombreux autres animaux, la tâche n'est pas aisée, notamment si vous comptez sur leur chant. Restez prudents et tenez toujours compte de votre expérience. Résistez à la tentation de nommer un oiseau à moins d'être absolument certain de l'avoir identifié et d'être en mesure de vous justifier, si nécessaire, à partir de vos notes. En cas d'incertitude, il est préférable de noter par exemple « bulbul non identifié » ou, dans le pire des cas, « oiseau non identifié ». Il est infiniment préférable d'être incapable d'identifier un oiseau plutôt que de se tromper.

Un mot sur l'échantillonnage

Une étude exhaustive des plans d'échantillonnage n'est pas envisageable ici, mais l'on pourra se reporter à Pomeroy (1992) et à Bibby *et al.* (1998) pour de plus amples informations sur le recensement des oiseaux. Des aspects généraux sont toutefois évoqués par Bennun & Fanshawe (1998):

- i) Les données de recensement des oiseaux forestiers sont générale-

ment bruitées. Il faut un nombre suffisant d'unités d'échantillonnage pour comparer statistiquement des forêts ou des blocs de forêt.

ii) Cela signifie qu'il faut tenter d'équilibrer le nombre de répliques, le temps et l'effort nécessaires à leur collecte et la taille de l'échantillon à recueillir dans chaque cas. Ainsi, à supposer que vous ayez le temps de parcourir 10 km de transect dans chaque bloc de forêt, comment faut-il les diviser? Ce n'est probablement pas très judicieux de se limiter à un transect de 10 km, pas plus qu'il n'est utile de prévoir 100 transects de 100 mètres, car le nombre d'oiseaux enregistrés sur chacun serait probablement extrêmement faible. Un juste milieu sera préférable dans la majorité des cas, la longueur des transects étant déterminée par le nombre d'oiseaux que vous souhaitez enregistrer, tandis que leur nombre sera fonction du temps dont vous disposez.

iii) Les résultats de recensement sont fortement influencés par la saison, l'heure du jour et les variations de l'habitat local, y compris l'altitude. Il est indispensable de minimiser les distorsions que présentent les données en tenant compte de ces facteurs de variation (par exemple, en procédant à des comptages sur des sites différents et à des saisons différentes, en randomisant l'ordre de comptage sur l'ensemble de la journée et en stratifiant l'échantillon de manière à tenir compte de la variation des habitats et de l'altitude).

Si vous avez l'intention de procéder à des recensements sur transect ou de capturer des animaux au filet, il vous faudra réfléchir à leur emplacement. En règle générale, il convient de les randomiser dans chaque couche de l'échantillon; toutefois, si votre but est de constituer une liste d'espèces, les filets seront posés dans différents microhabitats (voir également la Section 5.3.3). Il est souvent préférable d'utiliser les pistes et les sentiers existants plutôt que de détruire la végétation pour tracer vos propres voies. On se rappellera cependant que les sentiers sont rarement alignés de manière complètement aléatoire.

Les transects ne doivent pas nécessairement être parfaitement rectilignes. Il est toujours utile, et parfois nécessaire, de reconnaître le terrain pour cartographier les pistes avant le recensement. Une fois que les pistes ont été reportées sur les cartes, elles peuvent être scindées en sections de longueur égale. En affectant un numéro à chaque section, vous pouvez sélectionner celles qui seront échantillonnées en utilisant une table de nombres aléatoires.

À défaut, notamment si vous êtes obligé d'ouvrir de nouvelles pistes, vous pouvez disposer les transects ou les séries de filets japonais de manière systématique. Vous pouvez par exemple décider d'échantillonner tour à tour les zones situées à gauche ou à droite d'une ligne divisant la forêt en deux, en changeant de côté tous les 500 mètres. L'échantillonnage systématique a l'avantage de la simplicité et permet de couvrir l'intégralité de la zone d'étude

(par définition, ce n'est pas toujours le cas avec l'échantillonnage aléatoire). En revanche, si les habitats varient en fonction d'un schéma régulier, comme par exemple des crêtes et des vallées régulièrement espacées, cette formule peut produire des résultats biaisés. On se reportera également à la Section 7.3.11 où sont fournies diverses indications sur les méthodes adaptées au recensement des oiseaux.

7.3.1 Enquêtes génériques

Les enquêtes génériques visent l'enregistrement des espèces et parfois du nombre d'oiseaux vus et entendus dans une zone donnée. Après une période d'observation, une indication générale d'abondance – par exemple « fréquemment rencontrée », « commune » ou « rare » – peut être attribuée à chaque espèce.

Sélection des sites, procédure et enregistrement des données

L'objectif est de garder régulièrement le compte des espèces vues et entendues durant les marches (ou à tout autre moment, par exemple autour du campement ou pendant l'observation d'un arbre en fleurs ou en fruits). En règle générale, les observateurs essaient de couvrir le plus de terrain possible et d'examiner les principaux habitats et microhabitats afin d'enregistrer le plus grand nombre d'espèces possibles. Ils peuvent aussi diffuser des enregistrements de chants ou capturer des oiseaux au filet japonais afin de déceler les espèces peu visibles du taillis. Pour chaque enregistrement, il faut préciser l'habitat et le nombre d'oiseaux repérés (au moins pour les espèces grégaires).

Avantages et inconvénients

Cette approche est la moins utile de toutes si l'on veut obtenir des résultats quantitatifs ou procéder à des comparaisons; elle permet toutefois de constituer une liste d'espèces provisoire. Il est difficile de normaliser l'effort d'observation et tout à fait impossible de comparer les sites, sauf très grossièrement.

Si le recensement porte spécifiquement sur les oiseaux, il est infiniment préférable d'adopter une méthode plus systématique telle que le dénombrement d'espèces à durée déterminée. Si le recensement des oiseaux est entrepris à titre subsidiaire, par exemple en marge d'une enquête botanique, il sera probablement limité à une enquête générique. Quel que soit le cas de figure, il est important de noter toutes les observations occasionnelles (en plus des comptages eux-mêmes) qui permettent de compléter utilement les listes d'espèces.

7.3.2 Dénombrements d'espèces à durée déterminée

C'est une technique rapide et simple qui donne une idée de l'abondance relative des espèces de la canopée et du sous-étage sur un secteur relativement important. Elle présente l'avantage de couvrir une zone plus vaste que les dénombrements par points ou les recensements sur transects (voir ci-dessous), et elle n'est pas non plus limitée à des lieux ou à des lignes donnés. Elle permet donc de constituer une liste globale des espèces en beaucoup moins de temps.

Les dénombrements à durée déterminée consistent essentiellement à répéter le travail nécessaire à la constitution des listes, en notant la première fois où chaque espèce a été identifiée à vue ou par son chant (Pomeroy & Tengecho, 1986; Pomeroy & Dranzoa, 1997). Une note cumulée est affectée aux espèces en fonction du moment où elles ont été repérées pour la première fois à chaque comptage: les espèces qui sont le plus souvent observées reçoivent une note moyenne élevée du fait qu'elles se présentent relativement tôt et dans de nombreux comptages. À l'origine, cette technique de dénombrement avait été élaborée pour les habitats ouverts, mais elle a ensuite été modifiée en vue de son utilisation dans les forêts du Kenya.

Sélection des sites

Dans la mesure du possible, les dénombrements à durée déterminée doivent être régulièrement répartis sur l'ensemble de la zone d'étude. Ils doivent couvrir tous les microhabitats présents (comme les différents types de forêts, le long des crêtes et des cours d'eau). Pendant le comptage, il n'est pas nécessaire de se tenir à une piste déterminée, et on peut se promener librement, à la faveur de signes d'activité aviaire, des arbres chargés de fruits ou autres. Si vous étudiez les oiseaux forestiers, il est généralement préférable d'éviter les endroits où l'habitat est totalement différent, comme les prairies ou les zones cultivées qui risquent fort de fournir des résultats trompeurs. Si vous disposez d'un GPS, enregistrez le point de départ et d'arrivée de chaque dénombrement entrepris.

Si vous travaillez sur plusieurs sites d'étude au sein d'une même forêt, il faut entreprendre le même nombre de dénombrements d'espèces à durée déterminée dans chacun d'eux.

Procédure et enregistrement des données

i) L'observateur parcourt lentement et silencieusement un sentier forestier pendant une période prédéterminée; au Kenya, elle a été fixée à 40 minutes et en Ouganda, à 60 minutes.

ii) Dans la version la plus simple de cette méthode, chaque fois que l'observateur identifie avec certitude une espèce pour la première fois durant ce comptage, il note son nom et l'heure du repérage. Dans la version modifiée pour les forêts, il utilise également un code simple désignant la position de l'oiseau (à plus ou moins de trois mètres du sol, à plus ou moins de 25 mètres de la position de l'observateur ou de sa trajectoire prévue). Dans cette version modifiée, il est important de noter l'heure du premier repérage de l'oiseau dans ces limites: par exemple à plus de trois mètres du sol et dans les 25 mètres du sentier. Seules ces informations sont utilisées pour le calcul de l'indice des dénombrements d'espèces à durée déterminée. Les données peuvent être consignées sur le Formulaire 7.1.

iii) La limite des trois mètres exclut tous les oiseaux du sous-étage qui sont difficiles à repérer et que cette technique ne parvient pas à échantillonner correctement. La limite des 25 mètres élimine en partie les distorsions causées par les espèces bruyantes ou très visibles qui sont généralement identifiées assez vite au cours du comptage et se voient donc attribuer une note élevée (Bennun & Waiyaki, 1993). Les observations effectuées au-delà de ces limites conservent leur utilité pour la constitution des listes génériques. Le cas échéant, elles peuvent aussi être utilisées pour calculer un indice global de fréquence, c'est-à-dire la proportion de comptages où l'espèce est détectée. La limite des trois mètres a été conçue pour l'échantillonnage des oiseaux des sous-bois capturés dans les filets japonais (voir ci-dessous) et peut être ignorée lorsqu'on n'utilise pas ce genre de filets.

iv) Au Kenya, la procédure typique consiste à faire 20 dénombrements à durée déterminée au moins dans chaque secteur d'étude. Plusieurs dénombrements peuvent être menés en une matinée en prévoyant un intervalle de 10 minutes et de 100 mètres au minimum entre chacun d'eux. Le travail est confié à un seul observateur qui se met en marche une fois que le pic de l'activité matinale des oiseaux commence à décroître; les résultats sont ainsi plus cohérents et permettent aux autres membres de l'équipe de s'occuper des oiseaux probablement capturés dans les filets japonais (voir ci-dessous). Pour une meilleure normalisation des résultats, la période de dénombrement devrait se situer entre 8 h 30 et midi, avec les ajustements nécessaires en fonction des sites. Au début de chaque dénombrement, les conditions météo, et notamment le vent, doivent être notées.

v) L'exercice doit être répété autant de fois que possible, en suivant des trajectoires différentes. Plusieurs personnes peuvent effectuer des dénombrements simultanés sur des sentiers différents.

vi) Si vous choisissez la méthode modifiée, vous devrez utiliser un système de symboles élémentaires, ou réserver une colonne sur le formulaire pour indiquer si l'oiseau a été repéré en dessous ou au-dessus de la limite des

trois mètres et dans la limite des 25 mètres ou au-delà. Comme on l'a déjà indiqué, il est souhaitable de préciser si l'oiseau a été vu (V) ou seulement entendu (E).

Analyse des données

Dans la méthode modifiée, l'indice de dénombrement d'espèces à durée déterminée est uniquement calculé à partir des oiseaux repérés au-dessus de la limite des trois mètres et dans les 25 mètres du sentier. Pour calculer cet indice, l'unique donnée nécessaire est l'heure à laquelle chaque espèce a été enregistrée pour la première fois à l'intérieur de ces limites; dès lors qu'une espèce a été repérée au-dessus de la limite de trois mètres et dans les 25 mètres du sentier, il n'est plus nécessaire de la mentionner, même si on la voit de nouveau durant ce dénombrement. Lorsqu'on voit les oiseaux au-delà de ces limites, il suffit d'enregistrer chaque espèce une fois, mais l'heure est sans intérêt. Pour chaque dénombrement, un indice de zéro à quatre est ensuite assigné à chaque espèce selon qu'elle a été repérée durant les 10 premières minutes (= 4), pendant les 10 minutes suivantes (= 3), et ainsi de suite jusqu'à zéro pour les espèces qui n'ont pas été vues. Une note moyenne est ensuite calculée pour l'ensemble des dénombrements. Lorsque la durée est fixée à une heure, les notes vont de zéro à six, en suivant le même système. On peut rendre comparables les notes attribuées selon l'un ou l'autre système en ajoutant 2,0 aux notes attribuées dans les dénombrements d'une durée de 40 minutes.

Avantages et inconvénients

Cette méthode est très pratique pour évaluer l'abondance relative. Il n'est pas utile de noter le nombre d'oiseaux détectés, il suffit de noter le nom de l'espèce, ce qui permet de se concentrer sur l'observation de nouvelles espèces. C'est un atout pour les observateurs qui n'ont guère d'expérience et consacrent plus de temps à l'identification des espèces, ainsi que pour les observateurs chevronnés qui visitent un site pour la première fois et doivent se familiariser avec la faune aviaire locale. Cette méthode est aussi utile pour distinguer les différentes guildes alimentaires quand un vol composé de multiples espèces traverse rapidement la zone d'observation. L'indice de dénombrement d'espèces à durée déterminée est une mesure utile pour la comparaison de différents sites ou forêts. Ce n'est pas une méthode aussi précise que les dénombrements par points pour repérer les oiseaux furtifs qui vivent au cœur des forêts; en revanche elle est tout aussi efficace, voire plus efficace pour l'échantillonnage des espèces de la canopée.

Pomeroy & Dranzoa (1997) ont montré que l'abondance spécifique peut être évaluée grâce aux dénombrements à durée déterminée, à partir de la courbe cumulée des espèces ou des estimations de régression. Les mesures

d'abondance relative des espèces calculées par cette méthode peuvent également être étroitement corrélées avec les données provenant des comptages sur transect (Pomeroy & Dranzoa, 1997) ou des comptages à durée déterminée sur transect (voir ci-dessous: Bennun & Waiyaki, 1993). L'efficacité des dénombrements à durée déterminée tient au fait que l'on peut recueillir plus vite des données sur plus d'espèces qu'on ne peut le faire avec les comptages sur transects. Comme ils ne nécessitent pas de parcourir un chemin déterminé sur une distance fixe, ils se prêtent bien mieux à l'environnement forestier que les transects linéaires. Si votre but est d'évaluer l'abondance spécifique (ou celle d'un sous-groupe d'espèces comme les spécialistes des forêts) ou l'abondance relative d'une espèce donnée dans différents secteurs ou forêts, le dénombrement d'espèces à durée déterminée est la méthode de choix.

Dans la version non modifiée, les notes reflètent très bien la détectabilité et l'abondance des espèces. En conséquence, elles ne permettent pas de comparer l'abondance relative d'espèces présentant de fortes différences de détectabilité (Pomeroy & Dranzoa, 1997). Ce problème est partiellement résolu en utilisant la version modifiée avec une distance limite de 25 m (Bennun & Waiyaki, 1993). Les dénombrements à durée déterminée sous-estiment l'abondance relative (par rapport à celle d'autres espèces) des oiseaux grégaires (Bennun & Waiyaki, 1993) et ne fournissent pas un échantillonnage adéquat des oiseaux furtifs du sous-étage.

Le principal problème de cette technique tient à l'exploitation mathématique assez difficile des indices. Chaque indice est en effet une mesure de l'abondance relative d'une espèce sur une échelle de 0 à 4 ou de 0 à 6. Or, il n'est pas évident que l'on puisse obtenir un indice cumulé des catégories inféodées à la forêt ou des guildes en additionnant les notes de différents dénombrements. Si l'on a besoin de mesures cumulées de l'abondance de ces sous-groupes, une autre méthode s'impose, par exemple celle des comptages à durée déterminée sur transects (voir ci-après). C'est notamment pour cette raison que les dénombrements d'espèces à durée déterminée ne conviennent pas vraiment au travail de suivi (voir Bennun & Fanshawe, 1998).

7.3.3 Listes MacKinnon et méthodes apparentées

Les listes MacKinnon (MacKinnon & Phillips, 1993; Bibby *et al.*, 1998) permettent elles aussi de calculer un indice d'abondance relative. Elles consistent en gros à générer un tableau de la richesse de l'avifaune et de l'abondance relative des espèces en dressant des listes d'espèces comportant

toutes le même nombre d'espèces. Plus le nombre total d'espèces s'accroît à mesure que l'on ajoute des listes, plus riche est l'avifaune. Plus une espèce apparaît dans un grand nombre de listes, plus elle est abondante.

Fjeldsà (1999) a amélioré cette méthode pour l'adapter aux évaluations rapides de l'avifaune forestière en utilisant des listes de 20 espèces.

Sélection des sites

Elle s'effectue comme pour la méthode précédente. Dans l'idéal, l'effort doit être régulièrement réparti sur l'ensemble du site d'étude et couvrir tous les microhabitats. L'élaboration de listes MacKinnon simples exige de rechercher les oiseaux de la manière la plus efficace possible. Des zones différentes doivent être parcourues pour chaque liste. Pour chaque site d'étude, il faut établir au minimum une quinzaine de listes.

La technique de Fjeldsà consiste à dresser des listes dans un site d'étude donné – il s'agissait dans son cas d'une zone d'un kilomètre carré dans un type particulier de forêt – où l'on se promène au hasard pour repérer et enregistrer les oiseaux.

Procédure et enregistrement des données

Dans la version simplifiée, on note chaque nouvelle espèce rencontrée jusqu'à ce qu'on ait atteint le nombre prédéterminé d'espèces pour chaque liste – en général entre huit et 20 (plus les espèces sont nombreuses dans la forêt étudiée, plus le nombre d'espèces par liste doit être important). Quand on atteint le nombre requis, on démarre une nouvelle liste sur laquelle les mêmes espèces peuvent de nouveau être consignées quand elles sont de nouveau vues ou entendues.

La méthode de Fjeldsà est la même à ceci près que l'on enregistre *chaque* oiseau vu ou entendu durant le dénombrement. Fjeldsà parcourait le site d'étude au hasard, de l'aube au crépuscule, en notant chaque observation. Sa méthode peut tout aussi bien s'appliquer à des périodes plus brèves, le minimum quotidien correspondant au temps requis pour dresser une liste de 20 espèces.

Analyse des données

En reportant sur un graphique le nombre de listes et le nombre total d'espèces enregistrées, on obtient une courbe d'abord abrupte, qui s'aplanit ensuite progressivement pour terminer en plateau. Ce plateau correspond à la diversité spécifique observée que l'on peut comparer d'un site à l'autre (étant entendu qu'il faut pour chaque site le même nombre de listes, composées du même nombre d'espèces). Cette valeur n'indique pas vraiment la richesse spécifique totale, mais elle peut être utilisée pour l'estimer; à cet effet, Fjeldsà (1999) propose une formule inspirée de Colwell & Coddington (1994).

L'abondance relative des espèces peut être exprimée en tant que proportion de listes sur lesquelles une espèce est répertoriée (Bibby *et al.*, 1998). Étant donné que chaque espèce peut n'apparaître qu'une fois sur chaque liste, l'abondance des espèces communes sera considérablement sous-estimée. Fjeldså (1999) a résolu le problème en notant chaque oiseau vu ou entendu, qu'il s'agisse ou non d'une nouvelle espèce sur cette liste. Le nombre total d'enregistrements pour chaque espèce peut alors être exprimé en pourcentage du total. Cette méthode est proche des comptages à durée déterminée sur transects (voir ci-dessous). On observe une forte corrélation entre l'abondance relative calculée de cette manière et les mesures calculées à partir des données de comptages par points intensifs, réalisés dans les mêmes forêts (Fjeldså, 1999).

Avantages et inconvénients

L'abondance relative fournie par les listes MacKinnon simplifiées n'est guère fiable, ce qui constitue un inconvénient pour la plupart des études. Fjeldså (1999) signale les avantages suivants pour la méthode adaptée:

- le temps est efficacement utilisé: tout le temps disponible est consacré à la collecte de données plutôt qu'à se déplacer entre les transects ou les points de dénombrement, par exemple;
- on recueille davantage d'informations qu'avec les listes complètes de toutes les espèces observées: les données peuvent être normalisées afin d'extrapoler la diversité spécifique totale;
- elle fournit des informations fiables sur l'abondance relative des espèces (à condition de noter tous les oiseaux vus ou entendus);
- les différents niveaux de compétence des observateurs ont moins d'influence que dans les dénombrements d'espèces à durée déterminée. Cela tient au fait qu'on peut prendre tout son temps pour identifier les oiseaux rencontrés, peu importe si l'on consacre une heure ou la matinée entière à compléter une liste de 20 espèces.

En revanche, cette méthode exige un effort supérieur à celui des dénombrements à durée déterminée pour évaluer l'abondance relative puisqu'il faut noter tous les oiseaux vus ou entendus, et pas seulement les nouvelles espèces. L'influence moindre des compétences ne joue que si les observateurs sont tous capables d'identifier tous les oiseaux vus ou entendus; toutefois, aucune méthode de recensement ne donnera de bons résultats si les observateurs manquent trop d'expérience. Avec une équipe bien rodée, les résultats sont très semblables à ceux livrés par les comptages à durée déterminée sur transects (voir ci-dessous).

7.3.4 Comptages à durée déterminée sur transects

La technique des comptages à durée déterminée sur transects a été mise au point pour évaluer simplement l'abondance relative des espèces des forêts du Kenya sans rencontrer les difficultés inhérentes aux dénombrements à durée déterminée. Il s'agit ici de mesurer le nombre d'oiseaux repérés durant une période donnée plutôt que sur une distance déterminée.

Sélection des sites, procédure et enregistrement des données

Cette technique est semblable aux dénombrements à durée déterminée, si ce n'est que l'observateur note aussi le nombre d'oiseaux vus ou entendus dans les limites précisées pour la version modifiée des dénombrements à durée déterminée (c'est-à-dire au-dessus de trois mètres et dans les 25 mètres du sentier) chaque fois qu'il identifie un oiseau, et pas seulement la première fois qu'il repère l'espèce. Les espèces observées au-delà de ces limites sont enregistrées séparément pour constituer le total des espèces.

Avantages et inconvénients

On constate une forte corrélation entre les notes obtenues par ces deux méthodes (Bennun & Waiyaki, 1993) qui présentent d'ailleurs les mêmes avantages de rapidité et de simplicité d'exécution. Étant donné que l'on enregistre le nombre réel d'oiseaux, la méthode des comptages à durée déterminée sur transects est moins biaisée que les indices de dénombrement en faveur des espèces aisément repérables et au détriment de celles à comportement grégaire. Comme les indices de comptages à durée déterminée sur transects sont constitués du nombre réel d'oiseaux repérés pour chaque espèce, on peut facilement générer des notes cumulées pour les différentes catégories de dépendance à la forêt et les différentes guildes.

Les comptages à durée déterminée sur transects prennent toutefois davantage de temps que les dénombrements à durée déterminée. Tous les oiseaux présents dans les limites fixées doivent être identifiés et comptés. Il est particulièrement difficile d'estimer le nombre d'oiseaux que l'on entend sans les voir, et il faut une bonne expérience de la forêt et des espèces avant d'y parvenir avec précision.

Les comptages à durée déterminée sur transects peuvent en principe être utilisés pour le suivi. Il est cependant difficile de répéter exactement la même série de comptages aux mêmes endroits et de rapporter les résultats obtenus à d'autres aspects du suivi, comme la végétation. Pour le suivi, il est recommandé d'opter plutôt pour des dénombrements par points ou des transects de longueur fixe.

7.3.5 Comptages sur transects de largeur fixe

Les comptages le long de transects sont beaucoup utilisés dans les espaces ouverts, mais la visibilité est médiocre dans les forêts denses et les transects sont généralement étroits. Tracer des transects de longueur fixe dans les habitats de forêt est en outre difficile. En théorie, les transects linéaires donnent la mesure de l'abondance absolue; dans la pratique, ce n'est probablement pas le cas (car on manque certainement de nombreux oiseaux) bien que les résultats obtenus pour les transects de largeur fixe soient exprimés en densité.

On se reportera à l'exposé sur les transects linéaires dans le chapitre sur les mammifères (Sections 5.3.3 et 6.3.2).

Sélection des sites

Comme les transects commencent et se terminent en des points spécifiques, il est généralement possible et souhaitable de randomiser leur emplacement ou d'avoir recours à un échantillonnage systématique (par exemple, à distance fixe sur une grille). Voir la section précédente sur l'échantillonnage.

Procédure et enregistrement des données

i) On peut emprunter des pistes ou des grilles de recensement existantes ou en tracer de nouvelles. Sur la trajectoire sélectionnée, il faut mesurer et baliser un sentier de longueur connue (un kilomètre est une bonne longueur).

ii) Le sentier doit être parcouru lentement et silencieusement, de préférence tôt le matin ou en fin d'après-midi (lorsque les oiseaux sont le plus actifs), mais les comptages doivent impérativement être effectués aux mêmes heures dans tous les sites.

iii) Tous les oiseaux repérés sur une distance donnée de part et d'autre du sentier doivent être enregistrés: en fonction de l'habitat, on choisira une distance de 10 à 25 mètres (utilisez le Formulaire 7.2). Si les oiseaux sont en groupe, il faut estimer le nombre d'individus. Notez l'heure et l'espèce (prenez des notes et faites des croquis de tous les oiseaux que vous ne pouvez identifier sur le champ). Continuez à parcourir le transect en veillant à regarder de toutes parts, depuis le sol jusqu'au sommet des arbres.

iv) Une fois que vous avez parcouru tout le transect, reprenez vos notes et essayez d'identifier les espèces sur lesquelles vous avez un doute à l'aide des guides pratiques et des ouvrages publiés.

Analyse des données

Les données relevées le long des transects donnent une indication de la richesse spécifique, permettent de calculer des indices de diversité (voir Magurran, 1988, et Pomeroy, 1992, pour de plus amples informations) et fournissent la densité des différentes espèces, catégories ou guildes dans une zone de forêt définie. Cette zone correspond à la longueur de tous les transects parcourus multipliée par la largeur totale couverte.

Avantages et inconvénients

Les transects de largeur fixe donnent une indication de la densité des populations, bien que celle-ci soit généralement sous-estimée étant donné que l'on peut avoir manqué de nombreux oiseaux. Ils permettent en outre de calculer plusieurs indices de diversité puisqu'une abondance est associée à chaque espèce. Dans la pratique, c'est rarement utile, et la meilleure mesure de diversité est souvent tout simplement la richesse spécifique elle-même.

C'est une méthode qui prend du temps et ne couvre qu'une surface relativement étroite. En conséquence, elle n'est guère utile pour la constitution des listes d'espèces. Elle ne tient pas compte des différences de détectabilité des espèces selon les différents types d'habitat (par exemple, entre les forêts perturbées et les forêts intactes) et peut donc donner des estimations de densité trompeuses. Si l'on a besoin de mesures fiables de la densité d'une espèce, il est préférable d'utiliser des transects de largeur variable où l'échantillonnage n'est pas fonction de la distance (voir ci-dessous).

Les transects de largeur fixe peuvent aussi être difficiles à tracer, car ils demandent un effort de mesure et de cartographie, voire de débroussaillage. Cela nécessite un gros travail, sans compter que la forêt est inutilement perturbée.

7.3.6 Dénombrements par points de largeur fixe

Les dénombrements d'espèces à durée déterminée et les comptages à durée déterminée sur transects sont parfaitement bien adaptés aux travaux de recensement mais beaucoup moins utiles pour le suivi; d'autres techniques ont été employées à cet effet au Kenya, en particulier les dénombrements par points. L'inconvénient majeur de cette technique qui s'applique à des surfaces relativement étroites est qu'on enregistre généralement un très petit nombre d'oiseaux.

Sélection des sites

Le plus facile consiste souvent à réaliser les comptages sur des points systématiquement répartis sur une grille. Le dénombrement peut aussi être aléatoire, mais il peut être difficile de localiser et de retrouver ultérieurement les points de comptage. Pour chaque site, il faut prévoir au moins 50 points de comptage. Au Kenya, une méthode simple a été mise au point pour déterminer leur position. Les dénombrements étaient effectués sur un transect toutes les 15 minutes: l'observateur parcourait le transect à un rythme rapide pendant huit minutes, s'arrêtait pendant sept minutes et procédait au comptage à son point d'arrêt (voir ci-dessous).

Procédure et enregistrement des données

i) L'observateur se tient debout en un point prédéterminé qui constitue le centre d'une colonne allant du tapis forestier à la cime des arbres. Il se familiarise avec le milieu pendant deux minutes, puis consacre les cinq minutes restantes à enregistrer tous les oiseaux vus ou entendus dans un rayon de 25 mètres (utiliser le Formulaire 7.2). Si nécessaire, le temps consacré à ce travail peut être modifié. En théorie, on doit être en mesure, à partir d'un point donné, de détecter tous les oiseaux présents alentour dès que le comptage commence. Il faut donc équilibrer le temps passé à scruter la zone et la probabilité que des oiseaux y pénètrent pendant le comptage.

ii) Pour tous les oiseaux repérés dans les limites indiquées, il faut noter l'espèce et le nombre d'individus. Les espèces observées hors de ces limites doivent être enregistrées séparément pour enrichir la liste des espèces. Il peut être utile de noter la hauteur des oiseaux (supérieure ou inférieure à la limite des trois mètres), que l'on utilise ou non des filets japonais, afin de distinguer les oiseaux du taillis de ceux des étages supérieurs. L'évolution des communautés aviaires en fonction de la modification des habitats peut être différente à chaque niveau (Bennun & Fanshawe, 1998).

iii) Les dénombrements doivent être réalisés aux mêmes heures; dans le suivi effectué au Kenya, la période était de neuf heures à 11h15, soit après le pic de capture des oiseaux au filet (ce qui signifie aussi un maximum de huit comptages par observateur et par jour si l'on applique la procédure ci-dessus). En règle générale, les comptages sont confiés à un seul observateur, mais on peut en profiter pour former un autre intervenant.

Analyse des données

Les densités absolues d'oiseaux détectés dans les limites fixées sont obtenues en divisant le nombre total d'oiseaux répertoriés par la surface totale couverte durant les comptages. On peut en outre calculer un indice de fréquence (la proportion de fois où une espèce a été enregistrée, pour tous les oiseaux situés dans ces limites ou au-delà).

Avantages et inconvénients

Les dénombrements par points sont utiles pour le suivi, car ils peuvent ultérieurement être répétés avec précision, aux mêmes endroits ou presque, dans la même zone de forêt.

De plus, ils présentent le grand avantage de pouvoir mesurer les paramètres de l'habitat autour de chaque point de comptage et de relier ces paramètres à la présence ou à la densité des oiseaux. Oyugi (1998) a employé cette technique pour évaluer l'abondance des oiseaux dans la forêt de Kakamega, au Kenya. Après avoir mesuré les paramètres de l'habitat à chaque point de comptage, il a pu élaborer des modèles prédictifs de la densité des différentes espèces ainsi que des différentes guildes et catégories de dépendance à la forêt. De même, Fanshawe (1995) a utilisé cette technique pour comparer des oiseaux dans des habitats plus ou moins perturbés de la forêt d'Arabuko-Sokoke, au Kenya.

Les dénombrements par points échantillonnent une surface relativement étroite, ce qui signifie que le nombre d'individus enregistrés pour la plupart des espèces sera le plus souvent nul. La comparaison statistique des estimations de densité d'espèces particulières s'avère dès lors difficile. On peut comparer la proportion de comptages durant lesquels certains oiseaux ont été repérés. Toutefois, cette formule entraîne une perte importante d'informations. Une autre possibilité consiste à associer les estimations de densité des différentes guildes ou catégories de dépendance à la forêt, ou encore de sous-échantillonner des blocs, de telle manière qu'une série de comptages peut être associée à un seul point de données. Compte tenu de la petite surface échantillonnée, cette technique n'est guère utile pour la plupart des recensements rapides, au moins lorsque le principal objectif est de dresser une liste d'espèces et de se faire une idée générale de la composition de l'avifaune.

7.3.7 Échantillonnage à distance

L'échantillonnage à distance offre un ensemble de méthodes efficaces permettant d'estimer l'abondance absolue des espèces présentant un intérêt particulier (voir Buckland *et al.*, 1993). Ces méthodes tiennent compte de deux faits: nombre d'oiseaux qui devraient être détectés par un comptage par points ou sur transects seront en fait omis, et les oiseaux ne sont pas aussi faciles à repérer dans tous les types de forêt.

Owiunji (1996, 2000) a associé les comptages par points à l'échantillonnage à distance pour mesurer l'abondance des oiseaux dans différents habitats de la forêt de Budongo. Kosgey (1998) a procédé à un échantillonnage à distance sur transects pour évaluer les densités d'érémomèles de Turner, *Eremomela turneri*, dans la forêt de Nandi Sud. Des méthodes sem-

blables ont été utilisées par Musila (2001) pour recenser les pipits de Sokoke, *Anthus sokokensis*, et par Mulwa (2001) pour étudier les zostérops alticoles, *Zosterops poliogaster*. Dans les monts d'Uluguru, en Tanzanie, Tom Romdal (données non publiées) a diffusé à endroits fixes des enregistrements des cris de gladiateur des Uluguru, *Malaconotus alienus*, afin d'estimer la distance d'autres oiseaux qui y répondaient.

Sélection des sites, procédure et enregistrement des données

Les méthodes d'échantillonnage à distance peuvent être associées aux comptages par points ou sur transects. La procédure de base est la même que celle décrite plus haut pour les comptages sur transects de largeur fixe. Dans ce cas toutefois, aucune limite de distance n'est spécifiée. L'observateur note tous les oiseaux repérés appartenant à l'espèce étudiée (et la taille des groupes) ainsi que leur distance perpendiculaire au transect ou au point de comptage où il se tient lui-même.

Analyse des données

Les données sont analysées à l'aide du logiciel *DISTANCE* (le logiciel et le manuel d'utilisation peuvent être gratuitement téléchargés à l'adresse Internet suivante: www.ruwpa.st-and.ac.uk/distance). Ce logiciel exploite les séries de distance observées pour modéliser les fonctions de détectabilité (c'est-à-dire la manière dont le nombre d'enregistrements chute avec la distance entre les oiseaux et l'observateur) et générer des estimations des densités effectives. Différentes fonctions peuvent être obtenues pour chaque espèce et pour différents types d'habitat (voir également la Section 5.3.3).

Avantages et inconvénients

L'échantillonnage à distance est une méthode très efficace pour un objectif précis: obtenir des estimations fiables de l'abondance effective des espèces étudiées (par exemple, une espèce menacée dont on ne connaît pas la taille des populations). Ce n'est probablement pas la meilleure méthode pour la plupart des études de la diversité biologique. Il n'est ni facile, ni rapide, de calculer les distances de chaque observation. Pour les espèces rarement rencontrées, les données sont parfois insuffisantes pour modéliser les fonctions de détectabilité. Les densités ne peuvent ainsi être calculées que pour les espèces les plus fréquemment enregistrées et il n'est généralement pas possible d'estimer les densités des différentes guildes ou catégories de dépendance à la forêt.

La lecture d'enregistrements de cris d'oiseaux associée à l'échantillonnage à distance peut s'avérer très efficace pour les oiseaux rares, furtifs ou difficiles à repérer (comme le gladiateur des Uluguru mentionné plus haut). Encore faut-il que les oiseaux répondent lorsqu'ils entendent

l'enregistrement de leur chant. Si l'oiseau se rapproche de vous avant de chanter, cette technique peut donner des estimations biaisées d'abondance.

7.3.8 Piégeage des oiseaux au filet japonais et baguage

Toutes les techniques ci-dessus ont tendance à omettre ou à sous-représenter les oiseaux du sous-étage qui sont souvent difficiles à déceler et à identifier visuellement. La connaissance de leur chant peut s'avérer extrêmement utile, mais certaines espèces sont globalement silencieuses, tandis que d'autres ne chantent qu'à certaines époques de l'année (voir la Section 4.3.5).

Le seul moyen de surmonter cette difficulté est d'employer des filets japonais. Le baguage et la capture d'oiseaux au filet sont des techniques extrêmement utiles pour étudier et recenser les oiseaux; elles ont été utilisées pour surveiller l'évolution du poids des oiseaux, leur mue, les saisons de reproduction et les déplacements des individus. Associées aux techniques de capture, marquage et recapture, elles permettent également d'estimer la taille des populations.

Ces deux techniques exigent cependant une très grande expérience et une attention minutieuse que l'on ne peut acquérir qu'au terme de longues formations. Si vous avez l'intention de capturer des oiseaux au filet pour les identifier, voire les baguer, vous devez vous procurer une autorisation spéciale. Il convient de se mettre en contact avec l'institution de baguage compétente (par exemple: The Ringing Organiser, East Africa Natural History Society, PO Box 44486, Nairobi) pour se faire conseiller. Le baguage et l'utilisation de filets sont des techniques réservées aux personnes compétentes, qualifiées, jouissant d'une bonne expérience et sachant manipuler les filets et les oiseaux en respectant leur sécurité et les principes déontologiques. Si les oiseaux souffrent durant la manipulation, cela risque d'affecter les résultats de votre étude et, plus important encore, la survie à long terme des populations. Si vous n'êtes pas qualifié pour baguer les oiseaux, il vous incombe de veiller à ce qu'une ou, de préférence, deux personnes de votre équipe soient compétentes en la matière; assurez-vous qu'elles enseignent aux autres membres de l'équipe les techniques appropriées de montage des filets, de manipulation et de baguage des oiseaux.

Les filets japonais sont fabriqués en fil de nylon extrêmement fin et sont quasiment invisibles une fois tendus. Ils existent en plusieurs hauteurs, longueurs et tailles de mailles, mais tous sont équipés d'un certain nombre de poches, suspendues au bout de fils solides, qui courent tout le long du filet. Si le filet est correctement posé, les oiseaux ne peuvent pas les détecter. Quand

ils sont arrêtés par le filet, ils tombent dans les poches dont ils restent captifs (Figure 7.1). Ils peuvent alors être délicatement extraits des filets, identifiés, bagués et mesurés.

Figure 7.1: Quelques modèles de filets japonais



Matériel

- Des filets japonais.
- Des piquets (des piquets droits en bambou, d'environ 40 mm de diamètre, conviennent bien: légers, mais résistants).
- De la ficelle.
- Des sacs en toile à fermeture coulissante pour conserver les oiseaux capturés.
- Des bagues de plusieurs tailles¹.
- Des pinces de baguage.
- Un carnet de baguage², ou un registre comptable cartonné dont vous annoterez les colonnes: les données de terrain devront ultérieurement être retranscrites dans les livres de l'institution de baguage dont vous relevez; reportez-vous également au formulaire de baguage en fin de chapitre. Il est toujours utile de vous munir d'un sac imperméable pour protéger vos données.
- Un pied à coulisse.
- Balances à ressort (max. 50 g et 100 g).
- Une bâche ou une toile pour protéger oiseaux et bagueurs des intempéries à la station de baguage.
- Du ruban de signalisation (pour marquer l'emplacement des filets et permettre de les retrouver avant l'aube, etc.).

1 Disponibles aux adresses suivantes: Société camerounaise de Conservation pour la Biodiversité (anciennement Club ornithologique du Cameroun coc@iccnet.cm); Ringing Organiser, Nature Kenya, PO Box 44486, Nairobi, Kenya (eanhs@africaonline.co.ke); Ghana Wildlife Society (wildsoc@ighmail.com).

2 Écrire à l'adresse suivante: Ornithology Department, National Museums of Kenya, PO Box 40658, Nairobi, Kenya.

Sélection des sites

Les meilleurs résultats sont obtenus lorsque les filets japonais sont posés sur un fond de végétation, ce qui les rend encore plus invisibles. Les forêts se prêtent très bien à la pose des filets, mais il est préférable d'éviter les clairières et les trouées dans la canopée. Les taux de capture sont généralement médiocres là où le sous-étage est très clairsemé, alors que l'on peut espérer de nombreuses prises quand les filets sont tendus à proximité des mares et des cours d'eau. Si vous souhaitez obtenir un échantillon représentatif, vous devrez toutefois les poser sur des lignes disposées de manière systématique ou aléatoire et stratifiées en fonction des divisions entre les principaux habitats, comme expliqué plus haut.

Procédure

i) Pour tendre les filets japonais, on peut utiliser les pistes existantes (si elles sont à peu près droites) ou ouvrir des layons d'environ un mètre de large, si la végétation est trop dense pour y tendre les filets. Il ne s'agit pas d'ouvrir une piste, ni de perturber la végétation, mais simplement de ménager une espace suffisant pour que le filet ne soit pas en contact avec les branches ou la végétation. Il faut aussi dégager le sol de tous les branchages ou autres obstacles (comme les pierres) qui risquent de se prendre dans le filet. On trouvera dans Howes & Bakewell (1989) une description illustrée de la pose des filets japonais.

ii) Les filets japonais se présentent souvent en pans de 12 m de long sur 3 m de haut, à quatre poches, avec un maillage d'environ 30 mm. On en trouve de plus longs ou de plus courts, et avec des mailles de diverses tailles. Il est important que la poche du bas soit quasiment au niveau du sol. Nombre d'oiseaux forestiers sont capturés grâce à cette dernière poche, ou éventuellement celle du dessus. Les filets doivent être souvent relevés pour protéger les oiseaux pris dans les poches inférieures des attaques de fourmis ou de petits mammifères.

iii) Les filets doivent être vérifiés toutes les demi-heures au minimum, et de préférence plus souvent, pour retirer les oiseaux et les conserver dans les sacs en toile; ce travail doit être confié à des personnes dûment formées. Les oiseaux sont ensuite amenés au poste de baguage installé un peu à l'écart des filets (assez près pour y accéder facilement, mais à une distance suffisamment grande pour ne pas perturber la capture) où ils sont identifiés, mesurés, pesés, bagués, examinés (recherche de signes de mue, de plaque incubatrice, etc.), avant d'être relâchés.

iv) Les anneaux de baguage sont disponibles en plusieurs tailles et la taille est choisie en fonction du tarse de l'oiseau. Chaque bague est numérotée et porte des instructions (en Afrique de l'Est, par exemple, la mention « Send

Museum Nairobi » (Renvoyer au musée de Nairobi) est apposée sur la bague). Les oiseaux ne sont pas systématiquement bagués. Il est cependant important qu'ils soient marqués d'une façon ou d'une autre pour les reconnaître s'ils sont de nouveau capturés. Le baguage est souvent le moyen le plus pratique et celui qui livre le plus d'informations.

Procédure de recensement suggérée

i) Cette procédure a donné de bons résultats au Kenya, lors de recensements d'oiseaux capturés au filet japonais (associés à des dénombrements d'espèces à durée déterminée).

ii) Le nombre exact de sites de capture et la longueur des filets dépendront du temps disponible, c'est-à-dire du calendrier de recensement, et de la forêt sur laquelle porte l'étude. L'objectif est de prendre au moins 40 oiseaux par site de capture afin de constituer un échantillon représentatif. Comme les taux de prise varient d'une forêt à l'autre, l'effort varie d'autant. Pour chaque bloc d'étude, il est bon de poser les filets sur 120 à 200 m sur deux sites différents. Deux matins consécutifs sont consacrés à chaque site durant lesquels les filets sont actifs pendant quatre heures à compter de l'aube. Cette normalisation permet de comparer les taux de prise par mètre de filet et par heure. Il est important de procéder aux mêmes heures par rapport à l'aube, car les schémas d'activité des oiseaux varient considérablement entre l'aube, le milieu de la matinée et le soir. L'expérience a montré que les taux de prise chutent de façon spectaculaire en fin de matinée et qu'ils sont moins élevés en soirée que tôt le matin.

iii) Les filets sont posés en ligne droite, sans interruption, le long des transects ouverts dans la forêt. Dans la mesure du possible, il est bon de réutiliser les transects qui ont servi à d'autres études, botaniques par exemple. On économise ainsi beaucoup de temps et d'effort, bien qu'il soit souvent nécessaire de dégager complètement le passage, en particulier au sol, pour tendre les filets. Les filets japonais doivent être posés aussi près du sol que possible. Les longueurs de 18 m sont les plus pratiques (moins il y a de filets, plus l'effort chute), mais on peut aussi employer des filets de 9 m ou de 12 m. Ces filets sont équipés de quatre poches et ont un maillage très fin permettant de prendre des passereaux.

iv) On peut toujours poser davantage de filets pour augmenter la taille de l'échantillon, mais il faudra d'autant plus de travail pour les relever, les poser et les déplacer, ce qui réduit grandement le temps disponible pour la collecte de données biologiques sur les oiseaux capturés. Le temps consacré à l'examen des oiseaux est bien évidemment un facteur d'importance critique. Il n'est guère envisageable de traiter de grandes quantités d'oiseaux quand on dispose d'un temps et d'un personnel limités.

Procédure de recensement suggérée

i) La capture au filet japonais a été employée au Kenya, en association avec des dénombrements par points, pour le suivi des oiseaux.

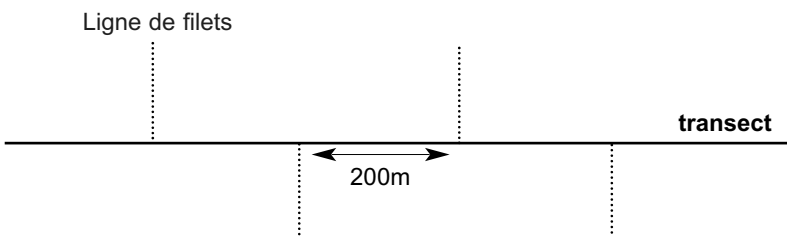
ii) Le suivi exige de recueillir, à différentes étapes, des données qui se prêtent à des comparaisons statistiques. Comme dans le cas des recensements, on associe le travail d'observation à la capture des oiseaux au filet japonais.

iii) La ligne de filets constitue l'unité d'échantillonnage. Six à huit lignes de filets sont posées dans chaque zone d'étude; plus il y en a, mieux c'est, mais le temps est généralement un facteur limitant. Le minimum est probablement de six lignes par site.

iv) Chaque ligne de filets est formée par une série rectiligne de filets posés en continu à la perpendiculaire d'un transect de recensement (Figure 7.2). La longueur du dispositif est calculée de manière à garantir un échantillon d'au moins 30 oiseaux par ligne. La longueur des lignes varie d'un endroit à l'autre en fonction de la densité d'oiseaux dans le sous-étage. À Kakamega, on a constaté qu'une ligne de 66 m était suffisante; dans les forêts de Mau, il a fallu une longueur de 102 m. Une bonne connaissance de la région permet de déterminer la longueur optimale. En tout état de cause, toutes les lignes posées dans une zone d'étude doivent, de préférence, être de la même longueur. On travaille sur deux lignes à la fois, ce qui signifie qu'elles ne doivent pas être trop distantes l'une de l'autre. Au Kenya, les lignes ont été alternativement tirées sur la gauche et sur la droite, à environ 200 m l'une de l'autre. La station de baguage est installée à mi-chemin des deux lignes.

v) La période de capture est rigoureusement respectée et correspond aux quatre heures suivant l'aube. On note sur une fiche conservée dans les sacs à oiseaux sur quel site chaque spécimen a été capturé. Au Kenya, les chercheurs n'ont jamais trouvé de cas où les oiseaux se déplaçaient d'un site à l'autre, ce qui laisse à penser que chaque ligne constitue bien un échantillon distinct.

Figure 7.2: Disposition des lignes de filets



Enregistrement des données

i) Pour chaque site de pose, il faut faire un croquis de la disposition des filets et décrire leur emplacement, le type d'habitat et son état.

ii) À chaque séance de capture, on note la date, l'heure de démarrage et de fin des travaux (où les filets sont déployés, puis roulés) et les conditions météo (voir le Formulaire 7.3).

iii) Pour chaque oiseau capturé, il est essentiel de noter l'espèce, le numéro de la bague, l'âge et le sexe (si on a pu l'établir). Plusieurs mesures biométriques types sont relevées, notamment la longueur des ailes, le poids et l'état de la mue dans les rémiges primaires. D'autres données biométriques sont souvent consignées, comme la longueur de la tête et du tarse, les rémiges secondaires, ainsi que la mue sur la queue et le corps. Pour des études détaillées, il peut être utile de noter dans quel filet et dans quelle poche certains oiseaux ont été capturés. Le plus simple est de l'inscrire sur une fiche au moment où on extrait l'oiseau de la poche et de mettre les deux ensemble dans le sac de toile. On trouve ainsi l'oiseau et sa fiche en même temps et on peut reporter les détails dans le carnet de baguage.

iv) Pour certaines études, des prélèvements sanguins sont réalisés en vue des analyses d'ADN; des bagues colorées sont parfois posées pour identifier les oiseaux lorsqu'on les voit à nouveau ou reprendre certaines mesures visant à évaluer les variations d'asymétrie. Toutes ces informations peuvent aussi être enregistrées dans le carnet de baguage.

v) Il faut également mentionner les recaptures; à cet effet, on inscrit généralement un « R » dans un cercle accompagné du numéro de la bague.

Analyse des données

Pour ce qui est du recensement, les données recueillies durant les captures au filet consistent généralement en une liste d'espèces indiquant le nombre d'oiseaux capturés. Elles permettent d'évaluer l'abondance relative. Les taux de prise des différentes espèces permettent les comparaisons entre les espèces et les sites s'ils sont exprimés en nombre d'individus par centaine de mètres de filet et par heure; on trouvera divers exemples dans Pomeroy (1992). Dans le cadre d'une étude, les comparaisons sont plus simples si on utilise la même longueur de filet et les mêmes horaires de capture. Les totaux peuvent alors être ajoutés pour les différentes guildes d'alimentation ou de nidification.

On peut alors reporter sur un graphique le nombre cumulé d'espèces et l'effort de piégeage (par exemple, le nombre de séances de capture ou le nombre cumulé d'heures par mètre de filet) pour obtenir les courbes cumulées des espèces.

Avantages et inconvénients

Les filets japonais sont aujourd'hui la seule méthode permettant un bon échantillonnage des oiseaux du sous-étage, d'où leur importance. Baker et ses collègues (données non publiées) ont pu ajouter quelque 14 espèces d'oiseaux forestiers à la liste des espèces de Tanzanie, principalement grâce aux prises réalisées dans la région de Kagera avec des filets japonais. Quasiment aucune de ces espèces n'avait pu être identifiée avec des jumelles, et nombre d'entre elles n'auraient pas été découvertes sans les filets.

Les principaux inconvénients des filets japonais sont leur prix d'achat, la longue formation qu'exige leur utilisation et la main-d'œuvre nécessaire, notamment pour tracer les layons et déplacer les filets, ce qui requiert beaucoup de temps et d'effort.

Ils offrent une méthode normalisée de recensement des oiseaux du sous-étage, mais ils n'échantillonnent pas les espèces du couvert forestier ou du sommet de la canopée. Ils provoquent par ailleurs différentes erreurs systématiques. Les taux de capture sont fortement influencés par l'heure du jour, comme on l'a déjà mentionné, et si les procédures n'ont pas été normalisées, il faut faire preuve de prudence dans les comparaisons. Le type de filets et la manière dont ils sont posés ont aussi une incidence sur les taux de capture. Pour le suivi ou la collecte de données comparatives, les filets doivent être d'excellente qualité, posséder beaucoup de poches, et être en bon état (les trous causent une chute spectaculaire des captures) et posés de la même manière (bien tendus entre les piquets, avec un peu de mou entre les différentes poches). Ils doivent être souvent contrôlés, au moins toutes les demi-heures, et de préférence davantage, et réparés si nécessaire (ces filets exigent un énorme entretien).

Les filets n'échantillonnent pas tous les oiseaux (même les petits) de la même manière. Les modèles courants ne conviennent généralement pas pour les oiseaux lourds ou de grande taille ou pour les oiseaux au vol rapide, comme les grands perroquets, les pigeons et les rapaces. Toute personne ayant l'expérience du baguage sait que certaines espèces sont plus faciles à capturer que d'autres. Remsen & Good (1996) ont montré que de petits changements dans le comportement des oiseaux – par exemple, une différence dans la hauteur où ils s'alimentent suite à une perturbation de la forêt – peuvent modifier les taux de capture de manière très sensible. Cela ne réduit en rien l'utilité des filets japonais, mais doit inciter à la prudence dans l'interprétation des résultats. Il est donc justifié d'associer les captures au filet aux observations, que ce soit des comptages à durée déterminée sur transects ou des dénombrements par points. Rappelons toutefois qu'il faut une équipe d'au moins quatre personnes pour compléter les captures au filet par un dénombrement par points des oiseaux de la canopée.

7.3.9. Enregistrements sonores

L'utilisation de magnétophones ne s'est pas encore imposée dans les recensements d'oiseaux réalisés en Afrique de l'Est en dépit de ses nombreux côtés positifs (voir Parker, 1991, qui évoque la question). L'oreille humaine est connue pour être sélective et exclure certains sons. Le magnétophone, lui, enregistre tous les sons détectés par le micro. Les enregistrements permettent ensuite d'identifier les oiseaux, tout comme les notes et les croquis de terrain peuvent ensuite être comparés aux guides pratiques.

Les enregistrements de chants et de cris peuvent être amplifiés et diffusés à nouveau pour attirer les oiseaux suffisamment près pour pouvoir les identifier. Cette technique est extrêmement utile pour surveiller et recenser les espèces furtives et difficiles à voir, notamment les oiseaux rares qui chantent peu. On peut les utiliser à l'occasion (pour enregistrer et diffuser à nouveau les cris d'oiseaux qui n'ont pu être identifiés) ou de manière plus systématique (pour cibler les oiseaux difficiles à repérer).

Il existe de petits magnétophones peu coûteux qui, une fois raccordés au micro d'une caméra vidéo, offrent un système portable bien pratique. Il est important d'utiliser un micro directionnel et d'opter pour un système permettant une lecture à fort volume. Bien que plus coûteux que les magnétophones, les lecteurs-enregistreurs de CD font d'excellents enregistrements. Ils sont légers, portables, permettent un enregistrement numérique et ont ceci d'avantageux que l'on peut très facilement éditer et copier les enregistrements.

Matériel

- Un magnétophone à cassettes ou un lecteur-enregistreur de CD de qualité.
 - Un micro et des piles.
 - Des cassettes ou des CD vierges.
 - Des cassettes ou des CD d'enregistrement de chants d'oiseaux.
- Un sac en plastique pour protéger le matériel de l'humidité.

Sélection des sites, procédure et enregistrement des données

Pour les recensements d'espèces, on peut diffuser des enregistrements systématiquement, par exemple pendant une durée déterminée, à un certain volume et à un endroit donné. On peut alors noter les réponses des oiseaux pendant une certaine période (et, le cas échéant, leur distance: voir ci-dessus). Virani (2000) a pratiqué de cette manière pour recenser les petits-ducs d'Irène, *Scops irenae*, mais s'est servi d'une petite flûte et non d'un magnétophone pour imiter leurs sifflements.

La lecture systématique d'enregistrements de cris d'oiseaux est aussi utile pour le suivi d'une ou plusieurs espèces cibles: les points exacts de

lecture (ainsi que l'heure et le volume) sont respectés d'un recensement à l'autre. Pour recenser des communautés entières, Parker (1991) fait plusieurs suggestions:

i) se lever avant l'aube et se tenir prêt sur le site de recensement au moins un quart d'heure avant les premières lueurs de l'aube;

ii) choisir tous les matins un endroit différent pour les enregistrements, de préférence à 500 mètres au moins les uns des autres, diffuser les enregistrements pendant 15 minutes ou plus en fonction du chant des oiseaux. Il faut orienter le micro en direction des chants les plus forts pendant au moins 60 secondes. Essayer d'enregistrer dans toutes les directions, du taillis jusqu'à la canopée, et de couvrir autant de types de forêts et de microhabitats que possible.

iii) repérer les endroits où plusieurs espèces se rassemblent à l'aube et les enregistrer pendant 10 à 15 minutes au moins. Quelle que soit l'heure de la journée, il faut enregistrer pendant cinq à 10 minutes les chants de tout rassemblement important. (Note: les rassemblements d'espèces multiples sont très fréquents dans les forêts d'Amérique latine, c'est plus rarement le cas dans les forêts africaines où ces rassemblements ne se font guère entendre);

iv) une fois que l'on a recueilli une collection complète d'enregistrements dans un site donné, on peut essayer d'enregistrer des oiseaux isolés et faire des enregistrements distincts pour chaque espèce.

Analyse des données

Tout comme les spécimens, les enregistrements doivent être précisément annotés, et les originaux ou des copies doivent être déposés auprès d'institutions à même d'en assurer la conservation. À titre d'exemple, le Formulaire 3.3 est celui utilisé par la sonothèque Macauley Library of Natural Sounds de l'Université Cornell à d'Ithaca, aux États-Unis. Les enregistrements peuvent être analysés pour repérer le nombre d'espèces, l'heure et la saison des chants, etc.

Avantages et inconvénients

Les enregistrements offrent un moyen exceptionnel de réunir des informations sur la diversité des espèces aviaires (dans les limites d'enregistrement des micros, des bandes et des CD). Ils peuvent facilement être copiés et envoyés à d'autres chercheurs et sont un excellent support d'enseignement.

La seule difficulté est de protéger le matériel de la chaleur et de l'humidité excessive. Les micros et les magnétophones de pointe sont assez coûteux, mais leur versatilité et les données qu'ils permettent de recueillir l'emportent largement sur cet inconvénient.

La diffusion d'enregistrements de chants d'oiseaux ciblant des espèces

clés doit être utilisée avec discernement. Les oiseaux qui répondent aux enregistrements ou à toute imitation de leur chant croient avoir détecté la présence d'un intrus sur leur territoire, ce qui perturbe leurs activités normales. Si la réalisation d'études ponctuelles ou espacées par de longues périodes ne pose sans doute aucun problème, soumettre certains individus territoriaux à des diffusions fréquentes serait contraire aux règles déontologiques.

Les espèces ne répondent pas toutes de la même manière à la diffusion d'enregistrements de leurs cris. Certaines répondent sans changer de place; d'autres se rapprochent de l'observateur, en chantant ou en silence pour venir inspecter les lieux; d'autres encore ne semblent pas réagir. La technique doit être testée auprès de l'espèce qui vous intéresse avant d'entreprendre un recensement systématique par diffusion de chants d'oiseaux.

L'utilisation d'enregistrements pour le recensement des communautés d'oiseaux comme l'a fait Parker prend énormément de temps: il faut consacrer au moins autant de temps à l'analyse des enregistrements qu'à la prise de son. C'est probablement la raison pour laquelle cette technique a rarement été utilisée en Afrique.

7.3.10 Cartographie des territoires

Il est théoriquement possible – bien que cela nécessite beaucoup de temps – de cartographier le territoire des mâles chanteurs en vue de l'étude détaillée des populations. On reporte les données sur une carte du site d'étude, ce qui permet d'obtenir des informations précises sur leur densité (voir par exemple Terborgh *et al.*, 1990).

Les difficultés pratiques sont toutefois nombreuses. Dans les forêts d'Afrique de l'Est, les mâles chanteurs sont parfois difficiles à repérer. En outre, les saisons de reproduction ne sont pas toujours aussi marquées que dans l'hémisphère nord où la reproduction est nettement saisonnière et bien délimitée dans le temps et où les mâles sont beaucoup plus faciles à voir et à identifier par leur chant. Dans une étude comparative réalisée par Moyer (1993), les densités d'oiseaux forestiers ont été estimées à partir de la cartographie de leur territoire, de captures au filet et de comptages directs des oiseaux non territoriaux. Moyer considère que la cartographie des territoires est la méthode la plus utile lorsque l'on a besoin d'estimations de la taille des territoires et de la densité absolue des couples reproducteurs.

7.3.11 Considérations particulières

Le recensement des oiseaux forestiers comporte nombre de défis. Une bonne planification s'impose et il faut définir précisément la raison d'être et

l'objectif du recensement, car c'est cela qui déterminera le type d'informations à recueillir et donc, la méthodologie la mieux adaptée. Si vous vous intéressez, par exemple, aux déplacements des guildes dans différents types de forêts, il importe peu que vous omettiez certaines espèces cryptiques ou recluses; si c'est la taille des populations de ces espèces qui vous intéresse, la situation est totalement différente.

Pour bien faire, il faut se documenter sur les espèces recherchées avant de démarrer les travaux. Ainsi, de nombreux oiseaux frugivores se rassemblent autour de certains arbres. S'il en existe un ou deux spécimens seulement dans votre zone d'étude, un recensement type sur transects aura probablement pour effet de surestimer ou de sous-estimer leur abondance. Il serait préférable de localiser les arbres et de procéder à un dénombrement total de tous les frugivores qui viennent s'y nourrir.

Parfois, les oiseaux cryptiques et très silencieux peuvent uniquement être dénombrés par capture au filet japonais. Certaines espèces recluses ne chantent parfois qu'à certaines saisons (par exemple, le rouge-gorge de Gunning, *Sheppardia gunningi*: Nemeth & Bennun, 2000). Si vous ne connaissez pas l'époque de leurs chants, vous pouvez aisément procéder à des comparaisons erronées entre différents sites. Les oiseaux nocturnes sont souvent recensés de nuit, au moyen de leurs cris, mais là encore les variations d'activité sont fréquentes durant la nuit, au cours d'un même mois et d'un mois à l'autre. C'est l'une des raisons qui justifient la normalisation des recensements; on pourra par exemple les entreprendre au crépuscule, à la pleine lune ou durant la saison sèche.

Dans les hautes futaies, les espèces de la canopée peuvent être très difficiles à identifier. Un télescope est parfois utile, mais de nombreux oiseaux passent cependant inaperçus. Il faut donc prévoir davantage de temps pour entreprendre un recensement dans ces forêts. Par ailleurs, la prudence est de mise lorsqu'on compare des estimations de densité concernant des populations de la canopée provenant de basses ou de hautes futaies. Le problème se pose encore plus pour les espèces qui volent au-dessus de la canopée: des techniques de recensement spécifiques peuvent alors s'imposer, comme les comptages à partir de promontoires. Ces techniques sont plus particulièrement utiles pour les oiseaux qui vont et viennent autour de leur aire de repos, comme les perroquets et les calaos.

Dans certaines forêts, les oiseaux se rassemblent en groupes de plusieurs espèces, parfois nombreuses, qui se déplacent ensemble dans la végétation pour y trouver leur nourriture. Ils peuvent avancer très vite en couvrant de vastes plans de forêt. Lorsque ce comportement est fréquent, les techniques de recensement limitées à de petites zones d'étude, comme les dénombrements par points, ne sont guère indiquées. Il est alors préférable

d'opter pour des dénombrements à durée déterminée ou sur transects qui permettent de se déplacer rapidement dans la forêt jusqu'à ce qu'on ait localisé l'un de ces groupes. De même, les méthodes de recensement à distance ne sont guère adaptées aux regroupements d'espèces. On peut essayer d'estimer la distance jusqu'au centre du groupe et en calculer la densité, plutôt que d'estimer celle des différentes espèces.

Pour certaines espèces rares, comme les grands rapaces des forêts, les méthodes conventionnelles sont difficiles à mettre en œuvre. Lorsque les nids sont grands et bien visibles, on peut localiser et compter les nids utilisés plutôt que les oiseaux eux-mêmes.

7.4 Manipulation des spécimens

Si les filets japonais sont correctement manipulés, les oiseaux ne devraient pas être blessés, mais des accidents arrivent parfois. Bien que la collecte de spécimens ne soit généralement pas l'objet des recensements, la valeur de l'oiseau blessé ou tué s'accroît s'il peut enrichir les collections des musées. On doit parfois prélever des spécimens de référence (par exemple, pour confirmer l'identification d'une espèce ou l'extension de son aire de répartition, ou si l'on pense avoir trouvé un nouveau taxon). La préservation des spécimens d'oiseaux est un domaine à part entière qui ne saurait être correctement traité ici.

Matériel

Si on veut prélever des spécimens de référence ou utiliser des oiseaux blessés dans les filets comme tels, il faut se munir d'un permis et du matériel de conservation nécessaire. Pour les spécimens conservés en solution:

- une solution de formol à 10 pour cent ou d'alcool à 70 pour cent (environ 5 litres);
- des conteneurs pour la conservation des spécimens conservés;
- une seringue hypodermique et des aiguilles.

Pour la collecte de spécimens secs, un matériel plus élaboré est nécessaire (notamment une trousse de dissection, des aiguilles et du fil, du borax en poudre). Il convient par ailleurs de consulter le personnel des musées ou de se référer à des ouvrages spécialisés sur la préparation des spécimens (voir la Section 4.4).

Procédure et enregistrement des données

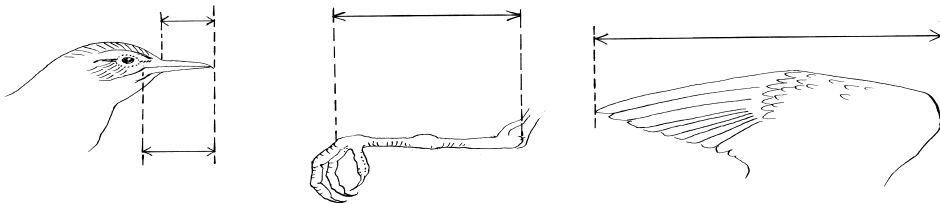
Par le passé, les musées préféraient les peaux d'oiseaux, mais voient de plus en plus la valeur des spécimens conservés (en solution de formol à 10

pour cent ou d'alcool à 70 pour cent), technique beaucoup mieux adaptée aux non-spécialistes. Après avoir lavé l'oiseau à l'eau savonneuse pour atténuer l'imperméabilité du plumage, on l'immerge dans une solution de formol à 10 pour cent représentant trois fois le volume de l'oiseau.

Une étiquette imperméable portant le code numéroté du spécimen doit être fixée au tarse gauche. Voir le Chapitre 4 (sur les petits mammifères) pour de plus amples informations.

Avant de préserver le spécimen, des données biométriques et autres, notamment les couleurs des parties molles (voir la Figure 7.4), doivent être consignées sur la fiche d'enregistrement du spécimen (Formulaire 7.4) ou dans un carnet cartonné. Si le spécimen est préalablement disséqué, il est important de relever le sexe et le contenu stomacal. Les spécimens sont très précieux et cela vaut la peine de consigner autant d'informations que possible.

Figure 7.3: Mesures-types des oiseaux



7.5 Santé et sécurité

Les risques de transmission de maladies par les oiseaux aux chercheurs, que ce soit par voie directe ou par le biais d'arthropodes, n'ont quasiment pas été étudiés. Les oiseaux abritent des ectoparasites tels que puces, acariens et tiques, et on sait que ces dernières sont porteuses de maladies transmissibles à l'homme. Les personnes qui manipulent des oiseaux doivent porter des gants et un masque chirurgical pour se protéger des ectoparasites lorsqu'elles dissèquent des spécimens ou qu'elles préparent des peaux en vue d'analyses. Veillez à vous laver correctement les mains avant de manger ou de boire si vous avez manipulé les oiseaux pendant les opérations de capture au filet ou de baguage.

Des chauves-souris se prennent parfois dans les filets et il faut les libérer délicatement. On se reportera au Chapitre 4 qui traite de la manipulation des petits mammifères.

7.6 Conclusions

La section ci-après est inspirée de Bennun & Fanshawe (1998, p.16) et récapitule les conseils donnés plus haut sur le choix de la méthode la mieux adaptée.

La méthode de travail doit être soigneusement sélectionnée. La plupart des travaux de recensement et de suivi ne nécessitent que des mesures de l'abondance relative. L'échantillonnage à distance fondé sur des transects de largeur variable (Buckland *et al.*, 1993) est à la fois complexe et exigeant et n'est vraiment utile que pour des études spécialisées. Étant donné que les estimations de densité ne peuvent être calculées que pour les espèces les plus communes, il est difficile de compiler des données pour les différentes guildes ou catégories de dépendance à la forêt. Ces méthodes ont toutefois ceci d'utile qu'elles tiennent compte de la facilité ou de la difficulté relative avec laquelle les oiseaux peuvent être repérés dans certains types de végétation. En associant les cris et les observations, on réduit les problèmes liés à la détectabilité visuelle des oiseaux. En outre, si les différences de végétation d'un site ou d'une visite à l'autre sont suffisantes pour modifier sensiblement la détectabilité, il est probable que les changements dans la communauté d'oiseaux seront assez importants pour être mis en évidence par une méthode simple.

Il peut être difficile de tracer des transects classiques en forêt. Les dénombrements d'espèces à durée déterminée pour lesquels une trajectoire rectiligne n'est pas indispensable peuvent offrir une solution en dépit de leurs sérieux désavantages. La technique peut être simplement modifiée pour atténuer ces problèmes. Pour le suivi et les études comparatives, le principal inconvénient tient aux indices d'abondance qui ne peuvent être arithmétiquement calculés, ce qui signifie que l'on ne peut calculer simplement des indices généraux, par exemple pour les guildes alimentaires. Les comptages à durée déterminée sur transects ont été essayés dans plusieurs forêts du Kenya et conjuguent la souplesse des dénombrements d'espèces à durée déterminée à la possibilité de produire des indices additifs, comme les comptages classiques sur transects de largeur fixe.

Toutes ces méthodes, visuelles ou sonores, sont particulièrement adaptées pour les oiseaux de la canopée et du sous-étage. Pour les espèces du sous-bois, les techniques normalisées de capture au filet japonais se prêtent bien au travail de recensement et de suivi bien qu'elles nécessitent du temps et un personnel important. En limitant les comptages par points et les comptages à durée déterminée sur transects aux oiseaux situés au-dessus d'un certain niveau (3 m dans le cas des forêts du Kenya), on peut distinguer les oiseaux du sous-bois de ceux des étages supérieurs. Comme le montrent

les résultats de ces études, les changements affectant les communautés d'oiseaux peuvent varier entre ces différents niveaux. C'est une situation à laquelle il faut s'attendre, car les changements structurels qui interviennent après les coupes de bois peuvent avoir des effets très différents dans la végétation basse et celle des étages supérieurs.

7.7 Bibliographie

- Allport, G.A., Ausden, M.J., Fishpool, L.D.C., Hayman, P.V., Robertson, P.A. & Wood, P. (1996). Identification of *Illadopsis* spp. in the Upper Guinea forest. *Bull. Afr. Bird Club* 3: 26–30.
- Barlow, C., Wacher, T. & Disley, T. (1997). *A Field Guide to the Birds of the Gambia and Senegal*. Pica Press, London, UK.
- Bennun, L.A. (1994). Identification first aid... Kakamega greenbuls. *Kenya Birds* 2(2): 48–52.
- Bennun, L.A. (1999). Threatened birds and rural communities: Balancing the equation. In: *Proc. 22 Int. Ornithol. Congr., Durban*: pp 1546–1555 (Ed. by N.J. Adams & R.H. Slotow). BirdLife South Africa, Johannesburg.
- Bennun, L.A. (2000). Monitoring bird populations in Africa: an overview. *Ostrich* 71: 214–215.
- Bennun, L.A. (2001). Long-term monitoring and conservation of tropical wetlands: high ideals and harsh realities. *Hydrobiologia*. 458: 9–19.
- Bennun, L. & Fanshawe, J. (1998). Using forest birds to evaluate forest management: an East African perspective. In: *African Rainforests and the Conservation of Biodiversity*, pp. 10–22 (Ed. by S. Doolan). Earthwatch Europe, Oxford, UK.
- Bennun, L. & Njoroge, P. (1999). *Important Bird Areas in Kenya*. East Africa Natural History Society, Nairobi.
- Bennun, L.A. & Waiyaki, E.M. (1993). Using timed species-counts to compare avifaunas in the Mau Forests, south-west Kenya (summary only). *Proc. Pan-Afr. Ornith. Congr.* 8: 366.
- Bennun, L., Dranzoa, C. & Pomeroy, D. (1996). The forest birds of Kenya and Ouganda. *J. E. Afr. Nat. Hist.* 85: 23–48.
- Bibby, C., Jones, M. & Marsden, S. (1998). *Expedition Field Techniques: Bird Surveys*. Expedition Advisory Centre, London, UK.
- Bibby, C.J., Hill, D.A., Burgess, N.D. & Mustoe, S. (2000). *Bird Census Techniques*. 2nd edn. Academic Press, London, UK.
- Brooks, T., Lens, L., Barnes, J., Barnes, R., Kihuria, J.K. & Wilder, C. (1998). The conservation status of the forest birds of the Taita Hills, Kenya. *Bird Cons. Intl* 8: 119–139.
- Buckland, S.T., Anderson, D.R., Burnham, K.P. & Laake, J.L. (1993). *Distance Sampling: Estimating Abundance of Biological Populations*. Chapman & Hall, London, UK.
- Christy, P. & Clarke, W.V. (1998). *Guide des Oiseaux de Sao Tomé et Principe*. Ecofac, Gabon.
- Colwell, R.K. & Coddington, J.A. (1994). Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. *Phil. Trans. Roy. Soc. Lond., Ser. B.* 345: 101–118.
- Dranzoa, C. (1993). Birds of fragmented forest areas in southern Ouganda. *Proc. Pan-Afr. Ornith. Congr.* 8: 334–340.

- Du Plessis, M.A. (1995). The effects of fuelwood removal on the diversity of some cavity-using birds and mammals in South Africa. *Biol. Cons.* 74: 77–82.
- Fanshawe, J.H. (1995). *The Effects of Selective Logging on the Bird Community of Arabuko-Sokoke Forest, Kenya*. DPhil thesis, University of Oxford, Oxford, UK.
- Fjeldså, J. (1999). The impact of human forest disturbance on the endemic avifauna of the Udzungwa Mountains, Tanzania. *Bird Conservation International* 9: 47–62.
- Fry, C.H., Keith, S. & Urban, E.K. (Eds.) (2000). *The Birds of Africa*. Vol. VI. Academic Press, London, UK.
- Furness, R.W. & Greenwood, J.J.D. (Eds.) (1993). *Birds as Monitors of Environmental Change*. Chapman & Hall, London, UK.
- Goldsmith, F.B. (Ed.) (1991). *Monitoring for Conservation and Ecology*. Chapman & Hall, London, UK.
- Hall, J.B. & Rodgers, W.A. (1986). Pole cutting pressure in Tanzanian forests. *For. Ecol. Mgmt* 14: 133–140.
- Howard, P.C., Viskanic, P., Davenport, T.R.B., Kigenyi, F.W., Baltzer, M., Dickinson, C.J., Lwanga, J.S., Matthews, R.A. & Balmford, A. (1998). Complementarity and the use of indicator groups for reserve selection in Uganda. *Nature* 394: 472–475.
- Howes, J. & Bakewell, D. (1989). *Shorebird Studies Manual*. AWB Publication No. 55. Asia Waterfowl Bureau, Kuala Lumpur, Malaysia.
- Kosgey, D.K. (1998). *Status and Habitat Choice of Turner's Eremomela Eremomela turneri (van Someren 1920) in South Nandi Forest Reserve, Kenya*. MPhil thesis, Moi University, Eldoret, Kenya.
- Lens, L. & van Dongen, S. (1999). Evidence for organism-wide asymmetry in five bird species of a fragmented afro-tropical forest. *Proc. R. Soc. Lond., Ser. B* 266: 1055–1060.
- Lens, L., Galbusera, P., Brooks, T., Waiyaki, E. & Schenk, T. (1998). Highly skewed sex ratios in the critically endangered Taita Thrush as revealed by CHD genes. *Biodiversity & Conservation* 7: 869–873.
- MacKinnon, J. & Phillips, K. (1993). *A Field Guide to the Birds of Sumatra, Java and Bali*. Oxford University Press, Oxford, UK.
- Mackworth-Praed, C.W. & Grant, C.H.B. (1955, 1957). *African Handbook of Birds. Series I: Volumes I & II. Birds of Eastern and North Eastern Africa*. Longman, London, UK.
- Mackworth-Praed, C.W. & Grant, C.H.B. (1962, 1963). *African Handbook of Birds. Series II: Volumes I & II. Birds of the Southern Third of Africa*. Longman, London, UK.
- Mackworth-Praed, C.W. & Grant, C.H.B. (1970, 1973). *African Handbook of Birds. Series III: Volumes I & II. Birds of West Central and Western Africa*. Longman, London, UK.
- Magurran, A. (1988). *Ecological Diversity and its Measurement*. Croom Helm, London, UK.
- Moyer, D.C. (1993). A preliminary trial of territory mapping for estimating bird densities in Afrotropical forest. *Proc. Pan-Afr. Ornith. Congr.* 8: 302–311.
- Mulwa, R.K. (2001). *The population status and ecology of Taita White-eye Zosterops Poliogaster silvanus (Peters and Loveridge, 1935) in the fragmented forests of Taita Hills, Kenya*. MSc thesis, Kenyatta University.
- Musila, F. (2001). *Status, ecology and conservation of the Sokoke Pipit, Anthus sokokensis, in Arabuko-Sokoke Forest, Malindi, Kenya*. MSc thesis, Nairobi University.
- Nemeth, E. & Bennun, L. (2000). Distribution, habitat selection and behaviour of the East Coast Akalat (*Sheppardia gunningi sokokensis*) in Kenya and Tanzania. *Bird Cons. Intl* 10: 115–130.

- Newman, K. (2000). *Newman's Birds of Southern Africa*. Green Edition. Southern Book Publishers, Halfway House, South Africa.
- Newmark, W.D. (1991). Tropical forest fragmentation and the local extinction of understorey birds in the eastern Usambara Mountains, Tanzania. *Conserv. Biol.* 5: 67–78.
- Newton, I. (1994). The role of nest-sites in limiting the numbers of hole-nesting birds: a review. *Biol. Cons.* 70: 265–276.
- Owiunji, I. (1996). *The Long-term Effects of Forest Management on the Bird Community of Budongo Forest Reserve*, Ouganda. MSc thesis, Makerere University, Kampala, Ouganda.
- Owiunji, I. (2000). Changes in avian communities of Budongo Forest Reserve after 70 years of selective logging. *Ostrich* 71(1-2): 216–219.
- Oyugi, J.O. (1998). *Tropical Forest Fragmentation and Avian Population Changes in Kakamega Forest*, Kenya. MPhil thesis, Moi University, Eldoret, Kenya.
- Parker, T.A. III. (1991). On the use of tape recorders in avifaunal surveys. *Auk* 108: 443–444.
- Pomeroy, D. (1992). *Counting Birds: a Guide to Assessing Numbers, Biomass and Diversity of Afrotropical Birds*. AWF Technical Handbook Series no. 6. African Wildlife Foundation, Nairobi, Kenya.
- Pomeroy, D. & Dranzoa, C. (1997). Methods of studying the distribution, diversity and abundance of birds in East Africa – some quantitative approaches. *Afr. J. Ecol.* 35: 110–123.
- Pomeroy, D.E. & Tengecho, B. (1986). Studies of birds in a semi-arid area of Kenya. III – The use of 'timed species-counts' for studying regional avifaunas. *J. Trop. Ecol.* 2: 231–247.
- Remsen J.V. Jr. & Good, D.A. (1996). Misuse of data from mist net captures to assess relative abundance in bird populations. *Auk* 113: 381–398.
- Serle, W. & Morel, G. (1992). *A Field Guide to the Birds of West Africa*. Collins, London, UK.
- Sinclair, I., Hockey, P. & Tarboton, W. (1997). *SASOL Birds of Southern Africa*. 2nd edition. Struik New Holland, Cape Town, South Africa.
- Stattersfield, A.J., Crosby, M.J., Long, A.J. & Wege, D.C. (1998). *Endemic Bird Areas of the World: Priorities for Biodiversity Conservation*. BirdLife Conservation Series no. 7. BirdLife International, Cambridge, UK.
- Stevenson, T. & Fanshawe, J. (2001). *A Field Guide to Birds in East Africa*. T & AD Poyser, London, UK.
- Stork, N.E. & Samways, M.J. (1995). Inventorying and monitoring. In: V.E. Heywood (Ed.) *Global Biodiversity Assessment*, pp. 457–543. UNEP and Cambridge University Press, Cambridge, UK.
- Terborgh, J., Robinson, S.K., Parker, III, T.A., Munn, C.A. & Pierpont, N. (1990). Structure and organisation of an Amazonian forest bird community. *Ecol. Monogr.* 60: 213–238.
- Thirgood, S.J. & Heath, M.F. (1994). Global patterns of endemism and the conservation of biodiversity. In: *Systematics and Conservation Evaluation*, pp. 207–227. (Eds. P.L. Forey, C.J. Humphries and R.L. Vane-Wright). Clarendon Press, Oxford, UK.
- Tomas Vives, P. (Ed.) 1996. *Monitoring Mediterranean Wetlands: A Methodological Guide*. MedWet Publication. Wetlands International, Slimbridge, UK and ICN, Lisbon, Portugal.
- Turner, D.A. & Zimmerman, D.A. (1979). Field identification of Kenya greenbul. *Scopus* 3: 33–47.
- Tye, A. (1993). Forest and bird conservation in the East Usambara Mountains, north-east Tanzania. *Proc. Pan-Afr. Ornith. Congr.* 8: 287–292.
- Van Perlo, B. (1996). *Collins Illustrated Checklist: Birds of Eastern Africa*. Harper Collins, London, UK.

Van Perlo, B. (1999). *Collins Illustrated Checklist: Birds of Southern Africa*. Harper Collins, London, UK.

Virani, M. (2000). Distribution and population size of the Sokoke Scops Owl *Otus ireneae* in the Arabuko-Sokoke Forest, Kenya. In R.D. Chancellor & B.-U. Myberg (eds), *Raptors at Risk*. Proceedings of the Fifth World Conference on Birds of Prey and Owls. (Midrand, South Africa, 4–11 August 1998), pp. 795–801. Hancock House, Surrey, Canada.

Williams, J.G. & Arlott, N. (1980). *A Field Guide to the Birds of East Africa*. Collins, London, UK.

Zimmerman, D.A., Turner, D.A. & Pearson, D.J. (1996). *Birds of Kenya and Northern Tanzania*. Princeton University Press, Princeton, NJ, USA.

Formulaire 7.4: Enregistrement des spécimens d'oiseaux

Numéro de référence du spécimen:			Numéro d'acquisition ¹ :			
Observateur:			Date: (jour/mois/année)		Heure:	
Adresse:						
Site de collecte:			Altitude:			
Latitude:		Longitude:		Pente:		
Notes complémentaires:						
Espèce:			Sexe:		Âge:	
Ectoparasites:			Endoparasites:			
<i>Mesures:</i>			<i>Couleurs des parties molles</i>			
Aile (mm)	Tarse (mm)	Bec (mm)	Iris	Bec	Tarse	Patte
Autres:						
Mue:						
Échantillons de tissus conservés:			Échantillons de sang conservés:			
<i>Contenu stomacal:</i>						
Description:			Pourcentage:			
Observations/autres						

¹ À remplir par le musée.