Programme Pan Africain
Le chimpanzé cultivé

Directives pour la recherche et la collecte des données

Ce protocole de terrain est le résultat d'un travail collaboratif et a particulièrement bénéficié de la contribution des personnes suivantes :

ARANDJELOVIC Mimi (Institut Max Planck pour l'Anthropologie Évolutive, Leipzig, Allemagne)
BOESCH Christophe (Institut Max Planck pour l'Anthropologie Évolutive / Wild Chimpanzee Foundation)
CAMPBELL Geneviève (Institut Max Planck pour l'Anthropologie Évolutive, Leipzig, Allemagne)
HOHMANN Gottfried (Institut Max Planck pour l'Anthropologie Évolutive, Leipzig, Allemagne)
JUNKER Jessica (Institut Max Planck pour l'Anthropologie Évolutive, Leipzig, Allemagne)
KOUAKOU Y. Célestin (Centre Suisse de Recherches Scientifiques en Côte-d'Ivoire / Wild Chimpanzee Foundation)
KÜHL Hjalmar (Institut Max Planck pour l'Anthropologie Évolutive, Leipzig, Allemagne)
LEENDERTZ Fabian (Institut Max Planck pour l'Anthropologie Évolutive, Leipzig, Allemagne)
LEINERT Vera (Institut Max Planck pour l'Anthropologie Évolutive, Leipzig, Allemagne)
MÖBIUS Yasmin (Institut Max Planck pour l'Anthropologie Évolutive, Leipzig, Allemagne)
MURAI Mizuki (Institut Max Planck pour l'Anthropologie Évolutive, Leipzig, Allemagne)
OELZE Victoria (Institut Max Planck pour l'Anthropologie Évolutive, Leipzig, Allemagne)
RABANAL Louisa (Institut Max Planck pour l'Anthropologie Évolutive, Leipzig, Allemagne)
ROBBINS Martha (Institut Max Planck pour l'Anthropologie Évolutive, Leipzig, Allemagne)
VERGNES Virginie (Wild Chimpanzee Foundation)
WAGNER Oliver (Institut Max Planck pour l'Anthropologie Évolutive, Leipzig, Allemagne)
HEAD JOJO (Institut Max Planck pour l'Anthropologie Évolutive, Leipzig, Allemagne)

Traduit de l'Anglais par Anne-Céline Granjon

Remerciements

Ce projet a été rendu possible par le financement généreux du Fonds pour l'Innovation de la Max Planck Society et de la Fondation Kerkeler.

Notes sur cette version : Les changements par rapport à la version de Juin 2012 sont surlignés et/ou ont une note de bas de page dans cette version de Juillet 2014. Les ajouts au protocole original sont énumérés dans le dernier chapitre de ce document.

Table des matières

1 Présentation du Pan Africain 6

2 Sélection du site 7
2.1 Mise en place un site de recherche temporaire 7
2.2 Collecte de données et plan d'échantillonnage 8
2.3 Définitions 9
2.4 Sources 9

3 Données et échantillons 10

4 Structure de l'habitat 12
4.1 Parcelles habitat 12
4.2 THV 13
4.3 Définitions 14
4.4 Sources 14

5 Phénologie 15
5.1 Taille d'échantillon 15
5.2 Espèces d'arbres 15
5.3 Notation 15
5.4 Sources 16

6 Climat 17

7 Outils des chimpanzés 18
7.1 Photographies 18
7.2 Marteaux 19
7.2.1 Marteaux en bois 19
7.2.2 Marteaux en pierre 19
7.3 Enclumes 20
7.4 Tiges 22
7.5 Nouveaux comportements et outils 23
7.6 Système de codage des outils 24
7.6.1 Codage des photos 24
7.6.2 Codage des outils 24
7.6.3 Sources 25

8 Cameras-pièges 26
8.1 Positionnement systématique 26
8.2 Positionnement non systématique 27
8.3 Identifier les sites appropriés pour les caméras 27
8.3.1 Sentiers 28
8.3.2 Espèces de grands arbres à fruits 28
8.3.3 Ponts naturels 29
8.3.4 Sites d'utilisation d'outils 29
8.3.5 Trous d'eau 30
8.3.6 Découvrir des nouveaux comportements de chimpanzés 30
8.4 Réglages 31
8.4.1 Installation 31

8.4.2 Zone de couverture 32
8.4.3 Direction 32
8.4.4 Hauteur 33
8.4.5 Paramètres 33
8.4.6 Visibilité 33
8.5 Maintenance et revisites 34
8.6 Résolution de problèmes 34
8.7 Stockage des fichiers vidéo 35
8.8 Sources 36

9 Échantillons Isotopiques 37
9.1 Échantillons d'isotopes écologiques 37
9.1.1 Poils de grands singes 37
9.1.2 Plantes 39
9.1.3 Animaux 40
9.2 Échantillons de référence géologique 47
9.3 Système de codage pour les échantillons 49
9.4 Sources 49

10 Échantillons génétiques et pathogènes 50
10.1 Échantillons génétiques 50
10.2 Échantillons de pathogènes 51
10.3 Étiquetage des échantillons 52
10.4 Système de codage des échantillons 52
10.5 Sources 52

11 Échantillons alimentaires et d'urine 53
11.1 Régime alimentaire des chimpanzés 53
11.2 Urine de Chimpanzé 54
11.3 Étiquetage des échantillons 55
11.4 Système de codage des échantillons 55
11.5 Sources 56

12 Pièges 57
12.1 Abeilles Mélipones 57
12.2 Mouches à viande 58

13 Transects-ligne et transects-bande 60
13.1 Transects-ligne 60
13.1.1 Hypothèses d'échantillonnage des transects-ligne 60
13.1.2 Généralités 60
13.1.3 Formation des équipes et rôle 61
13.1.4 Utilisation du topofil 61
13.1.5 Mesure des distances perpendiculaires 62
13.1.6 Obstacles sur la ligne 63
13.1.7 Recensement des informations sur le transect-ligne 64
13.1.8 Observations 65
13.1.9 Fourmis légionnaires sur le retour des transects 66
13.1.10 Sources d'eau permanentes 66
13.2 Transect-bande 66
13.2.1 Disponibilité du matériel à outil 66

13.2.2 Termites 66
13.3 Sources 69

14 Types d'habitats 70
14.1 Définitions 70
14.2 Sources 72

15 Échantillonnage opportuniste 73

16 Rapports mensuels 74

17 Contrôles qualité 75
17.1 Pendant la récolte des données 75
17.2 Feuilles de données 75
17.3 Rappel de formation 75

18 Permis et Envoi 76

19 Règles 77
19.1 Généralités 77
19.2 Règles spécifiques 77
19.3 Organisation 78

20 Annexes 79
Annexe I: Espèces d'arbre pour la phénologie 79
Annexe II: Glossaire 81
Annexe III: Feuilles de récolte des données sur le terrain 83
Annexe IV: Ajouts au protocole - Juillet 2014[1] 95
IV-1. Collecte des os 95
IV-2. Pièges à abeilles 96
IV-3. Collecte des outils 97
IV-4. Échantillonnage opportuniste 97
IV-5. Échantillonnage génétique 97
IV-6. Tubes pour identification 97
IV-7. L'importance de l'échantillonnage temporel 98
IV-8. Termites 98
IV-9. Plantes médicinales 98
IV-10. Mise à jour isotopes 99
IV-11. Protocole transect-bande sur les sites à forte densité de pierres 101
IV-14. Quand vous vous déplacez dans le pays et retournez à Leipzig 105

[1] Ajouté dans cette version du protocole (2014)

1 Présentation du Pan Africain

Les chimpanzés sont en train de disparaître de beaucoup de régions d'Afrique à un rythme alarmant, alors que notre compréhension de leur biologie, leur vie sociale, leur utilisation d'outils et leur culture est encore fortement limitée par notre échantillonnage restreint de leur diversité démographique. L'objectif de ce programme est de répondre à des hypothèses spécifiques sur les moteurs qui ont généré la variabilité comportementale que nous trouvons chez les chimpanzés à travers l'Afrique. Les questions que nous adressons incluent les suivantes (liste non limitative):

- Sous quelles conditions sociodémographiques et écologiques la consommation de viande est-elle susceptible d'être plus fréquente ?
- Sous quelles conditions apparaît une diversification du comportement ?
- Sous quelles conditions l'utilisation d'outils peut-elle se complexifier ?

  Le but spécifique de ce projet est une collecte systématique de données écologiques, sociales, démographiques et comportementales dans 35 à 40 populations de chimpanzés réparties sur toute leur aire naturelle de distribution. Cela inclura des « sites de recherche temporaires » (TRS) avec des chimpanzés non-habitués, ainsi que des « sites de recherche de long terme » (LRS) établis et avec des chimpanzés bien étudiés.

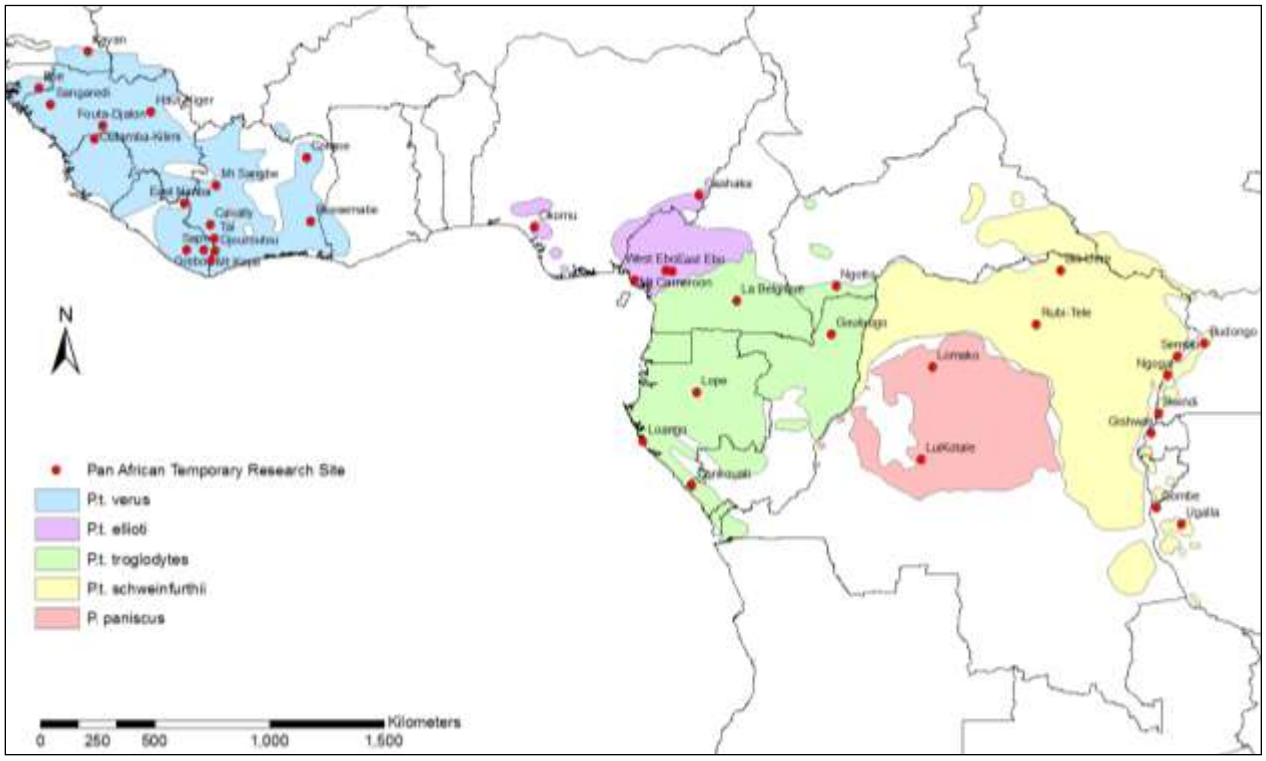


Figure 1 Emplacement des sites de recherche spécifiques à travers l'aire de distribution des chimpanzés

Sur une période d'au moins 12 mois consécutifs, nous collectons sur chaque site des données sur l'écologie, la démographie, la structure sociale et le comportement d'utilisation d'outils, idéalement dans une unité sociale de grands singes. En collectant systématiquement des données avec un protocole unique et en utilisant les dernières méthodologies, par exemple les isotopes stables, analyse vidéo automatique, télédétection et techniques complexes de modélisation, notre objectif est de faire de gros progrès dans notre compréhension des chimpanzés et de tester des hypothèses sur l'évolution de l'Homme.

2 Sélection du site

Objectif : Identifier le centre d'activité des chimpanzés pour le placement de la grille qui sera utilisée pour toute la collecte des données.

IMPORTANT

- Toute la collection des données ne sera effectuée que dans une « zone de collecte des données » définie comme la région au sein de la grille de 20 à 100 km^2 à cellules de 1x1 km.
- S'il n'y a pas de communauté de chimpanzés connue sur le site, effectuez d'abord une inspection de reconnaissance (recce) pour identifier les hot spots d'activité des chimpanzés.
- Une fois les hot spots identifiés, placez une grille avec des cellules de 1x1 km centrée sur un hot spot d'activité des chimpanzés.
- Demandez conseil si vous n'êtes pas sûr du placement de la grille car elle sera la base du TRS pour les 12 mois qui viennent.
- Utilisez la feuille de saisie de données « Recces » pour les recces (voir l'Annexe III)

2.1 Mise en place un site de recherche temporaire

Si les limites du domaine vital ou centre d'activités sont déjà connues sur votre site, placez une grille avec des cellules de 1x1 km sur une carte de la zone qui couvre complètement le domaine vital des chimpanzés. Cependant, dans la plupart des cas les limites ou centre d'activités d'une communauté de chimpanzés ne seront pas connues. Une inspection de reconnaissance (recce) est nécessaire pour déterminer les hot spots d'activités des chimpanzés, sans oublier que l'utilisation d'un territoire est saisonnière et qu'un recce ne révèle que l'activité des derniers mois. Couvrez une zone de minimum 50 km² (env. 7x7 km) avec des recces régulièrement espacés de 500 m dans une forêt pluviale dense (Figure 2-1) et une zone d'environ 100 km^2 (10 x 10 km) dans une savane boisée.

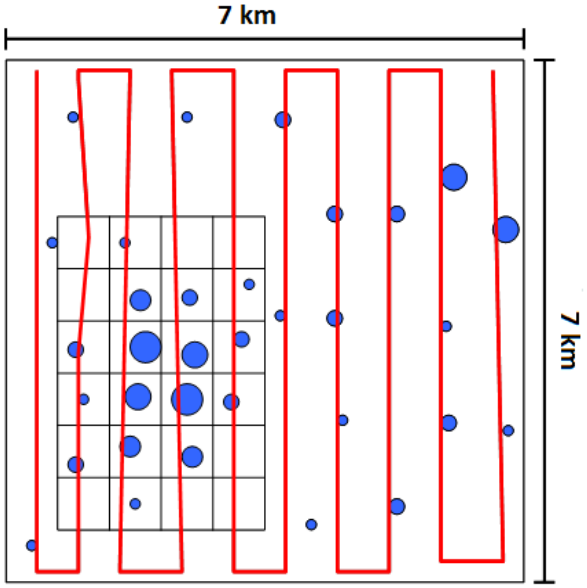


Figure 2-1 Exemple d'établissement d'un site de recherche temporaire, avec les tracés de recces (ligne rouge), la grille 1x1km (carrés noirs) et les groupes de signes de chimpanzés (disques bleus).

Un recce (ou inspection de reconnaissance) est un chemin à résistance réduite dans une zone en suivant une direction avec une boussole (ex. Nord-Sud, Sud Est-Nord Ouest, Est-Ouest). Pendant les recces, notez tous les signes de chimpanzés (observations, vocalisations, signes de nourriture, empreintes, nid, crottes et carcasses) et enregistrez les coordonnées GPS. N'oubliez pas d'activer le Tracé du GPS (Tracklog). Les signes observés sont concentrés par 500 m de recce et visualisés sur une carte GIS. Groupez et visualisez les signes différents (nids, crottes, restes de nourriture, site d'utilisation d'outils, empreintes et vocalisations) séparément. Une fois sur la carte, les signes formeront un ou plusieurs groupes qui indiquent les différentes zones d'intensités d'utilisation par les chimpanzés. Une grille de cellules de 1x1 km sera posée sur le centre d'un de ces groupes. La grille s'étend au minimum 2 à 3 km dans toutes les directions pour couvrir un minimum de 20 à 50 km² dans une forêt pluviale et 50 à 100 km² dans une savane boisée. La grille est fonction de ressources et de densité animale, donc si vous avez un site avec une faible densité, vous devriez essayer d'avoir une grande grille. Idéalement, la grille comprend le domaine vital complet d'une communauté de chimpanzés. Toute la collecte des données se fera seulement dans la grille nommée « zone de collecte des données ». Si cette procédure ne délivre pas de résultat convaincant pour la sélection d'un site, contactez le MPI pour trouver une solution.

2.2 Collecte de données et plan d'échantillonnage

La grille couvrant la zone de collecte de données et divisée en cellules de 1x1 km est annotée pour une bonne communication de la manière suivante : les colonnes sont numérotées en commençant par '1' pour la cellule la plus à l'Ouest et les lignes portent une lettre, commençant par 'A' pour la cellule la plus au nord (Figure 2-2).

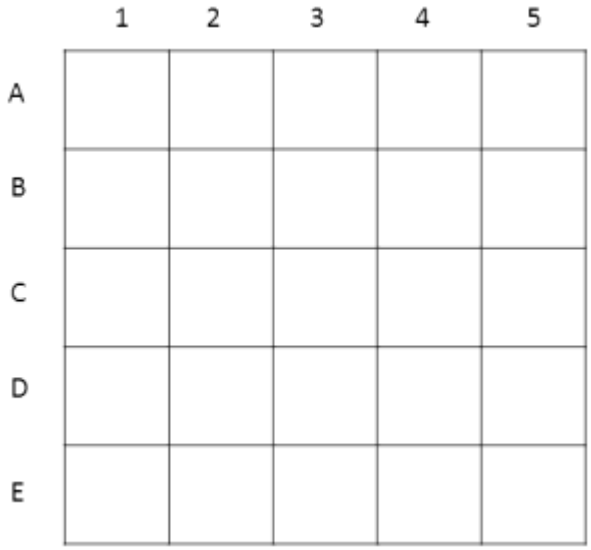


Figure 2-2 Exemple d'une grille et sa méthode d'annotation.

La grille est utilisée pour distribuer les unités d'échantillonnage systématiquement à travers la zone, tels que les caméras-pièges (voir détails au chap. 8) ou les transects-bande et linéaire (voir détails chap. 13). Cela assurera une distribution spatiale équilibrée, ce qui est essentiel pour tirer des conclusions fiables des données collectées. La collecte de matériel organique, comme les poils ou les crottes, est opportuniste et n'est pas limitée à certaines cellules de la grille.

2.3 Définitions

Il est important de distinguer les termes (Figure 2-3):

- *Grille :* divisée en cellules de 1x1 km, placée sur un groupe de signes de chimpanzés observés pendant les recces
- *Zone de collecte de données :* les cellules utilisées pour l'étude contenant les signes de chimpanzés

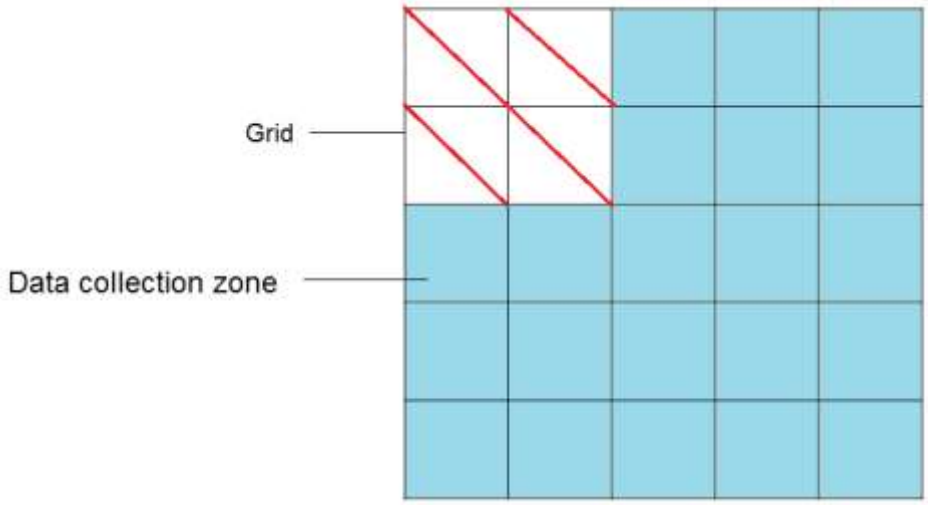


Figure 2-3 Illustration des différents termes. Les cellules avec une diagonale rouge indiquent qu'elles sont soit inaccessibles (ex. lac, rivière etc.) soit totalement dégradées (ex. champs), et qu'il n'y aura pas de collecte de données. La grille contient ainsi la zone de non-échantillonnage, alors que la zone de collecte des données (cellules bleues) exclue ces zones inaccessibles / dégradées.

2.4 Sources

White, L. and Edwards, A. (2000) Conservation research in the African rain forests – a technical handbook. Wildlife Conservation Society.

3 Données et échantillons

Afin de tirer des conclusions valides des grilles échantillonnées et de les rendre comparables à travers l'aire de distribution des chimpanzés, une taille minimale d'échantillons est requise par TRS (Tableau 3-1). Contactez le MPI si vous avez des problèmes avec la collecte de données/échantillons ou si vous ne pensez pas être capable d'atteindre la taille minimale d'échantillon requise.

Vous pourrez trouver plus de détails dans les sections correspondantes sur la qualité et la quantité nécessaires pour les différentes catégories et les espèces à échantillonner.

Tableau 3-1 Quantité minimale de données requises pour chaque type d'échantillon.

Classe	Type d'échantillon	Catégorie	Type d'échantillon	Nb minimum d'éch.		Fréquence d'échantillonnage
				Nb d'espèces par cat/ type d'éch.	Nb d'éch. par cat/ espèce	
Caméras	**Caméras-pièges**	Chimpanzés	Ttes les vidéos	-	200	En continu
			Vidéos outils	-	Autant que possible	
		Autres espèces	Ttes les vidéos	-	200	En continu
Transects	**Bande**	-	-	>20 km		Une fois
	Linéaire	-	-	>20 km par épisode (c.-à.-d. tous les 4 mois pendant 12 mois = min. 60 km		Tous les 4 mois
	Parcelle Habitat	-	-	> 200 parcelles (c.-à.-d. 200*20x20m = min. 80 km^2)		Une fois
	Parcelles THV	-	-	> 200 parcelles (c.-à.-d. 200*1x2m = min. 400 m^2)		Une fois
Phénologie	-	-	-	10 arbres pour chacune des 15-20 espèces importantes		12 mois continus
Échantillons organiques	**Éch. génétiques**	Chimpanzés & Gorilles[2]	Crottes	-	200	En continu
	Éch. pathogènes	Chimpanzés & Gorilles	Crottes	-	50	En continu
	Éch. régime alimentaire	Chimpanzés	Crottes	-	100	En continu
		Chimpanzés	Urine	-	10	En continu
	Éch. Isotope	Chimpanzés & Gorilles[2]	Poils	-	50 nids	En continu
		Chimpanzés	Os	-	3	En continu
		Plantes: Espèces importantes	Herbes	15	3 par espèce par habitat	2-3 fois tout au long de la période d'échantillonnage
			Feuilles			
			Graines			
			Noix: *Coula, Detarium, Elaeis, Panda, Parinari, Sacoglottis*	1-6	3 par espèce par habitat	
			Fruits	15-20	3 par espèce	

[2] Bien que collectés sur d'autres sites, les versions précédentes du tableau ne comprenaient pas les gorilles.

					par habitat	
		Insectes: Espèces importantes	Termites	3	3 par espèce par habitat	Le long du transect bande
			Fourmis légionnaires	5	3 par espèce par habitat	2-3 fois à travers la période d'éch.
			Abeilles: *Apis*, *Meliponae*, *Xylocopa*	3	3 par espèce par habitat	2-3 fois à travers la période d'éch.
		Herbivores	Coquilles, os, poils, plumes, écailles	-	10	En continu
		Omnivores		-	10	En continu
		Insectivores		-	10	En continu
		Carnivores		-	5	En continu
		Insectes		-	5	En continu
		Eau	Rivières/ ruisseaux	-	2-3 par type d'habitat	En continu
	Éch. de référence géologique	Coquilles d'escargots	-	Mêmes échantillons que pour les isotopes (voir ci-dessus)		
		noix	-			
		Terre de termitière	-	1-3	3	En continu
Pièges	Abeilles sans dard (Mélipones)			4 pièges par type d'habitat par hauteur par saison, également distribués sur toute la grille.		Une fois par hauteur en saisons sèche et pluvieuse (donc 4 fois)
	Mouches à viande			Chaque ~1km le long des transects dans différents habitats. Max. 20 mouches à chaque piège		Une fois en saison sèche et pluvieuse (donc 2 fois)

.

4 Structure de l'habitat

Objectif: Identifier les espèces d'arbres et d'herbes présentes et leur densité dans la zone de collecte

IMPORTANT

- Les parcelles de 20 m x 20 m sont placées tous les 100m le long des transects à travers la grille
- Mesurez tous les arbres avec un DBH ≥ 10 cm
- Le DBH est mesuré à 1.30 m de hauteur
- Entre les parcelles, notez toutes les espèces de noix à <5m de part et d'autre du transect.
- Échantillonnez une parcelle THV de 2 m^2 dans le même coin de chaque parcelle habitat.
- THV = comptez séparément le nombre d'herbes et d'arbustes <2m de hauteur dans la parcelle.
- Installer caméras-pièges en parallèle.
- Utilisez la feuille de saisie de données 'Habitat Structure' (voir l'Annexe III)

4.1 Parcelles habitat

L'abondance et la distribution de la végétation seront déterminées pour permettre une comparaison de la productivité et de la disponibilité en nourriture dans les forêts des différents sites. L'échantillonnage des parcelles habitat est une des premières activités après l'établissement du TRS et la définition de la zone de collecte de données. Les parcelles habitat sont aussi la base de la sélection des arbres utilisés pendant l'étude phénologique.

Collectez les données de la structure de l'habitat tous les 100 m dans une parcelle de 20m x 20m centrée sur le transect (Figure 4-1). Pour les détails du transect, voir Chap. 13. Dans ces parcelles, mesurez tous les arbres dont le diamètre à hauteur de poitrine (Diameter at Breast Height, DBH) est ≥ 10 cm. Le DBH doit être identifié et mesuré à une hauteur de 1,30m en amont si le sol est en dénivelé. Si possible, enroulez le mètre autour du tronc et notez la circonférence pour calculer le diamètre :

Diamètre = circonférence / π où $\pi = 3,14$

Les plantes grimpantes ligneuses associées à ces arbres ne doivent pas être notées. Si l'arbre a des contreforts, mesurez le diamètre au-dessus des contreforts. Si les contreforts sont trop hauts et inaccessibles, estimez le diamètre avec un bâton à l'horizontale. Si l'arbre a une protubérance, mesurez la circonférence sous la protubérance. Un arbre est considéré comme étant dans la parcelle quand le centre de l'arbre est dans la parcelle.

Entre les parcelles de 20m x 20m, notez continuellement des données sur les espèces dont les noix sont cassées par les chimpanzés jusqu'à 5m de part et d'autre du transect, donc sur une bande de 10m. Collectez les mêmes données que pour toutes les autres espèces des parcelles.

Dans les savanes boisées, où l'habitat est hétérogène, réalisez les parcelles dans les forêts galerie (Figure 4-2). L'intervalle entre les transects le long desquels sont situées les parcelles habitat, ainsi que la distance entre les parcelles habitat seront adaptés au site, de manière à réaliser au moins 200 parcelles. La taille de chaque parcelle peut être plus petite et dépendra du site particulier. Les transects seront placés de manière à ce qu'ils s'étendent dans les différents types d'habitats.

Dans l'idéal, identifiez tous les arbres jusqu'à l'espèce, sinon collectez des échantillons et faites des photos de l'écorce et des branches avec des feuilles, et si possible des fruits, fleurs ou graines pour une identification ultérieure au camp. Mettez toujours une règle ou un autre indicateur de l'échelle pour prendre une photo. Si les échantillons doivent être stockés plus d'un ou deux jours, séchez-les à plat dans une presse entre des papiers journaux (Figure 4-3) pour les faire identifier par un expert.

4.2 THV

Pour mesurer la végétation herbacée terrestre (THV), comptez le nombre de plantes monocotylédones non-ligneuses et de petits arbustes ligneux dans une parcelle de 1 x 2m (2 m²) dans chaque parcelle habitat. Notez les monocotylédones et arbustes séparément.

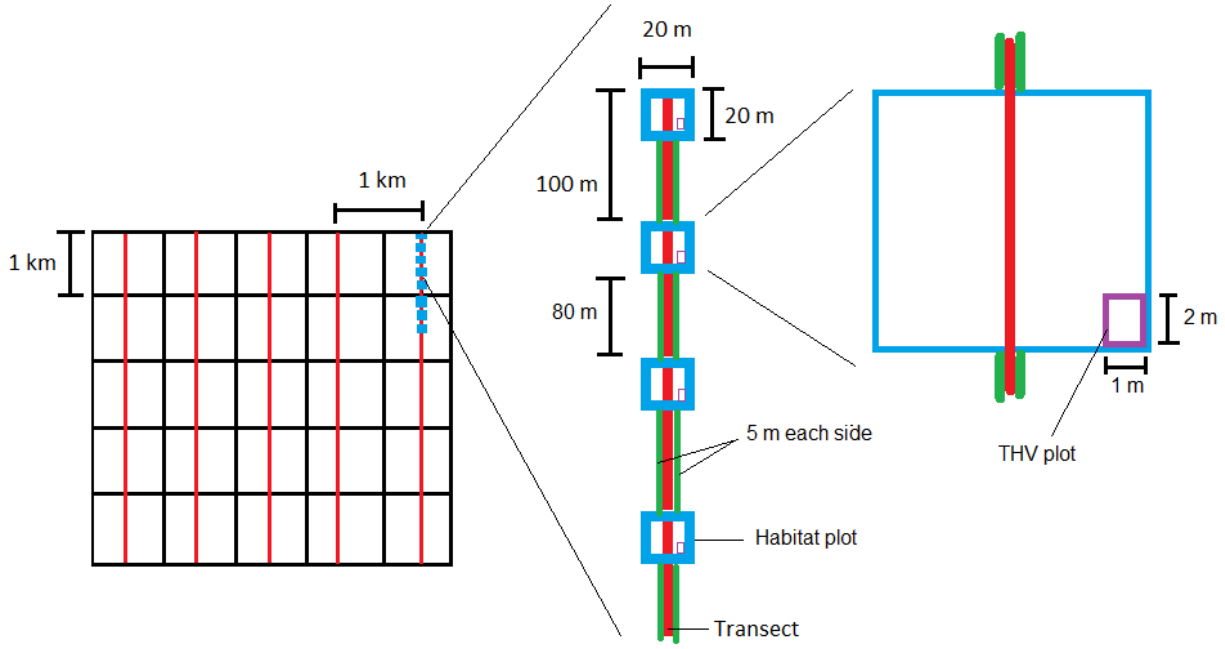


Figure 4-1 Exemple de grille de 5 x5 km (lignes noires) avec 5 transects (lignes rouges) traversant le centre des cellules. Les parcelles habitat de 20m x 20m (en bleu) sont placées le long des 5km de transects à intervalles de 100m. Entre les parcelles habitats, seules les espèces d'arbres dont les noix sont mangées par les chimpanzés à <5m de part et d'autre du transect sont notées (lignes vertes). Tous les arbres avec un DBH ≥10 cm dans les parcelles sont notés. Dans le même coin de chaque parcelle, une parcelle THV (violet) de $2m^2$ est placée, dans laquelle le nombre d'herbes <2m est compté.

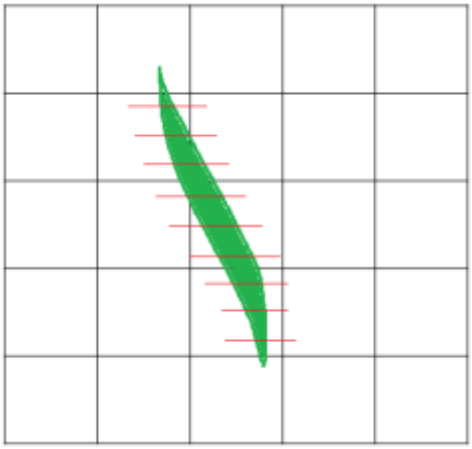


Figure 4-2 Exemple de placement de transect pour l'étude de l'habitat dans une savane boisée. Placez les transects (lignes rouges) à travers les forêts galerie (vert) dont les intervalles permettent de créer un minimum de 200 parcelles habitat.

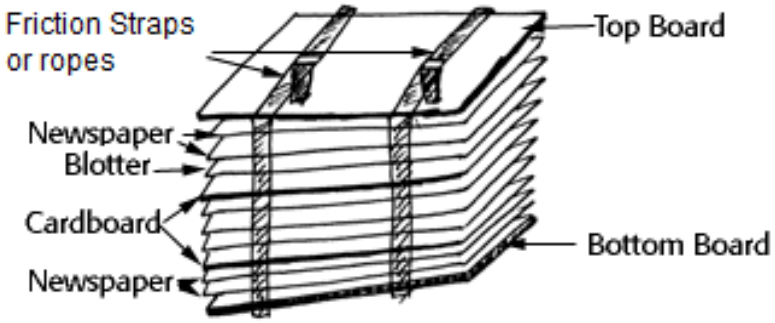


Figure 4-3 Illustration d'une presse à plante. Les échantillons de plantes sont séchés entre les feuilles de papier journal. (Illustration: The University of Arizona)

4.3 Définitions

- *Transect*: Une ligne linéaire qui s'étend à travers toutes les cellules de la grille dans la zone de collecte de données, où la structure de l'habitat, les THV, et les transects bande et linéaires sont réalisés.
- *DBH*: Diamètre d'un arbre mesuré à 1,30 m au-dessus du sol.
- *Cellule de grille*: Cellule de 1x1 km au sein de la grille.
- *Parcelle habitat*: Carré de 20m x 20 m placé centralement tous les 100 m de transect, où tous les arbres avec un DBH≥ 10 cm sont mesurés et identifiés.
- *Parcelle THV*: Parcelle de 1x2 m placé dans le même coin de toutes les parcelles habitat, dans laquelle le nombre d'herbes (monocotylédones) et d'arbustes ligneux sont comptés séparément.

4.4 Sources

Ganas, J., Nkurunungi, J.B. and Robbins, M.M. (2008) A preliminary study of the temporal and spatial biomass patterns of herbaceous vegetation consumed by Mountain gorillas in an Afromontane rain forest. *Biotropica*, doi: 10.1111/j.1744-7429.2008.00455.x.

Nkurunungi, J.B., Ganas, J., Robbins, M.M. & Stanford, C.B. (2004) A comparison of two mountain gorilla habitats in Bwindi Impenetrable National Park, Uganda. *African Journal of Ecology* **42**, 289 – 297.

5 Phénologie

Objectif : Identifier le cycle et la productivité annuels des espèces d'arbres consommées par les chimpanzés sur le site

IMPORTANT

- Identifiez minimum 15 à 20 espèces d'arbres qui sont source de nourriture importante pour les chimpanzés, sélectionnez 10 arbres par espèce en utilisant la liste des espèces d'arbres importantes et les restes de plantes identifiées dans les crottes.
- Allez voir chaque arbre une fois par mois pour évaluer son statut phénologique
- Menez en parallèle la maintenance mensuelle des caméras
- Menez l'étude phénologique pendant 12 mois continus
- Utilisez la feuille de saisie de données 'Phenology–Initial observations' et 'Phenology–Monthly observations' (voir l'Annexe III)

5.1 Taille d'échantillon

Une étude phénologique sera menée sur une période d'au moins 12 mois pour permettre une estimation de la variation saisonnière en productivité et disponibilité de nourriture pour les chimpanzés. Idéalement, cette étude comprend un grand nombre d'espèces de plantes consommées par les chimpanzés de la population étudiée. Cependant, comme en raison de contrainte de temps il est impossible de déterminer d'abord le régime alimentaire de la population et d'ensuite recueillir les données phénologiques, nous baserons la sélection d'espèces pour l'étude phénologique sur des données publiées de populations de chimpanzés vivant dans des habitats comparables et dans la même zone géographique. Une liste d'espèces clés d'arbres à fruits est donnée en Annexe I.

Dix arbres pour chacune des 15 à 20 espèces d'arbres seront inclus dans l'étude phénologique. Collectez les données une fois par mois. Choisissez les différents arbres parmi ceux inventoriés dans les parcelles habitats. Si les parcelles habitats ne fournissent pas assez d'arbres, de nouveaux arbres peuvent être ajoutés afin d'atteindre 10 arbres par espèce. Cela est particulièrement important pour les grands arbres, qui sont présents en faible densité. Si possible, sélectionnez les différents arbres d'une espèce de façon à ce qu'ils soient répartis à travers la grille, c.-à-d. le territoire ou domaine vital, et non pas groupés dans une seule cellule. Les arbres sélectionnés doivent avoir un DBH $\geq$ 10 cm et doivent être mesurés comme décrit en Section 4.1.

5.2 Espèces d'arbres

Une liste d'espèces d'arbres à fruits candidats est disponible en annexe et le guide 'tree guide' contient des images de la plupart des arbres.

5.3 Notation

Idéalement, les scores de phénologie devraient être attribués en estimant quelle proportion de la couronne a des fleurs, fruits et feuilles en utilisant la grille de notation ci-dessous. Cependant, en forêt ou dans les forêts galeries, il est souvent impossible d'avoir une bonne vue de la couronne entière. C'est pourquoi la convention est de sélectionner trois branches d'une couronne desquelles un segment de minimum 2m est visible. La proportion de fleurs, fruit et feuilles sera estimée le long de ces branches. Il est

essentiel de choisir une branche qui porte déjà des fleurs/fruits/feuilles. La plupart du temps, c'est le bout des jeunes branches, sauf pour certaines espèces de figues qui portent les fruits sur les vieilles branches.

Un arbre ne portant pas de fleur/fruit/feuille ou seulement quelques-uns sur tout l'arbre est noté 0 pour toutes les catégories ; 1 si jusqu'au quart des parties visibles porte des fleurs/fruits/feuilles, etc. (Table 5-1). Au sein de ces catégories, indiquez aussi les pourcentages de fleurs ouvertes, fruits mûrs et feuilles matures. Notez également le nombre de fruits par terre. Ces derniers sont classifiés en 0=aucun ; 1=peu ; 2=plusieurs; 3=beaucoup.

Table 5-1 Système de notation pour les sections de 2m visibles sur 3 branches.

	Score		
% couronne couverte	**Fleurs**	**Fruits**	**Feuilles**
0 - 1%	0	0	0
1 - 25%	1	1	1
26 - 50 %	2	2	2
51 - 75 %	3	3	3
76 - 100%	4	4	4

5.4 Sources

Chapman, C.A., Chapman, L.J., Wrangham, R., Hunt, K., Gebo, D. and Gardner, L. 1992. Estimators of fruit abundance of tropical trees. *Biotropica*, 24, 527-531.

Chapman, C.A., Wrangham, R. and Chapman, L.J. 1994. Indices of habitat-wide fruit abundance in tropical forests. *Biotropica*, 26, 160-171.

6 Climat

Objectif : Enregistrer les changements annuels des variables climatiques sur le site

IMPORTANT

- Notez les données tous les matins à la même heure environ
- Utilisez la feuille de saisie de données 'Climate' (voir l'Annexe III)

La pluviométrie, les températures minimales et maximales (°C) et l'humidité minimale et maximale (%) journalières sont des variables importantes pour comparer les sites entre eux. Ces données seront notées tous les jours au camp en utilisant une jauge pour la pluie et un thermo-hygromètre. La jauge doit être placée dans un endroit ouvert, sans aucune branche sur un rayon de 5m, et le thermo-hygromètre doit être placé à 1,5 m du sol dans un endroit constamment à l'ombre sur un rayon de 5m. Idéalement, collectez les données tous les matins, à peu près à la même heure.

7 Outils des chimpanzés

Objectif : La preuve la plus évidente et convaincante de l'intelligence et la culture des chimpanzés est leurs **outils**. C'est pourquoi l'utilisation d'outils est une composante essentielle de ce projet, non seulement pour documenter la distribution de l'utilisation d'outils, mais aussi pour documenter de nouvelles techniques d'outils et découvrir de nouveaux types d'outils.

IMPORTANT

- Un **outil** est un objet naturel qui présente des signes de modification(s) intentionnelle(s) du matériau brut pour changer sa forme et/ou sa longueur (ex. longueur réduite, ramifications enlevées, écorce pelée, extrémités réduites ou aiguisées avec les dents).
- L'exception principale de cette définition est le marteau qui peut être une pierre ou une branche non modifiée, mais la seconde condition d'un **outil utilisé** doit être satisfaite.
- Un **outil utilisé** est un outil qui montre clairement des signes d'utilisation, tels que des traces de percussion, d'usure, des restes de sable, de miel, de termite, etc.
- Toujours porter des gants pour toucher ou manipuler des outils, ou désinfectez vos mains avant et après pour éviter la transmission de maladies.
- Cherchez des signes de **MODIFICATIONS NON NATURELLES ou d'OUTILS INCONNUS** dans votre environnement.
- Photographiez tous les outils trouvés et donnez-leur un code d'identification unique.
- Tous les outils intéressants ou inhabituels collectés doivent être propres et secs pour l'envoi à Leipzig, et doivent avoir un code d'identification unique.
- Utilisez la feuille de saisie de données 'Recces'[3]
- Référez-vous à l'Annexe IV-3 pour une mise à jour sur la collection d'outils[4]
- Référez-vous à l'Annexe IV-12 & IV-13 pour les protocoles de tambourinage et pêche d'algues[4]

Collectez les outils le long des transects linéaires (section 13.1.8), pendant les études d'habitats et de phénologie, mais aussi de manière opportuniste (section 15), c.-à-d. à chaque fois que vous en trouvez en forêt. Cependant effectuez aussi des échantillonnages ciblés : profitez des jours qui ne sont pas dédiés à la collecte d'autres données pour parcourir la grille, en particulier les zones non couvertes par la collecte d'autres données, afin d'essayer de trouver de nouveaux outils et sites d'utilisation d'outils, et notez-les[34].

7.1 Photographies

Mesurez les outils rencontrés, tels que des marteaux en pierre ou en bois, enclumes ou tiges et prenez 5 photos : une du dessus et une de quatre angles de côtés différents. Pour la photo, mettez toujours un mètre à côté de l'objet et placez les outils sur une feuille en plastique blanc. Les outils-tiges intéressants peuvent être ramassés, stockés propres et secs, et envoyés en Allemagne si possible. Attribuez un code d'identification unique et notez les coordonnées GPS de chaque outil ramassé.

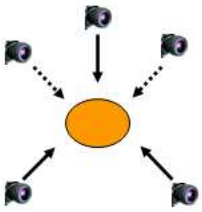


Figure 7-1 Des photos des objets détectés (ex. un outil, ici en orange) sont prises du dessus et de quatre angles différents si possible.

[3] Une erreur dans les versions précédentes disait que les données devaient être saisies dans 'Organic samples'
[4] Additions au protocole original : Annexe IV

7.2 Marteaux

Outils durs et lourds utilisés pour casser des fruits à coques dures. Ils doivent montrer des marques évidentes de frappes contre une surface dure sur au moins une face, et présenter au moins des micro-traces sur la surface usée. Ne pas confondre avec des pierres qui ont été jetées par terre ou des branches sur lesquelles on a marché.

7.2.1 Marteaux en bois

(i) Définition

Longueur: min. 15 cm; max. 300 cm
Diamètre: min. 3 cm; max. 15 cm

(ii) Test de dureté

Faites le test suivant et mesurez ceux qui ne cassent pas :
1. Marchez dessus – s'il est déjà pourri, il va casser
2. Prenez le marteau potentiel et tapez le deux fois sur un tronc d'arbre

(iii) Mesures

Mesurez la longueur, la largeur (diamètre à l'endroit le plus large) (Figure 7-2) et le poids.
Signes d'usure : mesurez la longueur et la largeur.

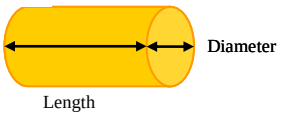


Figure 7-2 Les marteaux en bois sont mesurés en notant le diamètre de la face circulaire et la longueur de la branche.

7.2.2 Marteaux en pierre

(i) Définition

Poids: min. 100 grammes; max. 20 kg
Matériau: latéritique, granit, quartz

(ii) Mesures

Mesurez la largeur maximale du marteau en pierre, c.-à-d. la largeur à l'endroit le plus large (Figure 7-3). Pesez aussi chaque marteau en pierre. Il est important de compter le nombre de surfaces montrant des traces d'usure et d'estimer la taille de chacune d'elles (Figure 7-4).

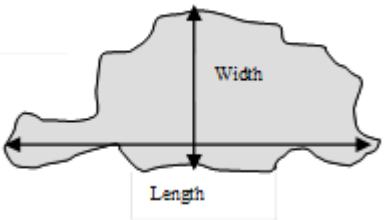


Figure 7-3 Mesurez la longueur et largeur maximale des marteaux en pierre.

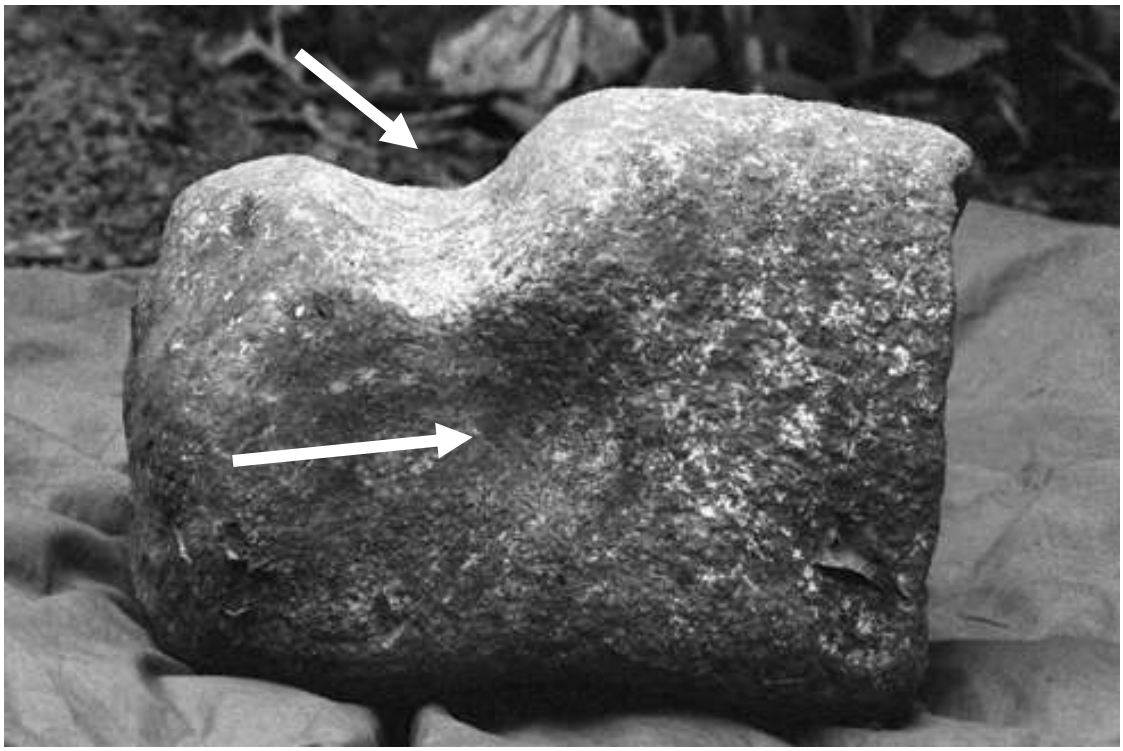


Figure 7-4 Marteau en granit avec deux signes d'usure sur deux faces différentes, résultats de craquage intensif de noix de *Panda* (indiqués par les flèches). La taille des marques reflète la taille des noix de *Panda* (photo : Christophe Boesch).

7.3 Enclumes

Les enclumes sont des racines (Figure 7-5 a), des pierres (Figure 7-5 b, c) et des bases de troncs d'arbres (largeur minimum de 5cm) (Figure 7-5 b) qui doivent, **par définition**, montrer des creux ou marques évidents (cicatrices) là où les noix sont positionnées sur l'enclume pour être cassés avec un marteau (Figure 7-5 b, cercle rouge et Figure 7-5 d, cercle jaune), sinon elles ne peuvent être considérés comme enclumes, même s'il y a beaucoup de noix autour. Les enclumes peuvent être entourées de marteaux, mais pas nécessairement car les chimpanzés transportent souvent les marteaux. **Attention**, les chimpanzés peuvent frapper des fruits, tels que *Treculia* ou *Landolphia*, ou des termitières comme *Thoracotermes* directement sur les racines, auquel cas vous ne trouverez jamais de marteau associé.

Notez les informations suivantes sur les enclumes :

(i) Type d'enclume
- Racine
- Pierre
- Base de tronc d'arbre

(ii) Espèce d'arbre

(iii) Mesures
- Racine : longueur et largeur maximales
- Traces d'usure : Longueur et largeur maximales de la surface supérieure de la racine où l'écorce a été enlevée par le martèlement (Figure 7-6)
- Pierre: Longueur et largeur maximales. Pesez l'enclume si possible.
- Base de tronc d'arbre: largeur maximale (minimum 5cm)
- Nombre de marques créées par le craquage de noix (Figure 7-6)

Figure 7-5 a) Marteau en pierre utilisé par des chimpanzés pour casser des noix sur une racine; b) marteau en pierre et racine portant une trace de la noix cassée sur l'enclume (encerclé en rouge) ; c) Pierre utilisée comme enclume et grosse branche utilisée comme marteau pour casser des noix ; d) Marteau en pierre (encerclé en jaune) utilisé pour casser des noix, ici la base du tronc d'arbre a été utilisée comme enclume (Photos: Lydia Luncz).

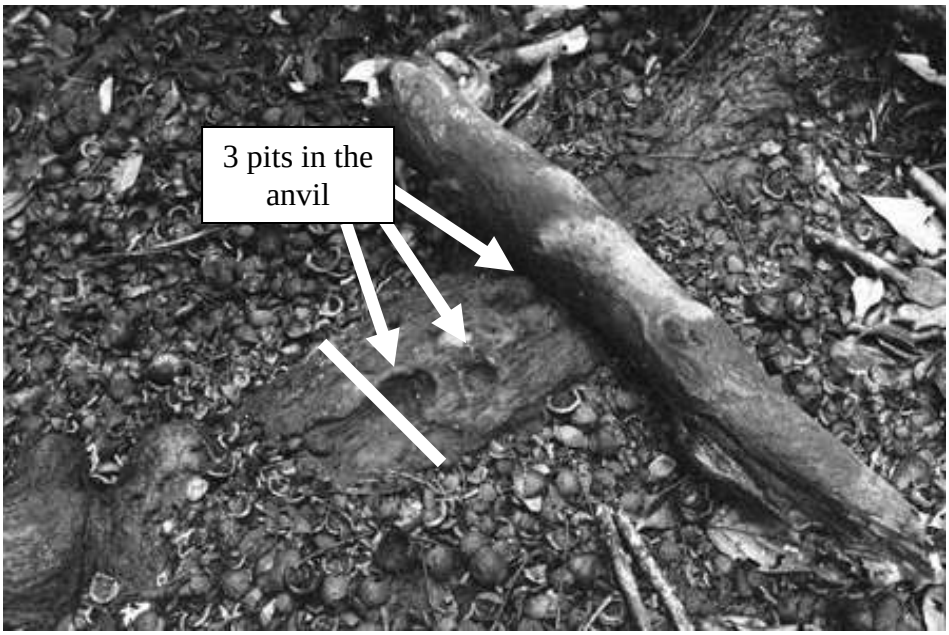


Figure 7-6 Racine (enclume) avec marteau en bois utilisés pour casser des noix de *Coula*. Les traces sur le marteau sont bien visibles, tout comme les trous faits par le placement des noix. Quand le trou est trop profond, les chimpanzés en font en général un autre à côté. Mesurez la largeur de l'enclume, indiqué par la ligne blanche (Photo: Christophe Boesch).

7.4 Tiges

Les tiges trouvées à côté des termitières, fourmilières et ruches peuvent être considérées comme des outils seulement si elles présentent des signes de modification et d'usure. Mesurez l'épaisseur et la longueur. Notez aussi avec quelle source de nourriture vous les avez trouvées (ex. termitière, ruche). Vous trouverez les outils associés avec des signes évidents d'activité de chimpanzés à côté ou sous une ruche (Figure 7-7), et couverts de miel s'ils sont encore frais (ou sentant fort le miel), à côté d'une termitière, d'une fourmilière ou d'un site de cassage de noix. Les tiges utilisées comme outils portent des signes de manufacture : bouts coupés, frangés ou brossés (Figure 7-8), feuilles enlevées etc. Ne collectez que les outils associés à de tels signes. Lorsque vous trouvez des tiges utilisées comme outils, notez les informations suivantes :

(i) Mesurez la longueur et le diamètre
(ii) Types et nombre de modifications (un ou deux bouts coupés, ramifications enlevées, écorce pelée)
(iii) Types d'usure (bouts en brosse, effilochés, ou émoussés, restes de nourriture) Espèce d'arbre.
(iv) Source de nourriture associée

Figure 7-7 Branches utilisées pour pêcher du miel (cercles) avec les feuilles latérales enlevées et laissées à côté d'une ruche (flèche) (Photo: Christophe Boesch)

Figure 7-8 Tiges utilisées par chimpanzés pour chercher le miel d'une grande ruche de Mélipones. Notez le gros bâton en haut à gauche épais de presque 4cm, et quelques tiges collectrices plus petites qui montrent des traces d'usures différentes (bouts en brosse), et des modifications différentes avec l'écorce plus ou moins pelée (Photo: Christophe Boesch).

7.5 Nouveaux comportements et outils[5]

Un des objectifs les plus importants de ce projet est de découvrir des nouveaux comportements de chimpanzés, car ils sont connus pour leur grande flexibilité comportementale en s'adaptant à de nouveaux types d'habitats. Les caméras-pièges sont une approche potentiellement très puissante pour découvrir de nouveaux comportements. **CHERCHEZ DES SIGNES DE MODIFICATION NON NATURELLE DE L'ENVIRONNEMENT.** Si vous en voyez, placez une caméra pour comprendre ce qui s'est passé.

Par exemple, dans certaines régions de Guinée, une **accumulation de pierres mobiles dans les contreforts d'arbres** a été observée. Qu'est-ce qui a pu causer cela ? On ne connaît pas d'autre espèce animale dans cet habitat qui bouge des pierres ou soit capable de les transporter, et rien n'indique que des Hommes le font. Donc ça peut être fait par les chimpanzés. Seul un clip vidéo peut donner une réponse. De même, dans la forêt de Loango au Gabon, des **feuilles fraîches ont été insérées de force dans des fentes verticales de gros troncs d'arbres** (Figure 7-9). Qu'est-ce qui a pu faire ça ? Ni les éléphants ni les cochons sauvages semblent capables de le faire, donc les chimpanzés et les gorilles sont les candidats les plus probables. Ici encore, un clip vidéo peut résoudre le problème. Dans de grandes régions du nord de la RDC, des **termitières** de *Thoracotermes* et d'autres espèces on été trouvées **cassées près de racines**. Les chimpanzés de Taï ont été observés en train de casser des termitières, mais tant qu'on n'a pas de preuve, cela reste spéculatif en RDC. Des caméras placées proches de termitières peuvent le confirmer.

Prenez des photos de tout artefact qui ne peut être expliqué par votre équipe, et envoyez-les par e-mail au MPI pour qu'elles puissent être discutées. Des tiges cassées dépassant du sol peuvent facilement être manquées, mais devraient être examinées car elles pourraient être des outils. Les comportements connus d'utilisation d'outils des chimpanzés sont :

- Marteler
- Lancer
- Insérer.

Ces comportements impliquent la manipulation de pierres, de tiges, de marteaux et de feuilles.

[5] Voir aussi l'Annexe IV-12 & IV-13 pour les protocoles sur le tambourinage et la pêche aux algues.

Restez donc très ouverts à des **nouvelles modifications semblant « non naturelles »** de l'environnement dans la grille de votre site et placez des caméras pour découvrir comment c'est arrivé.

Figure 7-9 Feuille fraiche trouvée insérée dans une fente d'arbre (Photo: Christophe Boesch)

7.6 Système de codage des outils

7.6.1 Codage des photos

Utilisez le système de codage suivant pour les photos, comme pour les échantillons :

"TRS code" _ "ID d'échantillon unique" _ "extension"

Si vous prenez des photos d'un objet que vous avez aussi ramené, nommez les photos avec le même ID que l'échantillon. Les photos sont traitées comme des échantillons, et donc numérotées continuellement. Par exemple, si le code Gas_003_a est attribué à un échantillon collecté pour analyse isotopique, les photos correspondantes seront codées Gas_003_b, Gas_003_c etc.

7.6.2 Codage des outils

Utilisez le système de codage suivant pour les outils collectés :

"TRS code" _ "ID d'échantillon unique"

La ligne de données avec les mesures de l'outil reçoit un ID sans extension, ex. Gas_004. Les photos de cet outil recevront les codes Gas_004_a, Gas_004_b etc.

7.6.3 Sources

Boesch, C., Head, J. and Robbins, M. M. (2009) Complex tool sets for honey extraction among chimpanzees in Loango National Park, Gabon. *Journal of Human Evolution*, doi:10.1016/j.jhevol.2009.04.001.

Sanz, C. M. and Morgan, D. B. (2009) Flexible and persistent Tool-using Strategies in Honey-gathering by Wild Chimpanzees. *Int. J. Primatol.* 30, 411-427.

8 Cameras-pièges

Objectif : Saisir des séquences vidéo de chimpanzés pour calculer l'abondance, la densité et la structure démographique en utilisant la reconnaissance faciale, et enregistrer leur façon d'utiliser des outils.

IMPORTANT

- Le positionnement systématique des caméras exige une caméra par cellule de la grille
- Quand il y a plus de 20 cellules, les caméras doivent être positionnées systématiquement, par ex. une cellule sur deux. Essayez d'optimiser les saisies en déplaçant les caméras dans une cellule voisine si l'habitat est hétérogène. Utilisez donc une approche systématique et ciblée.
- Ajoutez des caméras dans des zones de forte activité, des sites d'utilisation d'outils ou des sites ayant le potentiel de mettre à jour des comportements nouveaux de chimpanzés.
- Maintenez toujours la caméra en mode vidéo.
- NE PAS supprimer de clip vidéo même s'ils ne contiennent aucun animal dans la séquence.
- Notez combien de temps une caméra est restée à un endroit, ainsi que les coordonnées GPS.
- Suivez strictement les instructions sur l'entretien des caméras, le stockage des données et les sauvegardes.
- Utilisez la feuille de saisie de données 'Video cameras' (voir l'Annexe III)

8.1 Positionnement systématique

Afin d'assurer une collecte de données équilibrée, le positionnement des caméras doit scrupuleusement respecter les directives suivantes :

1. Déterminez les endroits de forte activité des chimpanzés tout au long de l'étude, d'abord avec les recces, puis en trouvant des sites intéressants (Figure 8-1)
2. Dans chaque cellule montrant une activité de chimpanzés, installez une caméra à un endroit fréquemment utilisé par les chimpanzés pour augmenter les chances de les filmer. Vous pouvez déplacer les caméras au cours de l'étude au sein et entre leurs cellules respectives (Figure 8.2)
3. Si votre grille est petite et n'a qu'environ 20 cellules, installez une caméra par cellule.
4. Si le territoire/domaine vital est trop grand et/ou il n'y a pas autant de caméras que de cellule, installez une caméra dans une cellule sur deux seulement (Figure 8-2a)
5. Si le territoire/domaine vital présente une hétérogénéité d'habitats plus ou moins adéquats pour les chimpanzés (Figure 8-2a, zone bleu-vert), ex. forêt très fragmentée avec fort impact humain ou savane avec forêt galerie, placez une grille sur la zone et installez les caméras de la manière suivante :
    a. Placez les caméras de manière systématique à travers la grille de cellules 1x1km.
    b. Déplacez les caméras se trouvant dans un habitat non approprié pour les chimpanzés (Figure 8-2a) dans des cellules avec habitat adapté mais non couvertes par le schéma systématique ;
    c. Installez les caméras l'une après l'autre en veillant à ce que chaque caméra soit toujours le plus loin possible de la caméra la plus proche (Figure 8-2b).
        i. En cas de doute, préférez les cellules avec un plus fort pourcentage d'habitat adéquat aux cellules avec un plus faible pourcentage, OU
        ii. Préférez les cellules avec un faible pourcentage d'habitat adéquat mais beaucoup de signes de chimpanzés aux cellules à fort pourcentage mais peu de signes d'activité.

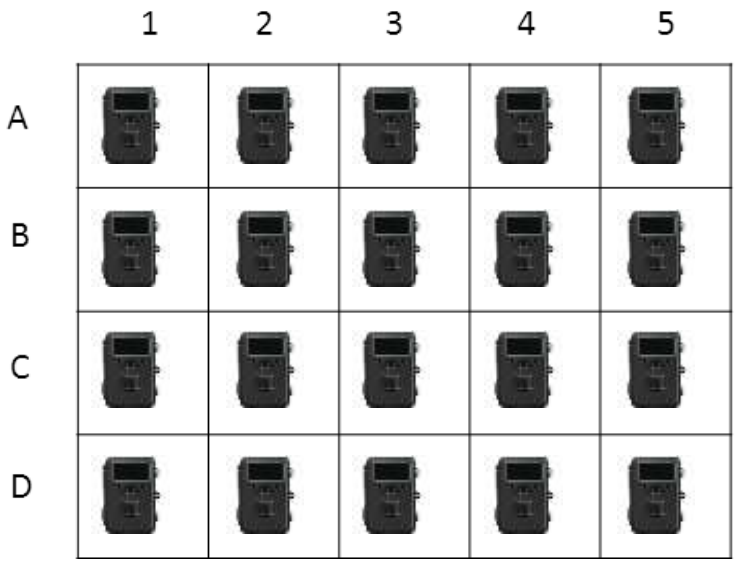


Figure 8-1 Exemple d'un positionnement systématique de caméras pour une étude conçue avec une grille de 20 cellules 1x1km et 20 caméras-pièges dans toutes les cellules. Pour commencer, utilisez les informations des recces et améliorez le positionnement plus tard à partir des nouvelles informations sur l'activité des chimpanzés (voir Figure 8-2).

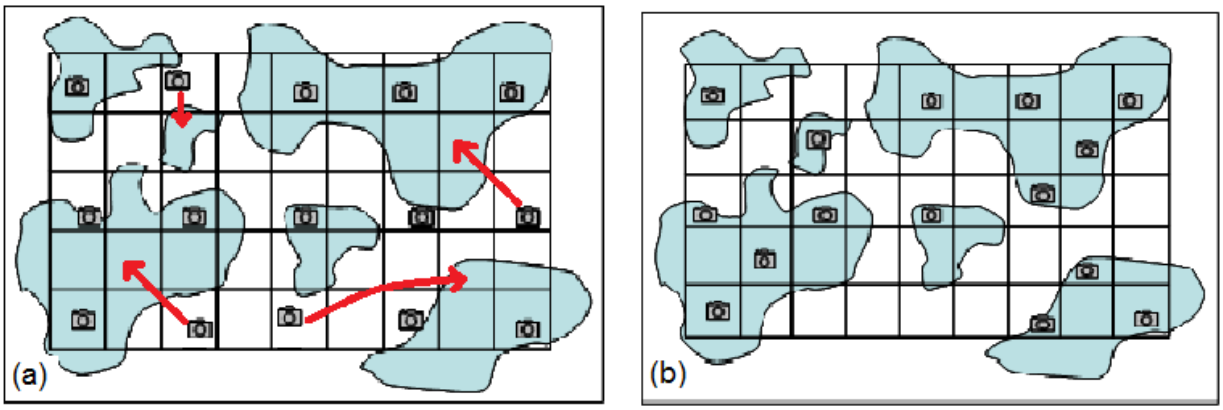


Figure 8-2 Illustration du protocole de positionnement systématique de caméras dans une grille qui contient plus de 20 cellules et où les caméras sont placées de préférence dans les zones de forte activité de chimpanzés (en bleu).

8.2 Positionnement non systématique

En plus du positionnement systématique, installez des caméras dans des endroits prometteurs/ intéressants, comme des sites d'utilisation d'outils – des zones qui pourraient révéler de nouveaux comportements et des sites fréquemment utilisés par les chimpanzés (trous d'eau dans les régions sèches, ponts pour traverser, etc). Vous pouvez mettre ces caméras dans des cellules contenant déjà une caméra.

8.3 Identifier les sites appropriés pour les caméras

Des études par caméra-piège dans différents sites ont révélé une fréquence de visite de chimpanzés de 1 à 3 évènements par caméra par mois, en fonction de la densité de chimpanzés. Ainsi 20 caméras sur un site devraient fournir 20 vidéos ou plus par mois. Cependant, seulement 30% des prises de vue de chimpanzés sont utilisables pour identifier les individus, donc environ 6-7 prises/mois. Certaines mé-

thodes analytiques pour estimer la densité de chimpanzés exigent au minimum 50-80 bonnes prises. Il faut donc beaucoup investir pour s'assurer que les caméras soient mises en place dès le début de l'étude, et que de bons endroits soient choisis pour assurer une taille d'échantillon assez grande à la fin de l'étude.

Une fois la grille développée, installez les caméras dans chaque cellule sélectionnée. Pour cela, rappelons que si les caméras étaient placées aléatoirement dans une cellule, nous n'aurions des prises de vue de chimpanzés et d'autres espèces que rarement, car la plupart des espèces n'utilisent pas leur environnement aléatoirement. Elles ont au contraire des sites de nourriture qu'elles visitent régulièrement, et des sentiers qu'elles utilisent pour se déplacer d'un point à l'autre. Nous devons donc repérer ces sentiers ou sites de nourriture en cherchant intensivement dans chaque cellule pour assurer une fréquence d'enregistrement maximale. Les endroits devraient être assez ouverts pour permettre aux individus d'être filmés clairement sans être bloqués par du sous-bois par exemple. Dans chaque cellule sélectionnée, repérez un ou plusieurs endroits potentiels pour l'installation d'une caméra. Les caméras peuvent rester longtemps dans les endroits utilisés à long terme par les animaux (ex. sentiers utilisés régulièrement ou ponts), mais les caméras peuvent aussi être déplacées d'un endroit saisonnier à un autre (ex. arbre à fruits), tant qu'elles restent dans la même cellule.

8.3.1 Sentiers

En **règle générale**, les chimpanzés aiment utiliser des sentiers ouverts pour se déplacer sur de longues distances. Dans la forêt dense, les pistes d'éléphants sont abondamment utilisées et sont donc de très bons endroits pour installer des caméras. Dans les habitats plus secs, ils ont tendance à créer un sentier en suivant plusieurs fois le même trajet. Cherchez-les, car ils vont aussi rendre vos déplacements dans la cellule et la traversée des fourrés plus facile. Ce sont aussi de bons endroits pour les caméras.

Des sentiers bien fréquentés avec des signes de nourriture, crottes ou empreintes sont clairement de bons indicateurs d'un endroit prometteur. Cependant soyez conscients que certains animaux (en particulier les éléphants) utilisent des pistes différentes selon les saisons. Si un sentier très utilisé n'est pas accessible dans une cellule, on peut quand même installer une caméra car l'activité peut encore changer.

Les intersections de sentiers sont toujours un bon choix pour l'emplacement d'une caméra. Placez la caméra soit au début de l'intersection soit à 10m. Si c'est une piste d'éléphant très ouverte, faites attention à ne pas choisir un arbre qui peut être facilement frotté ou renversé par un éléphant.

8.3.2 Espèces de grands arbres à fruits

Les grands arbres à fruits ont tendance à être des hot spots d'activité des chimpanzés, et les plus gros arbres, moins abondants, doivent être localisés pour augmenter les chances de filmer des individus. Vous pouvez identifier les arbres associés au régime alimentaire avec les données de la phénologie.

Installez les caméras devant les arbres à fruits juste avant la maturité des fruits, et retirez-les quand les branches visibles ne contiennent plus de fruits mûrs. De plus, les chimpanzés peuvent avoir des arbres préférés, il est donc important de déterminer si possible l'endroit de plusieurs arbres par espèce dans une cellule. Il est ainsi toujours préférable de connaître plus d'un arbre par espèce pour changer une caméra de place vers un autre arbre si la fréquence de visite est trop faible.

Attention, pour un emplacement efficace de la caméra, il est extrêmement important de déterminer comment les singes accèdent à l'arbre, c.-à-d. quel(s) arbre(s) ils utilisent pour atteindre le tronc ou les branches du grand arbre. Cela demande cependant un bon feeling sur la façon de grimper des chimpanzés et vous devez être précautionneux. Soyez conscient que certains arbres ont plus d'un point d'accès et d'autres auront un point d'accès jusqu'à 20m de distance de l'arbre lui-même. Vérifiez ces emplacements de caméras plus fréquemment au début de la fructification pour déterminer si oui ou non la caméra fait face au point d'accès.

8.3.3 Ponts naturels

Les chimpanzés utilisent aussi des ponts (arbres ou branches tombés) au-dessus de sources d'eau en forêt, tels que des marécages et des rivières. Une surface lisse et les extrémités du pont dégagées (ex. pas de sous-bois) sont de bons indicateurs d'un pont très utilisé. Les endroits qui ont plus d'un pont ne devraient pas être sélectionnés car ils permettraient aux chimpanzés d'éviter la caméra en utilisant un pont alternatif. Les ponts peuvent être au-dessus de sources d'eau temporaires ou permanentes qui ne s'assèchent pas pendant la saison sèche (ex. grosses rivières ou marécages inondés en permanence).

Les ponts naturels sont un endroit idéal pour installer deux caméras face à face de chaque côté du pont (Figure 8-3) pour permettre d'identifier les individus. Sur les sentiers, les chimpanzés peuvent traverser perpendiculairement à la caméra, mais sur les ponts naturels ils sont obligés de marcher sur toute la longueur du pont (s'il est au-dessus d'une source d'eau permanente) et donc de passer devant les deux caméras, augmentant ainsi nos chances d'obtenir une image faciale claire.

Figure 8-3 Un endroit approprié pour l'installation d'une caméra-piège près d'un 'pont naturel' potentiellement utilisé.

8.3.4 Sites d'utilisation d'outils

Les chimpanzés peuvent avoir des sites préférés pour utiliser des outils, où il y aura une plus forte activité qui peut être indiquée par le nombre d'outils présents sur le site. Des outils potentiels peuvent être trouvés **pour casser des noix** sous ou proche d'un arbre à noix, comme *Coula*, *Panda*, *Parinari*, *Detarium*, *Sacoglottis* et *Elaeis* (surtout en Côte d'Ivoire, Liberia et certaines régions de Sierra Leone et Cameroun) ; pour **pêcher** avec des tiges, herbes ou bandes d'écorce, **certaines espèces de termites** construisant des termitières hors sol ou souterraines (surtout en Tanzanie et au Congo) ; **extraire du miel** des ruches de différentes espèces d'abeilles (surtout en Afrique Centrale mais aussi en Afrique de l'Ouest et de l'Est ; Figure 8-4). Cette liste de contextes d'utilisation n'est **PAS** exhaustive et c'est notre objectif d'en découvrir de nouveaux, alors gardez les yeux ouverts à d'autres contextes.

Figure 8-4 a) Ruche à *Meliponae*; b) Tubes d'entrée d'une ruche *Meliponae* (cercles); c) tiges trouvées dans et autour d'une ruche (Photos: Christophe Boesch)

Heureusement, on peut reconnaître les **outils** par la **modification** du matériau brut pour le transformer en outil (bouts coupés pour corriger la longueur, ramifications enlevées, écorce pelée, bouts aiguisés ou amincis avec les dents) et par leur utilisation (traces de coups, d'usure, sable, miel, restes de termites sur le sol etc.). Cherchez attentivement de tels signes sous ou près de ces sources de nourriture.

Les comportements importants et rares peuvent être enregistrés sur des sites d'utilisation d'outils, donc installez des caméras près de tels sites, **idéalement à 4-5m** (Figure 8-5).

8.3.5 Trous d'eau

Les trous d'eau sont des endroits importants pour les caméras-pièges, surtout s'ils sont présents en faible densité. Comme pour les sites d'outils, installez-les à 4-5m de distance de la source d'eau.

8.3.6 Découvrir des nouveaux comportements de chimpanzés

Voir section 7.5, Annexe IV-12 et Annexe IV-13[6]

[6] Ajout au protocole original : Annexe IV

Figure 8-5 Caméra Bushnell installée près d'un site d'utilisation d'outils

8.4 Réglages

8.4.1 Installation

Les paramètres sur la Bushnell peuvent être changés sur la caméra elle-même. Pour les détails, merci de lire attentivement le manuel d'instruction. Bien que les Bushnell soient étanches, elles doivent être mises dans une boîte Tupperware en plastique avec du silica et scellée avec du film plastique en permanence (Figure 8-6), même pendant les saisons sèches. La boîte Tupperware offre une protection supplémentaire contre les dégâts de la faune sauvages, toiles d'araignées et poussière qui peuvent s'accumuler sur l'objectif de la caméra. De précédentes expériences ont montré que les fortes pluies et humidité de la forêt pluviale affectent le fonctionnement des Bushnell.

Figure 8-6 Bushnell protégée contre l'humidité et les dégâts extérieurs par une boîte Tupperware contenant du silica et avec un film plastique.

8.4.2 Zone de couverture

À chaque emplacement, la zone de couverture optimale de la caméra doit être établie. Chaque emplacement est complètement différent en termes de topographie, luminosité et visibilité, obstructions naturelles et disponibilité d'un point d'attache adapté. Ces variables environnementales ont un effet considérable sur la zone de détection autour de la caméra. Menez donc des tests de détection à chaque emplacement dès l'installation afin d'obtenir la hauteur et l'angle optimaux (il est parfois nécessaire de mettre un bout de bois entre le haut de la caméra et l'arbre pour ajuster la caméra au bon angle) et d'obtenir le meilleur déclenchement de la caméra pour un chimpanzé.

Testez la caméra (en sélectionnant le mode 'set-up'). En mode test, la caméra émet un clignotement rouge qui indique où le capteur détecte le mouvement d'une personne accroupie (pour imiter un chimpanzé) devant la caméra ou à une certaine distance. Le testeur doit se mettre à la hauteur et en position d'un chimpanzé (ex. 50cm de hauteur) en traversant perpendiculairement à l'objectif de la caméra de droite à gauche, et augmentant progressivement la distance entre le testeur et la caméra jusqu'à ce que la distance maximale de déclenchement soit atteinte. Mesurez la distance en mètre entre les points les plus éloignés à droite et à gauche : c'est y (Figure 8-7). Mesurez ensuite la distance perpendiculaire entre l'objectif et la ligne y : c'est x (Figure 8-7). La zone de couverture de la caméra est calculé avec la formule : aire (m^2) = x*y/2

Parfois, une zone juste devant la caméra, z, n'est pas dans la zone de détection, parce que l'animal passe sous la caméra (Figure 8-7). Si c'est le cas, déterminez et calculez cet angle mort comme ci-dessus et soustrayez-la de la zone de couverture de la caméra.

8.4.3 Direction

Les caméras peuvent être déclenchées par le soleil, surtout en saison des pluies où il y a beaucoup moins de couverture nuageuse qu'en saison sèche. Pour réduire les chances de faux déclenchements par le soleil et d'images trop lumineuses, installez les caméras idéalement avec le détecteur vers le Nord ou le Sud plutôt que l'Est ou l'Ouest. En fonction de l'endroit, c'est parfois impossible (ex. un pont orienté Est-Ouest), auquel cas le protocole de maintenance doit être modifié pour inclure des visites plus fréquentes à ces endroits plus susceptibles aux déclenchements solaires.

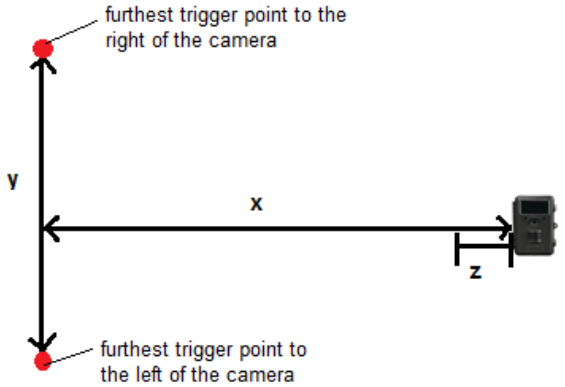


Figure 8-7 La distance entre les points de détection les plus éloignés de la caméra (y) et la distance perpendiculaire entre la caméra et la ligne y sont mesurés et notés (x). La distance de l'angle mort juste devant la caméra (z) doit aussi être mesurée.

8.4.4 Hauteur

Attachez fermement la caméra à un arbre qui a un diamètre à hauteur de poitrine de minimum 5cm pour s'assurer qu'il est assez solide et qu'il ne va pas se balancer dans le vent ou être renversé par la faune. Installez la caméra idéalement à une hauteur entre 0,9 et 1,1m, mesurée entre le sol et le milieu de l'objectif de la caméra. Certains endroits, ex. sites d'utilisation d'outils, peuvent exiger une autre hauteur d'installation. La hauteur doit aussi être adaptée à la pente en fonction du côté de la pente.

8.4.5 Paramètres

Mettez d'abord le paramètre de sensitivité de la Bushnell sur 'high' (forte), cela aidera à augmenter la zone de détection de la caméra. Si vous observez beaucoup de faux déclenchements (pas d'animal) en visionnant les vidéos, changez le paramètre à 'normal'. La durée d'enregistrement maximale de 60 secondes est recommandée pour capturer autant d'individus que possible lors d'un événement. Voir Tableau 8-1 ci-dessous pour plus de détails.

8.4.6 Visibilité

La zone devant la caméra doit être libre de toute obstruction (ex. feuilles, branches, sous-bois trop haut) pour avoir des images claires de chimpanzés (et autre faune) et pour prévenir les faux déclenchements par les feuilles et branches qui bougent dans le vent. Une fois la caméra attachée, toute obstruction dans la zone de détection de la caméra doit être enlevée à l'aide d'un sécateur, ne coupez jamais de feuilles à la main. Cependant, soyez conscients que toute modification peut attirer l'attention de chimpanzés et d'autre animaux, les faisant dévier et éviter l'endroit dégagé. Toute modification doit donc être aussi minimale que possible. Si des feuilles et branchettes sont utilisées pour camoufler la caméra (recommandé), assurez-vous qu'elles ne tombent pas devant l'objectif de la caméra.

Tableau 8-1 Réglages recommandés pour les caméras Bushnell Trophy

Option	Setting
Mode	Choisissez le mode 'video'
Image size (for camera option)	= *taille d'image*. Non applicable au mode vidéo
Capture number (for camera option)	= *# de captures*. Non applicable au mode vidéo, laissez '1 photo'
Video size	= *taille de vidéo*. Résolution maximale 'Highest resolution'
Video length	= *longueur de vidéo*. 60S (secondes)
Interval	= *intervalle.* 1S (seconde)
Sensor level	= *Sensitivité*. Essayez 'high', puis 'normal' si nécessaire (souvent)
Format	Cliquez 'yes' (pour formater une nouvelle carte SD, supprime également les données sur la carte ; assurez-vous d'avoir enregistré tous les fichiers sur l'ordinateur)
TV Out	Choisissez 'PAL' (standard/format vidéo)
Time stamp	= *cachet temps*. On
Set clock	= *horloge.* Ajustez pour corriger date et heure
Field Scan	Off (désactive les paramètres du minuteur)
Video Sound	= *Son.* On
Default Set	NE PAS choisir 'OK' – cliquez juste 'MENU' pour sortir.

8.5 Maintenance et revisites

Les caméras-pièges ont besoin d'une maintenance permanente, comprenant un changement de carte mémoire (carte SD), inspection des dommages causés par la faune, recharge des piles, changement/ réactivation du silica, etc. Les travaux précédents sur d'autres sites suggèrent une maintenance une à deux fois par mois. Les caméras peuvent cependant aussi fonctionner jusqu'à deux mois sans maintenance. Cela dit, les intervalles sont dépendants du modèle et des taux de captures et doivent donc être contrôlés. On peut augmenter l'intervalle entre les visites dans les zones à faible densité de mammifères. Les caméras peuvent nécessiter plus de maintenance en saison des pluies et surtout après une averse importante.

La maintenance des caméras à tous les endroits doit respecter les règles suivantes :

(i) Désinfectez les mains avec du désinfectant avant de toucher l'appareil pour réduire le risque de transmettre une maladie, car les chimpanzés peuvent être curieux et toucher les caméras
(ii) Notez la charge des batteries, et si vous les avez changées.
(iii) Changez le silica dans toutes les boîtes contenant les caméras.
(iv) Nettoyez l'objectif et le détecteur de la caméra avec de l'alcool.
(v) Vérifiez la position de la caméra en visionnant les vidéos de chaque caméra.

Emportez l'équipement suivant pour la maintenance des caméras :

- Piles AA rechargeables
- Alcool
- Ruban adhésif Gaffa (pour imperméabilisation d'urgence)
- Film plastique
- Désinfectant pour les mains
- Sécateurs
- Cartes SD
- Gel Silica
- Sangles
- Mètre mesureur
- Papier toilette/tissu pour essuyer avec de l'alcool.

TOUTES les fois que vous faites la maintenance, faites une vidéo de vous debout devant la caméra avec un mètre mesureur en train de mesurer une distance fixe (ex. 50cm ou 100cm) et vous éloignant de la caméra tout en tenant le mètre, pour que nous puissions estimer la taille à partir des vidéos[7].

8.6 Résolution de problèmes

Les problèmes courants rencontrés avec les Bushnells incluent les suivants dans le Tableau 8-2.

Tableau 8-2 Résolution de problèmes pour les Bushnells

Problème	Solution
Caméra déclenchée continuellement sans sujet	Vérifiez l'angle de la caméra pour vous assurer qu'elle n'est pas déclenchée par le soleil. Vérifiez qu'il n'y a pas de branche bougeant devant la caméra. Si cela ne résout pas le problème, réduisez la sensibilité à 'normal'.
Vidéos de 0 kb qui ne montrent rien	Contactez le MPI pour les renvoyer au fabriquant.
Images floues pour cause de pluie/humidité	Assurez-vous que le silica est changé régulièrement et que le film plastique est bien couvert.

[7] Ajout au protocole de Juillet 2014

8.7 Stockage des fichiers vidéo

Sur toute une année, des centaines ou même des milliers de fichiers vidéo sont enregistrés. Un excellent système de stockage et d'étiquetage est donc la clé pour préparer les fichiers vidéo pour analyse ultérieure. Tous les fichiers de données doivent être associés à des métadonnées, incluant la date et l'endroit de l'enregistrement.

Créez un dossier pour chaque cellule de grille, nommé :

"code TRS"_ "code de cellule"

Par exemple: **Loa_A7**

Créez des sous-dossiers qui contiendront les clips vidéo et utilisez le système de codage suivant :

"code TRS"_"camera ID"_"localisation"_"date d'installation"[8]

'localisation' est au format UTM (Est-Ouest_Nord-Sud)
'date d'installation' est au format 'aaaammjj'

Par exemple, pour un TRS à Loango avec une caméra numéro 6, installée le 23 Mai 2012, le code du dossier sera : **Loa_vid6_....._20120523** (Figure 8-8).

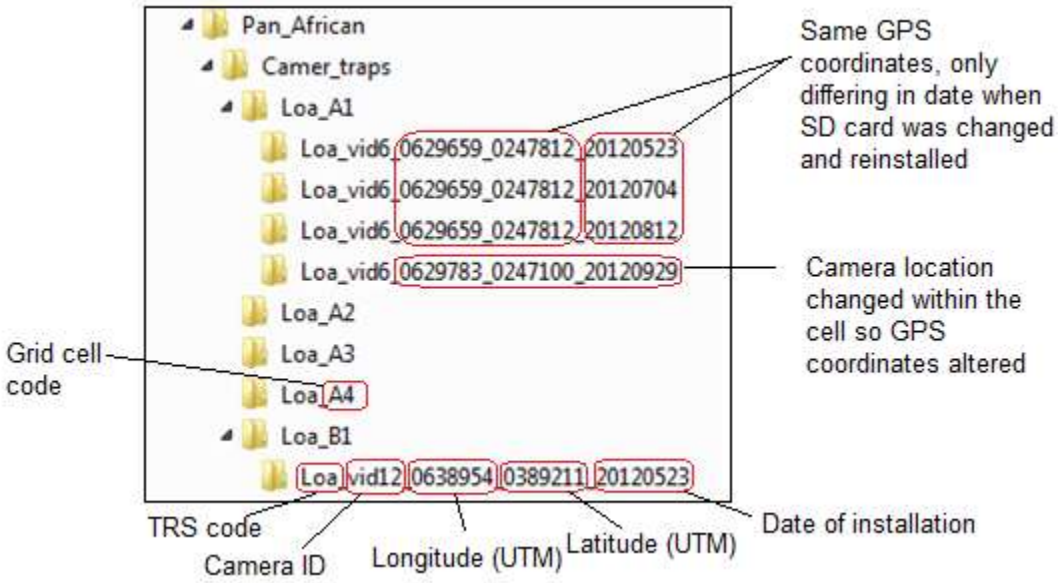


Figure 8-8 Exemple de la structure d'un dossier de stockage de clips vidéo.

Rappel: ne supprimer AUCUN clip vidéo, même s'ils ne contiennent pas d'images d'animaux.

[8] Date d'installation OU de changement de la carte SD – c.-à-d. créez un NOUVEAU dossier chaque fois que vous chargez les vidéos.

8.8 Sources

Rovero, F., Tobler, M. and Sanderson, J. (2010) Camera trapping for inventorying terrestrial vertebrates. In *Manual on field recording techniques and protocols for All Taxa Biodiversity Inventories and Monitoring* (eds. J. Eymann, J. Degreef, C. Häuser, J.C. Monje, Y. Samyn and D. VandenSpiegel), pp. 100-128. The Belgian National Focal Point to the Global Taxonomy Initiative.

Silver, S.C., Ostro, L.E.T., Marsh, L.K., Maffei, L., Noss, A.J., Kelly, M.J., Wallace, R.B., Gomez, H. and Ayala, G. (2004) The use of camera traps for estimating jaguar *Panthera onca* abundance and density using capture/recapture analysis. *Oryx*, 38, 1-7.

9 Échantillons Isotopiques

Objectif : Déterminer le régime alimentaire des chimpanzés, en particulier la quantité de viande ou protéines consommées. Collecter des échantillons correspondant aux niveaux trophiques, couvertures forestières, métabolismes photosynthétiques et autres propriétés biologiques des principales sources de nourriture des chimpanzés.

IMPORTANT

- Poils et os de chimpanzés sont particulièrement importants pour l'analyse des isotopes stables
- Des échantillons tirés de l'environnement des chimpanzés nous permettront de donner un sens aux données isotopiques
- Un double échantillonnage est de règle pour éviter la perte d'échantillons
- N'échantillonnez que les plantes que vous pouvez identifier jusqu'au niveau de l'espèce
- De petites quantités suffisent (4mg) – couper un petit bout de noix/fruit/coquille d'escargot ; 3 ou 4 fourmis/termites par échantillons seulement
- Ne JAMAIS toucher une carcasse en décomposition – référez vous aussi à l'Annexe IV-1 pour plus d'informations sur la collecte d'os[9]
- Utilisez la feuille de saisie de données 'Organic samples' (voir l'Annexe III)

Les échantillons pour l'analyse des isotopes stables seront collectés continuellement tout au long de la période de terrain. Cela inclut des feuilles vertes et de la terre. Les échantillons d'eau ne doivent être pris que de ruisseaux ou de marais et pas de grandes rivières, parce que l'eau d'une rivière ne nous informerait que sur l'endroit où la rivière prend sa source. Stockez les échantillons d'eau dans un tube de 15ml. Prenez 2-3 échantillons d'eau par type d'habitat. Le long des transects, les équipes chercheront des coquilles d'escargots, fourmis légionnaires, termites, os, plumes, etc qu'elles devront collecter et stocker. Notez toujours la position GPS de chaque échantillon collecté et remplissez la feuille de données.

Profitez des jours qui ne sont pas dédiés à la collecte d'autres données pour effectuer un échantillonnage ciblé en parcourant la grille, en particulier les zones non couvertes par la collecte d'autres données, afin d'essayer de collecter ces échantillons.

9.1 Échantillons d'isotopes écologiques

Pour l'analyse du carbone et de l'azote

9.1.1 Poils de grands singes[9]

a) Méthode d'échantillonnage

Collectez des poils des nids à chaque fois que vous voyez un nid, surtout un groupe de nids. La collecte de poils de chimpanzés dans des habitats différents (ex. forêt primaire à marécage, forêt plus sèche, zones côtières) est très importante pour comparaison. Les poils d'un groupe de nids sont les plus importants pour l'analyse car ils représentent plusieurs individus au même moment. Échantillonnez TOUS les nids d'un groupe. Grimpez dans le nid et mettez le nid dans un sac de riz pour le ramener en bas et permettre à tous les membres de l'équipe de chercher autant de poils que possible avec la racine intacte. Mettez tous les poils d'un même nid ensemble dans une enveloppe et notez l'âge estimé du nid (stades 1-4 ; Figures 9-1 à 9-4), et le numéro du nid (pour identifier les groupes de nids). S'il est impossible de grimper dans l'arbre, essayez de le secouer pour faire tomber le nid et chercher les poils par terre.

Collectez aussi des poils de gorilles s'ils sont sympatrique sur le site.

[9] Voir aussi Annexe IV-7 – l'importance de l'échantillonnage temporel

b) Taille d'échantillon souhaitée[10]

Ramassez des poils de **50 nids** (min. 20 nids frais[11] avec au moins 5-15 poils de longueur ~5 cm). Essayez d'obtenir au moins 5 groupes de nids pendant l'étude.

c) Traitement des échantillons

Mettez les échantillons de poils dans des enveloppes Permagin avec étiquetage complet (Tableau 9-1). Rangez les enveloppes scellées dans des sachets Ziploc avec un peu de silica pour garder au sec si nécessaire. NB : Faites de même pour tous les échantillons de poils de gorilles et autres mammifères, c.-à-d. rangez dans une enveloppe étiquetée dans un sachet Ziploc avec silica. Ils peuvent être stockés à température ambiante. Notez l'âge du nid sur l'enveloppe ET dans les données (colonne commentaires).[12]

Tableau 9-1 Étiquetage des échantillons de poils de chimpanzés et autres mammifères

ID échantillon	date	Type d'échantillon	Zone UTM	latitude	longitude	Âge nid (1-4)	hauteur (m)
		Poil de chimp					
		Poil de chimp					

Figure 9-1 Nids frais (stade 1) : toutes les feuilles du nids sont vertes et des odeurs de fèces ou d'urine fraiches sont généralement présentes (Photos: Célestin Kouakou)

Figure 9-2 Nid récent (stade 2) : feuilles séchées de différentes couleurs, le vert peut dominer mais pas d'odeurs de fèces ou d'urine présentes sous le nid. (Photos: Célestin Kouakou)

---

[10] Voir Annexe IV-7 et IV-10 pour une mise à jour des instructions d'échantillonnage de poils de chimpanzés, en se concentrant sur les nids frais, les groupes de nids et une bonne répartition temporelle

[11] Les versions précédentes du protocole ne mettaient pas l'accent sur les nids frais, mais ils sont très importants.

[12] Comme c'était fait rarement (et il n'y a pas de colonne pour l'âge des nids), nous l'avons ajouté explicitement dans la nouvelle version du protocole.

Figure 9-3 Vieux nid (stade 3) : structure toujours à peu près intacte avec la majorité des feuilles marron. (Photos: Célestin Kouakou)

Figure 9-4 Nid décomposé (stade 4) : nid avec des trous, peu ou pas de feuilles, mais toujours identifiable par les branches entremêlées. (Photos: Célestin Kouakou)

9.1.2 Plantes

a) Méthode d'échantillonnage

Collectez des échantillons de plantes qui sont source de nourriture courante pour les chimpanzés (voir l'Annexe I pour une liste d'espèces d'arbres) et échantillonnez la partie de la plante qui est mangée, PAS la partie rejetée. Si vous trouvez des restes de nourritures de chimpanzés, notez les et prenez un échantillon pour analyse des isotopes. Notez la partie de la plante (fruit, pulpe, herbe, feuille, noix, graine, champignon, fleur, écorce, cœur de fibre), le nom et la position dans la canopée (sol, mi-hauteur, haute). Notez l'habitat (forêt primaire, savane, clairière etc). Collectez les plantes toute l'année, même les espèces déjà collectées. Voir l'Annexe IV-10 sur l'échantillonnage pendant la phénologie[13].

Dans chaque type d'habitat, collectez environ 15 échantillons de plantes (graines, noix, cœur de fibre, fruit, feuilles, herbes, pulpe). Dans les populations casseuses de noix, échantillonnez aussi les noix connues pour être mangées par les chimpanzés (*Parinari excelsa, Coula edulis, Panda oleosa*, *Detarium senegalense*, *Sacoglottis gabonensis* et *Elaeis guineensis* etc.). Les plantes échantillonnées pour l'analyse isotopique doivent être identifiées au niveau de l'espèce, sinon elles ne peuvent pas être utilisées. Les graines, noix et fruits sont préférables aux feuilles, sauf si les chimpanzés mangent les feuilles. Cassez ou coupez les fruits à coque dure pour collecter la pulpe, c.-à-d. la partie mangée par les chimpanzés. Environ 4mg suffisent par échantillon, donc pas besoin de collecter un gros fruit en entier.

[13] Dans cette nouvelle version du protocole nous avons ajouté cet échantillonnage mensuel de feuilles d'arbres

N'échantillonnez que les plantes dont vous pouvez identifier l'espèce. Sans connaître l'espèce, nous ne pouvons comparer les rapports isotopiques d'une espèce à travers différents sites.

b) Taille d'échantillon souhaitée

15 espèces de fruits, y compris différents types de fruits et parties de fruits (pulpe, peau, graine, coquille) et 15 autres types de nourriture. Essayez de collecter au moins deux échantillons par espèce, donc un total minimum de 30 fruits et 30 autres types de nourriture.

c) Traitement des échantillons

Prenez une petite partie de la plante : 10g peuvent suffire. Les fruits sont généralement constitués de 80-90% d'eau, donc 10g d'échantillons donneront 1g de matière sèche. Si possible, séchez d'abord l'échantillon au soleil avant de le transférer dans un tube de 50ml rempli aux deux tiers de silica pour prévenir le pourrissement ou le moisissement. L'échantillon ne doit pas entrer en contact direct avec le silica, donc mettez une barrière, comme un bout de papier toilette, sur le silica avant d'y mettre l'échantillon de plante (Figure 9-5). Les feuilles peuvent être mises dans des enveloppes en papier et stockées dans des sachets ziploc avec du silica[14].

Mettez une note dans le tube avec l'échantillon, avec les informations du tableau ci-dessous (Tableau 9-2). Étiquetez ensuite aussi le tube même, et couvrez de scotch pour protéger l'information écrite. Voir la section 9.3 pour le système de codage des échantillons. Réutilisez le silica saturé en le réactivant à la chaleur, mais seulement pour d'autres échantillons isotopiques.

Si la couleur du silica est passée d'orange à blanc, transférez l'échantillon dans un autre tube avec du silica. Les échantillons ne doivent PAS être séchés par le feu à moins que ce ne soit absolument nécessaire, et évitez de les fumer ou de les brûler. Notez sur le tube si du feu a été utilisé pour sécher l'échantillon. Les tubes peuvent être stockés à température ambiante.

Tableau 9-2 Étiquetage pour les échantillons de plantes (Voir section 9.3 pour le système de codage des ID)

ID échantillon	date	Type d'échantillon	Zone UTM	latitude	longitude	Partie de la plante	espèce	habitat
		Plante						
		Plante						

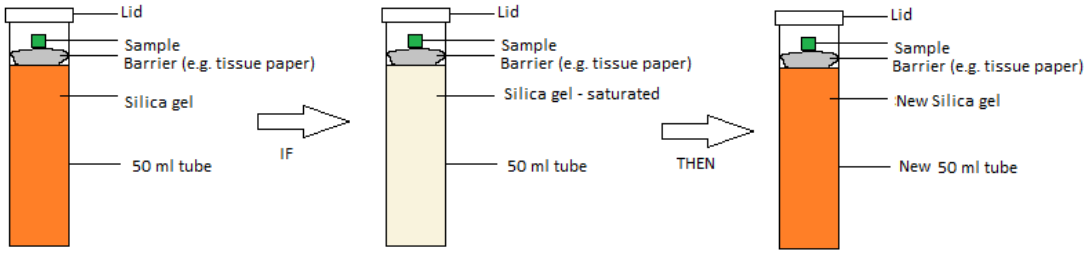


Figure 9-5 Stockage et séquence des échantillons de plantes

9.1.3 Animaux

a) Méthode d'échantillonnage

Collectez des échantillons de tissus animaux à chaque fois que vous en rencontrez et identifiez l'espèce. **Ne jamais toucher une carcasse en décomposition (*danger !*) – n'échantillonnez que des squelettes secs et tissus rattachés.** Si possible (une fois complètement sec), ramenez l'animal mort entier. Inspectez la zone alentour pour chercher d'autres restes animaux[15].

[14] Pas dans les précédentes versions du protocole, mais cela économise de la place, des tubes et du silica.

[15] Une erreur dans les versions précédentes disait « collectez 2 tubes du même échantillon en cas de perte pendant le transit vers Leipzig. » Cela n'est maintenant pas jugé nécessaire.

Exemples de tissus animaux qui peuvent être collectés :

- Plumes : préférable si l'espèce est identifiée, ou au moins le type d'oiseau (rapace, passereau, …)
- Poils : arrachés aux carcasses (mis dans une enveloppe– voir section ci-dessous sur la manipulation[16])
- Os : séchez-les s'ils sont frais pour éviter de moisir, portez des gants pour vous protéger des maladies (voir section ci-dessous sur la manipulation)[17]
- Insectes: échantillonnez des spécimens entiers, ex. fourmis, termites, chenilles, sauterelles
- Écailles : de poisson, serpent, lézard etc.

Prenez des insectes qui sont pertinents pour les chimpanzés (abeilles, fourmis, termites). Les poils de mammifères sont en général plus difficiles à trouver. Cependant, les crottes de carnivores ont normalement beaucoup de poils de leurs proies, donc cherchez des crottes de léopards, chats, hyènes, chiens sauvages, lions, et échantillonnez-les (essayez d'identifier les poils après les avoir lavés dans l'eau. Utilisez aussi les restes d'os dans les crottes pour identifier les os, et stockez les os). Cherchez des poils dans les cachettes des céphalophes ou après une observation directe pour identifier l'espèce. Prenez les poils de léopards sur leurs lieux de repos. Ramassez des tissus d'autres primates (singes, gorilles), y compris des restes de squelettes dès que possible. Échantillonnez des poils, plumes, écailles, chitine d'insecte. Essayez d'estimer l'âge de l'animal (couleur du pelage, os, épiphyses ouvertes/fermées, dentition etc.) et si c'est un adulte ou subadulte (c'est très pertinent pour les isotopes). Indiquez si l'animal est herbivore, omnivore, carnivore ou insectivore, et si l'animal se nourrit par terre ou haut dans la canopée.

Carcasses de chimpanzés:

Les chimpanzés peuvent avoir succombé à des maladies mortelles pour l'Homme, comme le virus d'Ébola ou l'anthrax. Ne touchez et manipulez donc JAMAIS des os sans protection adéquate, et respectez les précautions suivantes.[18]

(i) Quelles protections porter ?

- Gants jusqu'aux manches longues
- 2 masques chirurgicaux sur la bouche et le nez
- Lunettes de protection
- Pantalons longs
- Manches longues
- Bottes (en caoutchouc)

(ii) Quel équipement est nécessaire ?

- Vêtements protecteurs
- GPS, carnet, stylo
- Sacs plastiques grands et solides
- Sacs plastiques plus petits
- Pince et pincette
- Tubes à RNAlater
- Grand seau
- Formol (achetez une bouteille de formol (= ~37-43% formaldehyde) à la pharmacie locale)
- eau (~ 10 ml d'eau)
- Si disponible : désinfectant pour les mains
- pétrole + briquet (pour brûler les gants et autres contaminés)
- [éventuellement : pelle pour couvrir ou enterrer des carcasses pas encore décomposées]

[16] Omis dans les versions précédentes, mais toutes les carcasses doivent être manipulées avec extrême précaution
[17] Une erreur dans les versions précédente disait 'os avec du tissu attaché', mais nous pouvons utiliser tous les os.
[18] Voir aussi l'Annexe IV-1 pour une mise à jour de la collection d'os NON TRAITÉS

(iii) Comment manipuler et collecter les os/squelettes en sécurité ?

1. AVANT d'approcher ou de toucher les os, mettez vos vêtements protecteurs
2. Notez la position GPS de l'endroit où vous avez trouvé les os et prenez quelques notes (ex. date, végétation, signes indiquant la cause de la mort, autres os/carcasses trouvées dans la zone ?...)
3. Si vous **trouvez des asticots sur les os**, transférez-en quelques-uns dans un tube à RNAlater en utilisant une pincette (désinfectez-la toute une nuit dans du formol à 2-5%). Fermez le tube et agitez vigoureusement. Stockez le tube une nuit si possible dans un frigo, ou sinon à température ambiante. Congelez le tube le lendemain, ou stockez-le aussi froid que possible.
4. Prenez des échantillons de tissu comme décrit précédemment.
5. Utilisez un grande pince pour mettre les os dans un sac plastique solide. Si vous avez le choix, préférez les os longs.
6. Si le **crâne** est là, emmenez-le avec vous et désinfectez le comme décrit plus bas.
7. Ensuite enlevez vos vêtements protecteurs SANS VOUS CONTAMINER. Brûlez les gants et les masques sur place ou ramenez-les et brûlez-les au camp.
8. Avant d'enlever le masque, mettez le sac avec les os dans un autre sac plastique. Ne touchez pas le sac contenant les os, car l'extérieur peut être contaminé. Retournez simplement le second sac sur le premier et fermez le. Les os peuvent à présent être transportés de façon sécurisée.
9. Enlevez les masques en faisant attention à ne toucher que les élastiques, puis brûlez-les.
10. Lavez-vous les mains et utilisez du désinfectant pour mains si vous en avez.
11. Désinfectez l'extérieur de vos chaussures toute une nuit dans du formol à 2-5% et lavez vos vêtement dans de l'eau de javel.

(iv) Comment désinfecter les os ramassés ?

1. Désinfectez les os pendant plusieurs jours dans du formol à 2-5% (c.-à-d. environ 500ml de formol concentré (formaldéhyde ~37-43%) pour 10 Litres d'eau)
2. Enfilez des gants (le formol est très toxique !), remplissez un seau de formol dilué et mettez le sac plastique contenant les os dedans. Le sac doit être entièrement submergé. Ouvrez le sac et laissez-le se remplir entièrement. Couvrez le seau et laissez les os pendant plusieurs jours dans le formol.
3. Ensuite enlevez les os du formol (portez des gants pour le faire !) et rincez-les dans de l'eau ou de l'eau de javel. Ensuite, laissez-les sécher à l'air libre.
4. Brûler les sacs plastiques et jetez le formol dans un endroit sûr (PAS dans un ruisseau ou une rivière !)

(v) Que faire si une carcasse n'est pas encore décomposée ?

1. Mettez d'abord vos vêtements protecteurs comme décrit précédemment
2. Notez la position GPS et prenez quelques notes (voir ci-dessus)
3. S'il y en a, prenez **quelques asticots** et mettez-les dans un tube à RNAlater comme décrit plus haut
4. Si le corps n'est pas encore trop décomposé, faites un prélèvement du nez :
   - ⇨ Insérez un coton-tige dans une narine et tournez-le à l'intérieur. Mettez ensuite le coton-tige dans un tube à RNAlater et stockez le tube comme indiqué plus haut.
5. Ensuite enterrez la carcasse ou couvrez-la de terre, mais de telle manière que les mouches et fourmis puissent passer pour consommer la viande.
6. Notez la position GPS de la tombe et éventuellement marquez-la en plus (ex. ruban fluo).
7. Brûler ou désinfectez vos vêtements protecteurs comme précédemment.
8. Après quelques semaines ou mois, en fonction du stade de décomposition, retournez à la carcasse pour prendre quelques os (portez vos vêtements protecteurs !!).
9. Désinfectez les os dans du formol 5% comme décrit plus haut.

b) Taille d'échantillon souhaitée

- 10 x herbivores
- 10 x omnivores/insectivores
- 5 x carnivores
- 5 x insectes (par catégorie de termite, fourmi et abeille)[19]

c) Traitement des échantillons

Si l'échantillon est petit, stockez-le dans un tube de 15 ou 50ml rempli aux deux tiers de silica. Les insectes comme les fourmis, termites et abeilles peuvent être stockés dans des tubes vides de 15ml sans silica. Pour des gros spécimens, par ex. des os, stockez dans un sac Ziploc avec du silica et changez le silica jusqu'à ce que l'os soit complètement sec (Figure 9-6). Insérez toujours une note avec toutes les informations (Tableau 9-3) dans le tube/sac et libellez aussi le tube/sac à l'extérieur, en le protégeant avec du scotch. Voir Section 9.3 pour le système de codage. Stockez les tubes/sacs à température ambiante.

Tableau 9-3 Étiquetage pour le stockage de petits échantillons animaux et carcasses entières.

ID échantillon	date	Type d'échantillon	Zone UTM	latitude	longitude	Espèce animale	tissue(s) échantillonné	Régime alimentaire	Position canopée	âge
		animal								
		animal								

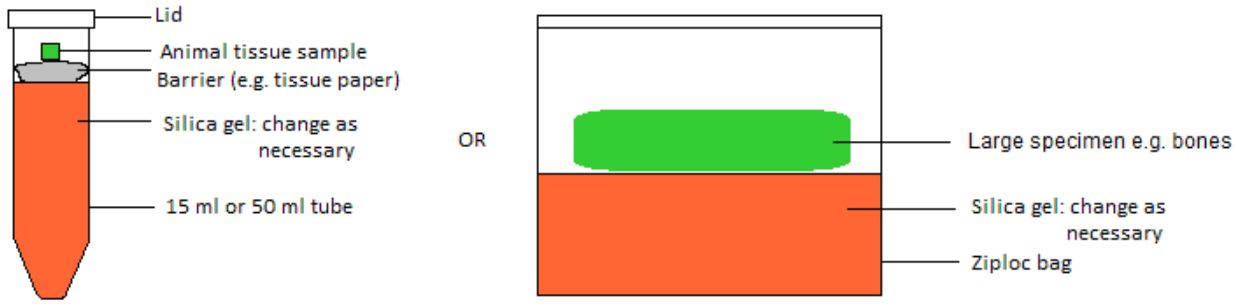


Figure 9-6 Méthode de stockage de petits échantillons animaux et carcasses entières.

(i) Fourmis légionnaires

Les fourmis légionnaires (aussi appelées « magnans ») forment des colonies souterraines temporaires gigantesques de millions d'individus. L'ouverture de la fourmilière en terre meuble est typique. Elles sont nomades et raflent régulièrement de larges termitières. Les chimpanzés sont connus pour manger les larves en les extrayant directement avec la main ou pour pêcher les soldats avec des tiges. Les soldats doivent donc être collectées pour analyse isotopique et identification.

Les fourmilières sont souvent situées au pied des arbres (Figure 9-7 a). Elles sont reconnaissables au sable remonté vers la surface (Figure 9-7 b-d). Vous pourrez peut-être aussi observer les fourmis proches de leur fourmilière – ce sont des insectes sociaux et donc toujours en groupes. Les fourmilières de certaines espèces sont presque impossibles à détecter car elles sont couvertes de feuilles (Figure 9-7 e). Vous pourrez également rencontrer des autoroutes de fourmis en recherche de nourriture ou en migration (Figure 9-7 f). Quand les fourmis légionnaires déménagent, elles transportent les œufs, les larves et la reine vers la nouvelle fourmilière. Quand elles chassent, elles forment des hordes raflant le sol et transportant des morceaux d'insectes et de petits mammifères jusqu'à leur fourmilière.

[19] Ajouté à cette version du protocole pour plus de clarté, mais voir aussi plus bas l'échantillonnage des abeilles, fourmis et termites.

Figure 9-7 a) Fourmilière légionnaire au pied d'un tronc d'arbre – ici les fourmis sont visibles à l'entrée; b-d) Fourmilière légionnaire reconnaissable au sable remonté à la surface ; e) Autoroute de fourmis légionnaire en recherche de nourriture, avec des portions cachées par du sable et des feuilles ; f) Autoroute de fourmis en recherche de nourriture. Les gros soldats sont souvent au bord pour protéger les ouvrières plus petites et les biens qu'elles transportent (Photos a-e: Yasmin Moebius; Photo f: Casper Schöning)

Pour l'analyse isotopique, attrapez des fourmis avec une pincette, décapitez-les et stockez-les dans un tube vide de 15ml (Figure 9-8 a). Comptez 2-3 fourmis par tube pour l'analyse isotopique. Attrapez 2-3 autres fourmis dans un autre tube en cas de perte pendant le transit vers Leipzig. Le tube dupliqué portera exactement le même code ID et la même information que l'autre tube.

Pour l'identification ultérieure en Allemagne, attrapez des fourmis avec une pincette et transférez-les dans un tube en verre de 5ml rempli d'alcool à 70% (Figure 9-8b). Ne prenez que les

soldats les plus massives pour l'identification et pas les petites ouvrières. Attrapez environ 5 spécimens de gros soldats.

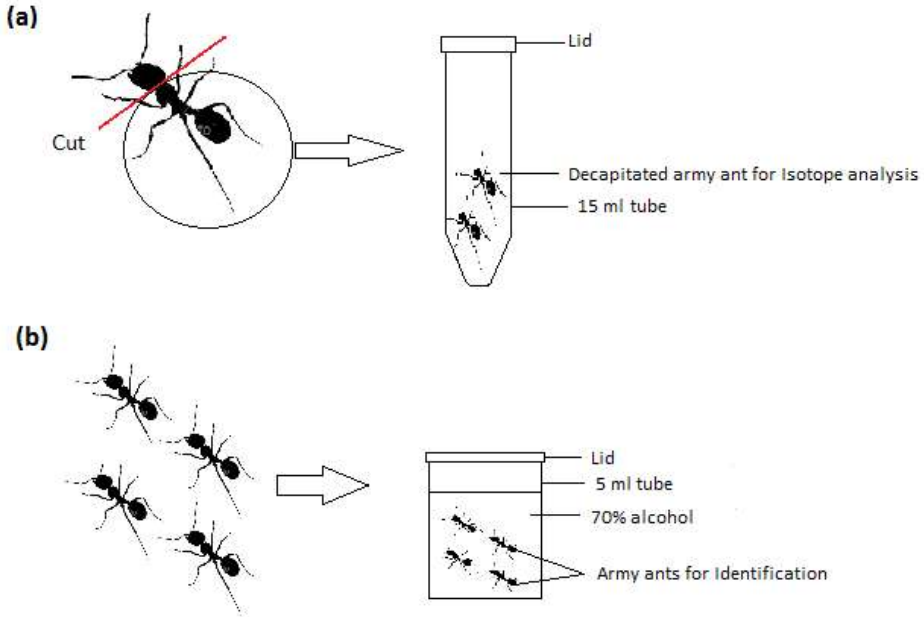


Figure 9-8 Méthodes de stockage pour les fourmis légionnaires pour (a) l'analyse isotopique et (b) l'identification.

(ii) Abeilles

Les chimpanzés sont connus pour aimer le miel et ont été observés en train d'attaquer des ruches et extraire le miel avec différentes techniques qui peuvent comprendre jusqu'à 5 différents types d'outils. Si les abeilles mellifères sont attaquées par toutes les populations de chimpanzés connues, différentes populations attaquent différentes espèces d'abeilles sans dard (« Mélipones » ; Fibure 9-9). Plus de 30 espèces de Mélipones sont connues en Afrique et 8 espèces sont connues pour être attaquées avec des outils par les chimpanzés. Échantillonnez les grosses Mélipones (env. 1cm de long) et les petites (env. 3mm de long). Les abeilles charpentières (*Xylocopa* sp.) sont aussi régulièrement mangées mais elles construisent des colonies beaucoup plus petites et des petites ruches dans des branches mortes encore suspendues. C'est pourquoi vous devez échantillonner différentes espèces de Mélipones et d'abeilles mellifères dans des tubes avec de l'alcool à 70% étiquetés, pour identification ultérieure, et dans des tubes vides pour analyse isotopique. (Figure 9-10). Prenez 2-3 abeilles par tube pour l'analyse isotopique et dupliquez l'échantillon dans un autre tube avec exactement le même code ID et les mêmes informations en cas de perte pendant le transport vers Leipzig.

Figure 9-9 Abeilles Mélipones (*Meliponae* sp.) dans leur ruche. Au centre, on peut voir le miel. (Photo: Christophe Boesch)

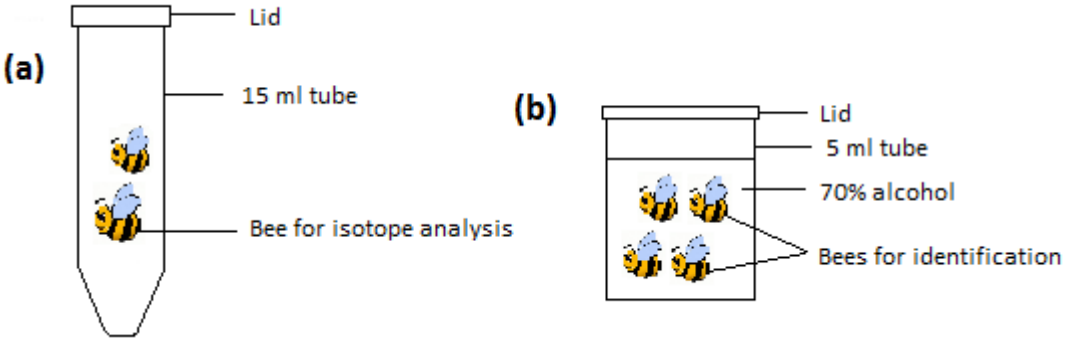


Figure 9-10 Méthodes de stockage pour les abeilles Mélipones pour (a) l'analyse isotopique et (b) l'identification

(iii) Termites[20]

Ramassez des termites de différents types de termitières qui sont recensées pendant les transects-bandes et dans chaque type d'habitat. Pour l'analyse isotopique, prenez 2-3 termites par termitière avec une pincette, décapitez-les et stockez dans des tubes vides de 15ml (Figure 9-11a). Pour l'identification ultérieure, prenez 5 spécimens de termites par termitière et stockez-les dans des tubes en verre de 5ml remplis d'alcool à 70% (Figure 9-11b). Comme pour les fourmis légionnaires et les abeilles, dupliquez les échantillons pour analyse isotopique en donnant exactement le même ID et les mêmes informations.

Assurez-vous de prendre au moins les trois espèces suivantes qui sont connues pour être régulièrement mangées par les chimpanzés (voir section 13.2.2 pour des illustrations) :

- Espèces de *Macrotermes*
- Espèces de *Thoracotermes*
- Espèces de *Cubitermes*

[20] Voir aussi les Annexes IV-6 et IV-8 concernant la collection des termites et les tubes en verre.

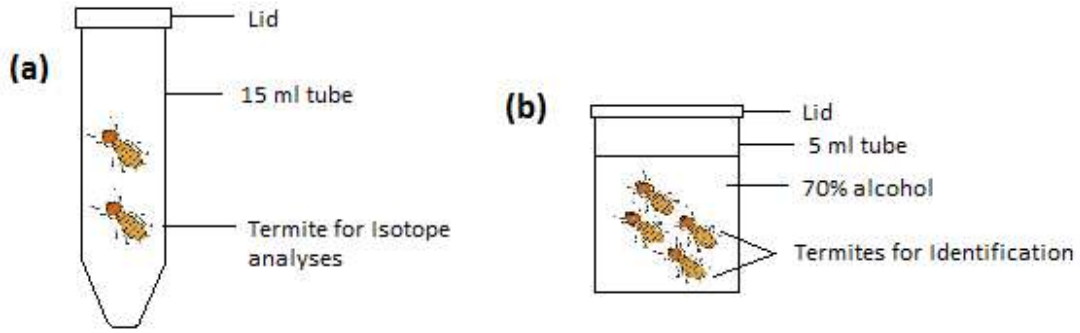


Figure 9-11 Méthodes de stockage des termites pour (a) l'analyse isotopique et (b) l'identification.

9.2 Échantillons de référence géologique[21]

Un grand mystère de la vie des chimpanzés est la distance sur laquelle les femelles se dispersent en quittant leur groupe natal. L'analyse des isotopes du Strontium a le potentiel de répondre à une telle question, car les propriétés isotopiques de zones différentes au sein d'une région peuvent être très différentes, permettant de retrouver où un individu a passé sa jeunesse. C'est pourquoi une cartographie des isotopes du strontium (86Sr/87Sr) dans la grille et surtout de part et d'autre d'une rivière peut être très informative.

a) Méthode d'échantillonnage

Notre objectif est de définir le site en utilisant les isotopes du strontium ; avec les échantillons collectés nous déterminons les signatures locales dépendantes de la géologie/roche mère. Ramassez une coquille de noix et d'escargot et de la terre de termitière dans chaque cellule de forêt et de savane. De petites quantités suffisent. Souvenez-vous de toujours noter la localisation GPS précise de l'échantillon. Collectez de l'eau en mode opportuniste[22].

b) Taille d'échantillon souhaitée[23]

3 par unité d'échantillonnage, incluant :

(i) Coquille d'escargot

Cherchez des coquilles d'escargots vides, ex. *Achatina fulica* (Figure 9-12) et notez les coordonnées exactes. Vous pouvez la casser en petits morceaux pour la faire rentrer dans un tube de 15 ml.

(ii) Toutes les espèces de noix

Prenez des noix qui n'ont plus de pulpe de fruit mais qui sont encore dures, sèches et pas complètement pourries. Notez les coordonnées GPS de l'endroit où vous les avez trouvées. Essayez de casser la noix pour la faire rentrer dans un tube de 15 ml.

(iii) Échantillons de terre

Cherchez des termitières à la surface du sol (voir exemples Figures 9-13, 12-8, 12-9). Cassez des petits morceaux de la termitière et remplissez un tube de 15ml à moitié. Notez les coordonnées GPS de l'endroit où vous avez trouvé la termitière. Souvenez-vous en rangeant l'échantillon de terre ou de termitière de ne PAS mettre le silica directement dans le tube (sinon la séparation pour l'analyse sera très difficile !). Rangez le tube dans un sac avec du silica.

(iv) Échantillons d'eau

Collectez de l'eau dans un tube de 15ml (voir l'Annexe IV-10).[22]

---

[21] Voir l'Annexe IV-10 sur les échantillons d'eau

[22] Cela manquait dans la section isotope des versions précédentes du protocole et n'était que mentionné dans le tableau récapitulatif.

[23] Pour clarifier : un de chaque (1 coquille de noix, 1coquille d'escargot, 1 terre de termitière dans chaque cellule)

Figure 9-12 Coquille d'escargot *Achatina fulica*

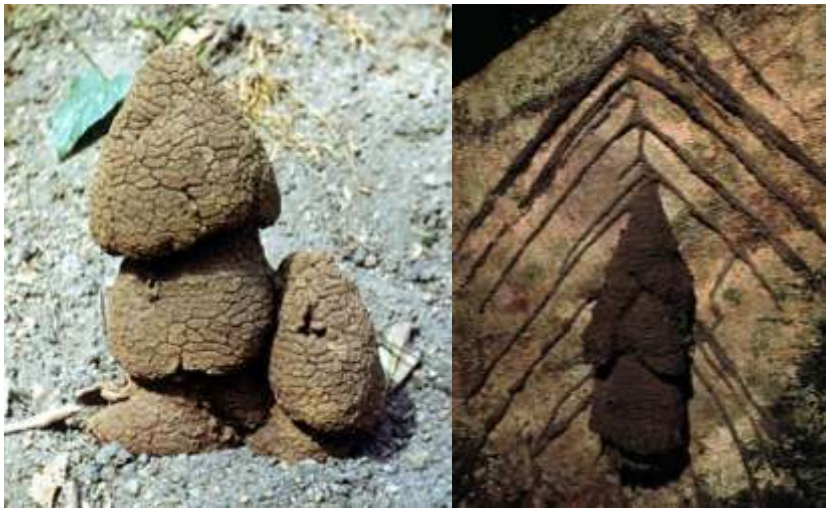


Figure 9-13 Termitière, *Procubitermes*

c) Traitement des échantillons

Cassez la coquille (de noix et d'escargot) en petits morceaux et remplissez un tube de 15 ml à moitié ; 1 g de chaque échantillon suffisent (Figure 9-14). Couvrez l'échantillon avec un bout de papier et finissez de remplir le tube avec du silica pour garder l'échantillon au sec. Changez le silica s'il devient saturé (perd sa couleur orange). N'oubliez pas d'inclure une note avec toutes les informations importantes (Tableau 9-4) dans le tube, et d'étiqueter le tube même en le protégeant avec du scotch. Voir Section 9.3 pour le système de codage des ID.

Tableau 8-4 Étiquetage pour les échantillons de référence géologique

ID échantillon	date	Type d'échantillon	Zone UTM	latitude	longitude	échantillon
		géologie				

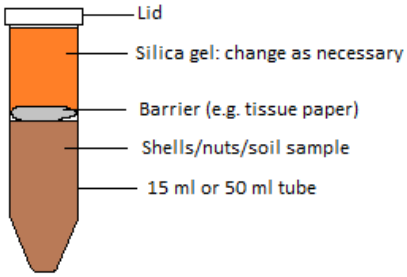


Figure 9-14 Méthode de stockage des échantillons de référence géologique.

9.3 Système de codage pour les échantillons

Utilisez le système de codage unique suivant pour tous les échantillons :

"code TRS" _ "numéro ID d'échantillon"

Le numéro ID d'échantillon est unique et chaque échantillon a son propre numéro (exceptions ci-dessous). Donc les troisième et quatrième échantillons collectés à Nathia auront les codes : **Nat_003** and **Nat_004**, respectivement.

Quand plus d'un échantillon est collecté d'un arbre/crotte/termitière pour différentes analyses, alors une extension est donnée :

"code TRS" _ "numéro ID d'échantillon" _ "extension"

Ceux-ci ont le même code TRS et numéro d'échantillon mais diffèrent par leurs extensions. Par exemple si le sixième échantillon collecté à Nathia était une termite pour analyse d'isotopes stables et pour identification de l'espèce, ils recevront les codes suivants :

Analyse d'isotopes stables: **Nat_006_a**
Identification de l'espèce: **Nat_006_b**

9.4 Sources

Oelze, V.M., Fuller, B.T., Richards, M.P., Fruth, B., Surbeck, M., Hublin, J. and Gottfried, H. 2011. Exploring the contribution and significance of animal protein in the diet of bonobos by stable isotope ration analysis of hair. *PNAS*, doi: 10.1073/pnas.1018502108.

Sanz, C., Morgan, D., Strindberg, S.Onononga, J.R. 2007. Distinguishing between the nests of sympatric chimpanzees and gorillas. *Journal of Applied Ecology* **44**, 263 – 272.

10 Échantillons génétiques et pathogènes

Objectif : Collecter des échantillons pour analyses génétique et du contenu en pathogènes

IMPORTANT

- Ne collectez que des échantillons frais car l'ADN et les pathogènes sont très sensibles à la dégradation par le temps et l'humidité
- Stockez les échantillons rapidement pour empêcher la dégradation de l'ADN
- Toujours porter des gants pour récolter des échantillons de fèces
- Saisissez régulièrement l'information sur les échantillons collectés sur le fichier Excel prévu à cet effet pour être toujours à jour – c'est crucial pour demander à temps l'obtention des permis d'exportation
- Utilisez la feuille de saisie de données 'Organic samples' (voir l'Annexe III)
- Voir l'Annexe IV-5 pour une mise à jour sur la collecte d'échantillons génétiques.

Échantillonnez des fèces fraiches de chimpanzés chaque fois que vous en rencontrez. Cependant vous devez aussi effectuer un échantillonnage ciblé. Profitez des jours qui ne sont pas dédiés à la collecte d'autres données pour parcourir la grille, en particulier les zones non couvertes par la collecte d'autres données, afin d'essayer de trouver des crottes fraiches.

10.1 Échantillons génétiques

La collecte d'échantillons de fèces et autres comme du sperme ou des restes de nourritures de chimpanzés représentent une méthode non invasive pour obtenir de l'ADN pour des analyses génétiques de paternité, parenté et dispersion. De plus, des informations sur la structure génétique, le sex-ratio, la composition, taille de territoire, l'utilisation de l'habitat et le régime alimentaire d'un groupe peuvent être obtenus de ces échantillons. Prenez des échantillons pendant les recces, transect-ligne (**c.-à-d. à chaque fois que vous trouvez une crotte, notez l'information et prenez un échantillon !**) et de manières opportuniste et ciblée. L'extraction d'ADN des crottes a beaucoup plus de succès que des restes de nourriture (Figure 11-1). N'échantillonnez des restes de nourriture que si vous ne trouvez pas de crottes.

Échantillonnage et stockage des échantillons pour analyses génétiques :

Stade 1

Matériel nécessaire:

- Tubes 50 ml tubes contenant du silica (neuf donc pas réchauffé/réactivé)
- éthanol dénaturé (en pharmacie, 97% (le plus fort sera le mieux))
- Tubes de 50 ml vides

Préparation:

- Versez environ 40 ml d'éthanol dans les tubes vides pour la collecte des échantillons

Échantillonnage:

Mettez une noisette de fèces fraiche (env. 5g) dans un tube avec ~ 40ml d'éthanol. Enlevez les grosses particules comme les graines avant de transférer l'échantillon dans le tube. Toujours porter des gants. Il est important de ne jamais toucher l'échantillon directement pour éviter une contamination.

Laissez les échantillons dans l'alcool une nuit pour les déshydrater avant de les transférer sur du silica (voir plus bas).

Stade 2 (après 24 heures dans l'éthanol)

Transférez la boule de matière fécale (ou autre matériel organique comme du sperme) de l'alcool vers un tube neuf à silica pour continuer le séchage. Veillez ici aussi à ne pas toucher l'échantillon. Videz doucement l'alcool du tube avec le couvercle mal fermé, puis transférez le matériel solide dans le nouveau tube. Étiquetez le tube et stockez-le à température ambiante.

Il est important que toute information associée à chaque échantillon (identifié par un numéro ID unique) soit notée sur la feuille et saisie sur l'ordinateur dans la feuille correspondante. Les tubes doivent être libellés selon le tableau ci-dessous (Tableau 10-1)[24]. Si vous trouvez des poils dans les fèces, séchez-les et stockez-les séparément dans une enveloppe en papier pour analyse isotopique (voir section 9.1.1).

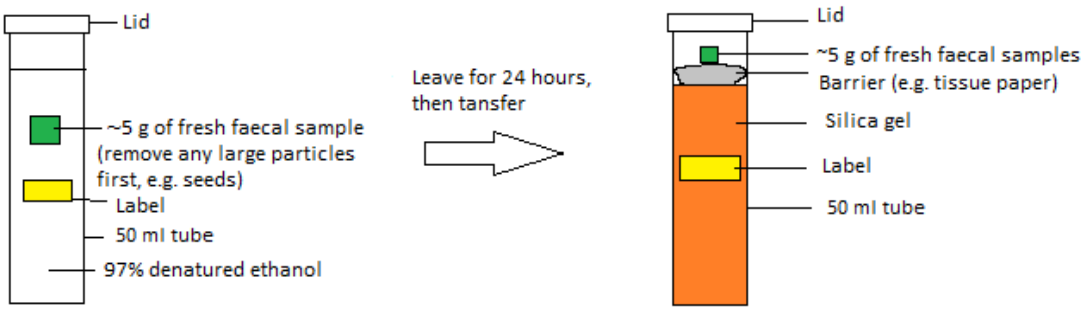


Figure 10-1 Processus de stockage des échantillons génétiques.

10.2 Échantillons de pathogènes

Les crottes fraiches sont aussi échantillonnées pour analyse des pathogènes. Il est très important de suivre ces instructions avec attention pour assurer une bonne collecte des échantillons et leur permettre d'être analysés.

Échantillonnez les **crottes les plus fraiches possibles** dans les tubes.

Comment remplir les tubes:

Versez 10ml de RNAlater dans un tube de 15ml. Le RNAlater est **très cher** donc assurez-vous de ne pas en mettre à côté ou d'en utiliser plus qu'indiqué. Mettez un bout de crotte de la taille d'un petit haricot dans le tube et agitez vigoureusement.

- **Ne prenez pas plus de fèces qu'indiqué car sinon il n'y aura pas assez de RNAlater par rapport à la quantité de crotte dans le tube.**
- **Ne touchez pas l'intérieur des tubes.**
- **Agitez bien les tubes, au moins 20 fois vigoureusement.**

Fermez les tubes correctement et stockez-les dans un endroit aussi froid que possible, à l'abri du soleil, idéalement dans un frigo ou un congélateur. Gardez-les en position verticale pour éviter les fuites.

[24] Une erreur dans les versions précédentes disait « mettez un bout de papier à l'intérieur avec toutes les informations ». Les échantillons génétiques sont très susceptibles aux contaminations et tous les efforts doivent être faits pour s'assurer qu'aucune contamination humaine n'a lieu. NE LIBELLEZ QUE L'EXTÉRIEUR DES TUBES !

10.3 Étiquetage des échantillons

Tableau 10-1 Étiquetage des tubes d'échantillons génétiques et pathogènes

ID échantillon	date	Type d'échantillon	zone UTM	latitude	longitude	espèce	analyses
		fèces					génétiques
		fèces					pathogènes

Important: sur le terrain, tous les échantillons collectés doivent être saisis dans un fichier de données avec toutes les informations associées.

10.4 Système de codage des échantillons

Utilisez le système de codage unique suivant pour tous les échantillons (ID échantillon):

"code TRS" _ "numéro ID d'échantillon"

Le numéro ID d'échantillon est unique et chaque échantillon a son propre numéro (exception ci-dessous). Donc les troisième et quatrième échantillons collectés à Nathia auront les codes : **Nat_003** and **Nat_004**, respectivement.

Quand plus d'un échantillon est collecté d'un arbre/crotte/termitière pour différentes analyses, alors une extension est donnée :

"code TRS" _ "numéro ID d'échantillon" _ "extension"

Ceux-ci ont le même code TRS et numéro d'échantillon mais diffèrent par leurs extensions. Par exemple si le sixième échantillon collecté à Nathia était une termite pour analyse d'isotopes stables et pour identification de l'espèce, ils recevront les codes suivants :

Analyse d'isotopes stables: **Nat_006_a**
Identification de l'espèce: **Nat_006_b**

10.5 Sources

Nsubuga A.M., Robbins M.M., Roeder A., Morin P., Boesch C. and Vigilant L. (2004) Factors affecting the amount of genomic DNA extracted from ape faeces and the identification of an improved sample storage method. *Molecular Ecology* **13**: 2089-2094.

11 Échantillons alimentaires et d'urine

Objectif: Identifier le régime alimentaire des chimpanzés par la collecte et l'analyse de fèces, et déterminer leur statut nutritionnel par les échantillons d'urine.

IMPORTANT

- Une identification rapide du régime alimentaire aide aussi à déterminer l'étude phénologique en incluant les arbres nourriciers importants.
- Toujours porter des gants en récoltant l'urine ou les fèces pour éviter toute contamination.
- Brûler tout matériel ayant été en contact avec les fèces de chimpanzés.
- Utiliser la feuille de saisie de données 'Faecal samples diet' pour le régime alimentaire et 'Organic samples' pour l'urine (voir l'annexe III)
- Voir aussi l'Annexe IV-9 sur les plantes médicinales et l'Annexe IV-7 sur l'échantillonnage temporel[27]

Collectez les fèces et l'urine de chimpanzés chaque fois que vous en rencontrez pendant toute l'étude. Cependant vous devez aussi effectuer un échantillonnage ciblé les jours qui ne sont pas dédiés à la collecte d'autres données pour trouver ces échantillons. Parcourez la grille, en particulier les zones non couvertes par la collecte d'autres données.

11.1 Régime alimentaire des chimpanzés[25]

Quand vous rencontrez des crottes de chimpanzés fraiches ou vieilles, lavez-les et tamisez-les pour déterminer le régime alimentaire des chimpanzés sur le site. Si la crotte est fraiche, prenez aussi un échantillon génétique et pathogène et étiquetez-les et stockez-les correctement. Une fois ces échantillons prélevés, emballez le reste dans une feuille d'aluminium, ramenez-le au camp et lavez-le (ex. dans un ruisseau) : placez la crotte dans une passoire et rincez jusqu'à ce que toutes les parties molles soient parties. Identifiez et retirez les grosses particules avec une pincette et notez l'information dans la feuille de données correspondante. Séchez autant que possible les plantes qui ne peuvent être identifiées sur place et stockez-les dans des tubes ou des sacs plastique avec du silica pour identification ultérieure par un expert. Séchez toutes les graines identifiées et stockez-les dans des tubes de 50ml remplis aux deux tiers de silica pour nos archives et analyses ultérieures[26].

Les fèces peuvent aussi contenir des poils de grands singes qui peuvent être utilisés pour des analyses isotopiques et doivent être stockés correctement. Mettez tous les poils dans des enveloppes fermées, qui doivent elles-mêmes être rangées dans des sachets Ziploc avec du silica (voir section 9.1.1).

Enlevez les restes animaux, comme des peaux, os ou plumes trouvées dans les crottes, lavez-les, séchez-les et rangez-les dans des tubes de 15 ml ou 50 ml avec du silica pour analyse isotopique et identification s'ils ne peuvent être identifiés immédiatement. Écrivez qu'ils viennent de fèces.

Les restes de nourriture des chimpanzés peuvent aussi donner de précieuses informations sur ce qu'ils peuvent manger qui ne laisse pas de trace dans les fèces. Les chimpanzés sont bien connus pour préparer leur nourriture avant ingestion, et de le faire plus que toutes les autres espèces de primates qui peuvent vivre en sympatrie dans votre grille. Donc c'est une importante source d'information.

Comment reconnaître les **restes de nourriture des chimpanzés** ?

[25] Voir aussi l'Annexe IV-7 – l'importance de l'échantillonnage temporel

[26] Une version précédente disait à tort que les graines identifiées seraient utilisées pour analyse isotopique. Soyons clair : TOUTES les graines identifiées ET non identifiées des crottes sont stockées dans des tubes à silica.

[27] Ajout au protocole original : Annexe IV

- Les gros fruits, comme *Parinari*, *Sacoglottis* ou *Klainedoxa*, sont souvent mangés par terre. Les chimpanzés en ramassent quelques-uns, pèlent la **peau des fruits** avant de les mâcher. Des restes de peau de fruits par terre plus ou moins en tas sont donc un bon signe qu'un chimpanzé a mangé.
- Les chimpanzés font aussi régulièrement des « **mâchats** » (Figure 11-1) de fruits pulpeux, comme *Parinari* et *Sacoglottis*, pour extraire le jus sans ingérer la pulpe. Un mâchât ressemble à une empreinte dentaire. Donc trouver des mâchats par terre est un signe certain de chimpanzé.
- De même, trouver des **noyaux** de fruits en tas, desquels la chair a été enlevée, est aussi un signe de chimpanzé.
- Les chimpanzés mangent la THV principalement en extrayant le cœur blanc et tendre des plantes : la seule partie qu'ils mangent. Vous trouverez donc les parties vertes des THV par terre, ouvertes de façon à extraire le cœur.
- Enfin, quand ils mangent des petits fruits qui sont en grande quantité sur des petites branches de la couronne des arbres, comme *Dialium* et *Tricoscypha*, les chimpanzés ont tendance à casser une branche portant des grappes de fruits, s'asseoir sur une grosse branche et manger. Vous trouverez des branches cassées avec presque tous les fruits mangés éparpillées sous ces arbres.

Figure 11-1 Un mâchât fait par un chimpanzé (Photo: Sonja Metzger/WCF)

11.2 Urine de Chimpanzé

L'urine est un produit de l'organisme très informatif mais assez rare et difficile à trouver sur le terrain. Si vous avez la chance d'en rencontrer, faites donc de votre mieux pour la collecter.

Les échantillons d'urine servent à déterminer le statut nutritionnel des grands singes. Collectez l'urine fraîche sous les nids de chimpanzés, sur des feuilles ou autres objets, avec une pipette jetable et transférez-la dans un tube Eppendorf de 1,5ml. Utilisez des tubes différents pour l'urine de différents individus (c.-à-d. de nids différents). Après avoir libellé le tube, stockez-le au congélateur. S'il n'y a pas

de possibilité de congélation, pipetez autant d'urine que possible sur un papier filtre (Figure 11-2). Ensuite séchez et stockez le papier filtre imbibé d'urine avec un peu de silica (voir see Marshall & Hohmann, 2005).

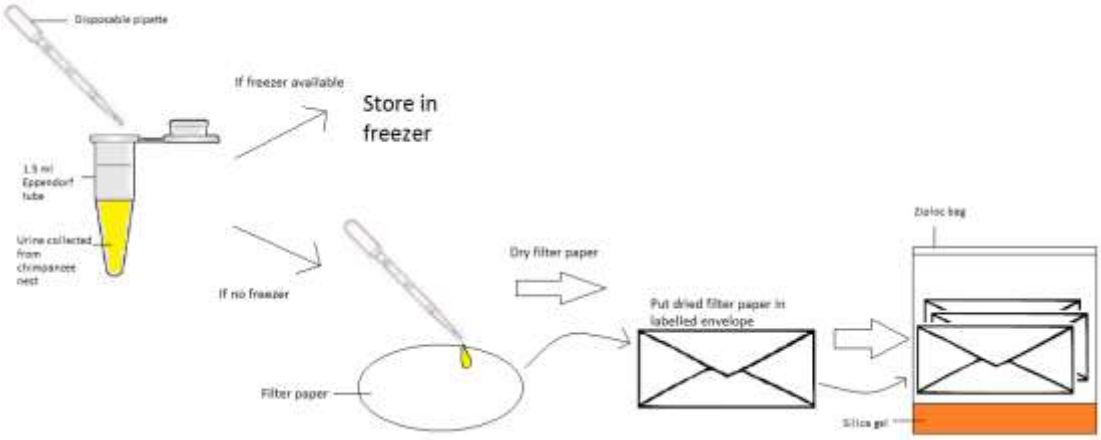


Figure 11-2 Processus de stockage de l'urine de chimpanzé.

11.3 Étiquetage des échantillons

Tableau 11-1 Étiquetage à utiliser pour les échantillons alimentaires et d'urine

ID échantillon	date	Type d'échantillon	zone UTM	latitude	longitude	espèce	analyse
		fèces					régime alimentaire
		urine					

Important : sur le terrain, tous les échantillons collectés doivent être écrits sur une feuille de données avec toutes les informations associées.

11.4 Système de codage des échantillons

Utilisez le système de codage unique suivant pour tous les échantillons :

"code TRS" _ "numéro ID d'échantillon"

Le numéro ID d'échantillon est unique et chaque échantillon a son propre numéro (exceptions ci-dessous). Donc les troisième et quatrième échantillons collectés à Nathia auront les codes : **Nat_003** and **Nat_004**, respectivement.

Quand plus d'un échantillon est collecté d'un nid ou d'une crotte pour différentes analyses, alors une extension est donnée :

"code TRS" _ "numéro ID d'échantillon" _ "extension"

Ceux-ci ont le même code TRS et numéro d'échantillon mais diffèrent par leurs extensions. Par exemple si de l'urine et des fèces fraiches sont trouvées à un nid, donc un individu, les échantillons recevront les codes suivants :

- Échantillon d'urine : **Nat_010_a**
- Crotte pour analyse génétique : **Nat_010_b**
- Crotte pour analyse des pathogènes : **Nat_010_c**
- Crotte pour analyse du régime alimentaire: **Nat_010_d**

11.5 Sources

Marshall, A.J. & Hohmann, G. 2005. Urinary testosterone levels of wild male bonobos (*Pan paniscus*) in the Lomako Forest, Democratic Republic of Congo. *American Journal of Primatology* **65**, 87-92.

12 Pièges

Objectif : Identifier l'abondance et la diversité des abeilles, et utiliser les mouches à viande pour évaluer la biodiversité de la région.

IMPORTANT
- Ne mettez les pièges en place que les jours de beau temps
- Utilisez la feuille de saisie de données 'Traps'

12.1 Abeilles Mélipones

Les ruches sont très difficiles à repérer, surtout les ruches souterraines qui ont une entrée souvent très petite (Figure 8-4 b; Figure 12-1). Les pièges avec appât sont donc une manière plus précise d'estimer l'abondance et la diversité des abeilles.

Figure 12-1 Entrée en surface de ruches à *Meliponae* (Photos: Christophe Boesch)

Préparation du piège :
1. Coupez le haut d'une bouteille en plastique de 1-2 litre et remplissez de 200ml d'appât liquide : l'appât peut être un des suivants, et différents appâts ont fonctionné à différents sites, donc vous devrez peut-être en essayer plusieurs. Vous pouvez tester l'appât près du camp avant de mettre les pièges en place : lessive en poudre parfumée (ex. Omo), urine humaine, fruits et/ou fleurs pilés (qui sentent fort), parfum fleuri, miel, sueur humaine autour du goulot, ou demandez à vos assistants ce qui pourrait fonctionner.[27]
2. Remettez le haut de la bouteille inversé (Figure 12-2) et attachez le haut avec du ruban adhésif.
3. Attachez des crochets en haut.

Piégeage :

Quatre pièges doivent être mis en place par type d'habitat, dans l'idéal répartis uniformément à travers la grille, deux fois avant et deux fois pendant les saisons des pluies. Une fois les endroits identifiés, mettez un piège à 1m au-dessus du sol le premier jour, et 10m au-dessus du sol un autre jour. Laissez les pièges en place pendant exactement 24h, après quoi vous compterez et noterez le nombre d'abeilles dans le piège, et transférerez les abeilles dans un tube de 15ml ou 50ml. De retour au camp, lavez, séchez et stockez les abeilles dans les tubes nettoyés contenant du silica.

[27] Les versions précédentes suggéraient de l'eau sucrée à 50%. Cet appât n'a eu de succès à aucun des sites, donc cette liste est le résumé des différentes solutions qui ont été trouvées. Voir aussi l'Annexe IV-2.

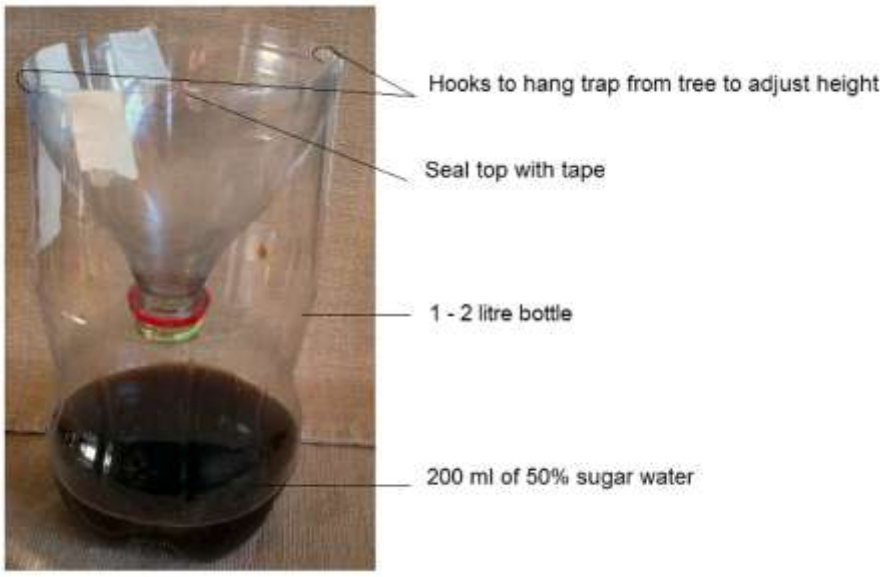


Figure 12-2 Pièges à Mélipones qui doivent être installés dans différents types d'habitats, à 1m au-dessus du sol, puis 10m au-dessus du sol un autre jour.

12.2 Mouches à viande

Les mouches à viandes servent de sentinelles pour des pathogènes divers, mais indiquent aussi la présence d'une carcasse aux environs. Les pièges à mouches doivent donc être installés sur tous les sites au sein de la grille, dans différents habitats. Les mouches seront analysées pour des pathogènes variés et l'origine du dernier repas.

Préparation du piège

1. Prenez un tube en plastique de taille moyenne (avec un bouchon qui ferme bien pour le transport)
2. Videz un sachet de poudre à appât dans le tube, ajoutez de l'eau jusqu'à ce que la poudre soit bien trempée et fermez le couvercle.
3. Laissez le tube fermé pendant 5 jours avant utilisation. Rajoutez de l'eau si elle s'évapore au bout de quelques jours. L'appât restera actif jusqu'à 4 semaines.

Piégeage

1. Installez une un filet moustiquaire en tirant les bords et soulevez un coin (Figure 12-3)
2. Ouvrez le tube, attachez un petit bout de moustiquaire sur l'ouverture mais sans toucher l'appât (les mouches ne doivent pas entrer en contact avec l'appât).
3. Mettez le tube sous le filet par terre. S'il attire trop de fourmis, mettez le plus haut.
4. Dès que des mouches ont été attirées dans le piège, dirigez-les vers le coin et mettez-les directement dans un tube de 15ml avec de l'alcool.
5. Répétez l'opération pendant maximum 20 minutes. Si vous attrapez 20 mouches, arrêtez et notez la durée (notez aussi s'il n'y a toujours pas de mouche au bout des 20 minutes).
6. Au bout d'une heure, transférez les mouches de l'alcool à un tube de 50ml avec du silica. Mettez jusqu'à 20 mouches d'un même piège dans le même tube étiqueté. **Important :** ne touchez PAS les mouches. Le tube à alcool peut être réutilisé pour tous les pièges en renouvelant l'alcool.
7. Répétez cette procédure tous les km le long de tous les transects, en biaisant pour avoir différents types d'habitats. N'oubliez pas de noter les coordonnées GPS de chaque piège.
8. Installez les pièges une fois en saison sèche, une fois en saison pluvieuse, aux mêmes endroits.

Nombre d'échantillons

Un tube (c.-à-d. 20 mouches) par piège. Au moins 25 tubes par saison, donc au moins 50 tubes au total.

Hygiène

Toujours porter des gants pendant la manipulation du filet et des tubes à appâts. Transportez le filet et le tube dans un sac plastique et lavez l'équipement après chaque session d'échantillonnage avec du savon et du détergent.

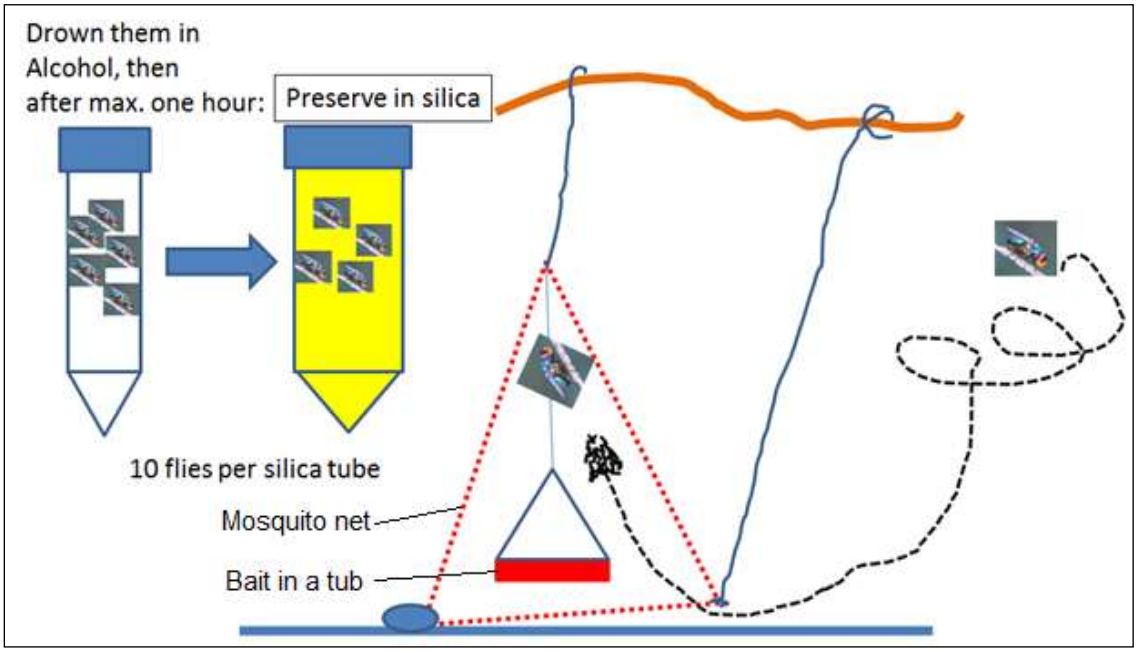


Figure 12-3 Méthode de piégeage des mouches à viande

13 Transects-ligne et transects-bande

Objectif : Récolter des données sur l'abondance de la faune pendant les transects-ligne, et estimer la disponibilité des outils et insectes pendant les transects-bande.

IMPORTANT

- Les transects-ligne sont des lignes droites traversant le milieu de toutes les cellules de la grille en direction Nord/Sud ou Est/Ouest.
- Les transects-bande sont des bandes de 2m posées 1m de part et d'autre de la ligne du transect.
- Attention aux 4 hypothèses de base sur l'échantillonnage à distance des transects-ligne
- Faites les transects-ligne une fois tous les 4 mois pendant l'étude.
- Utiliser la feuille de saisie de données 'Line transects' et 'Strip transects'
- Voir aussi l'Annexe IV-11 pour le protocole des transects-bande en cas de forte densité de pierres[29]

13.1 Transects-ligne

13.1.1 Hypothèses d'échantillonnage des transects-ligne

L'échantillonnage sur les transects-ligne dépend du talent des observateurs humains, dont les talents diffèrent. Pour comparer les données, 4 hypothèses de bases doivent donc être rassemblées :

1. 100% des observations sur la ligne ou très proches d'elle sont détectées
2. Les animaux sont détectés avant qu'ils ne bougent
3. Les distances perpendiculaires sont mesurées avec précision
4. Les observations sont indépendantes

13.1.2 Généralités

Effectuez les transects-ligne trois fois par étude, tous les 4 mois (en raison de contrainte de temps il n'est pas toujours possible de faire les transects à intervalles réguliers, les transects peuvent être effectués à 1 mois d'écart, mais il est plus désirable d'avoir une bonne répartition temporelle)[28]. Pour une meilleure visibilité, le mieux est de récolter les données entre 7h30 le matin et 16h00 l'après midi. Vous ne pouvez pas faire les transects quand il pleut, car la pluie peut réduire la capacité à détecter des objets. De même, s'il commence à pleuvoir fortement pendant que vous faites un transect, arrêtez-le et continuez-le lendemain. Si le transect n'a pas été complété en un jour, continuez de noter les signes indirects d'animaux là où vous aviez arrêté la veille. Cependant, les observations directes d'animaux doivent recommencer au tout début du transect pour éviter un double comptage. Quand un membre de l'équipe détecte quelque chose, l'équipe s'arrête et tout le monde se réunit pour noter les données nécessaires. Ensuite, chacun reprend sa place sur la ligne.

Au début du transect, attachez le topofil, prenez le point GPS du point de départ et notez les coordonnées sur la feuille de données. N'oubliez pas d'activer le **tracé** (tracklog) du GPS. Une fois l'équipe positionnée, commencez vos observations au point 0m. Marchez le long de la ligne à vitesse moyenne de **500 m/heure** et récoltez des données jusqu'à ce que le topofil indique la distance du transect voulue (ex. 4000m). N'arrêtez l'observation que quand le dernier observateur a atteint la fin de la ligne. Prenez le point GPS à la fin de la ligne, notez les coordonnées sur la feuille sous "end transect" et coupez le topofil.

[28] Ajout 2014, peu de gens réussirent à atteindre l'objectif de 4 mois, donc les transects ne sont pas répartis uniformément dans le temps sur la plupart des sites. Les transects peuvent être fait à 1 mois d'écart.
[29] Ajout au protocole original : voir l'Annexe IV

Si votre TRS est dans une forêt à sous-bois dense, ne coupez pas la ligne du transect en récoltant les observations. Les transects sont les mêmes que ceux utilisés pour la structure de l'habitat donc vous ne devriez pas avoir besoin de couper plus. Couper les lignes est très bruyant et les animaux vont fuir avant que vous ne puissiez les voir.

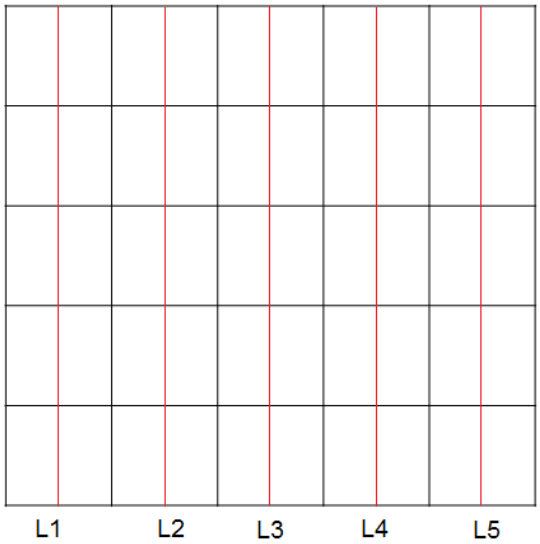


Figure 12-1 Grille avec les transects lignes (lignes rouges) passant par le milieu des cellules (L1 à L5).

13.1.3 Formation des équipes et rôle

Les transects-lignes sont effectués par **trois personnes** en formation comme ci-dessous (Tableau 12-1; Figure 12-1):

Tableau 12-1 Positionnement, rôle et équipement porté par chaque membre

	Position et Rôle
Personne 1	Utilise une boussole et un GPS pour guider l'équipe en ligne droite
Personne 2	Max. 10 m derrière personne (1), porte des jumelles et note les observations sur la feuille de données
Personne 3	Max. 5 m derrière personne (2), porte le topofil.
Tous	Font attention à tout signe et observation

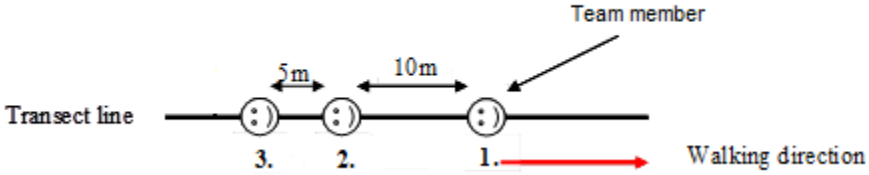


Figure 12-1 Positionnement des membres d'une équipe le long de la ligne en effectuant un transect-ligne avec 3 personnes

13.1.4 Utilisation du topofil

Le topofil (aussi appelée chaine de ceinture) est un outil important avec lequel on peut déterminer la distance parcourue même sans GPS. De plus, le GPS n'est pas très précis et contient toujours une erreur (environ 15 m en moyenne) associée à chaque indication. Cependant, il faut utiliser le topofil avec

précaution car une mauvaise installation du topofil peut donner des informations incorrectes sur la distance parcourue le long du transect-ligne.

Utilisez le topofil de la manière suivante:

Assurez-vous que le topofil indique la bonne distance en mesurant une longueur (ex. 10m) avec un mètre et en marchant sur la même distance avec le topofil pour vérifier que la valeur indiquée par le topofil est correcte.

Au début du transect-ligne, attachez le fil à un arbre et assurez-vous que le compteur est à zéro. Faites toujours trois tours autour de la petite bobine. Attention avec le fil car il casse facilement. Si vous cassez le fil par accident, retournez là où le fil a cassé et commencez avec un nouveau fil en l'attachant à un arbre à cet endroit (Figure 12-2). Si vous avez marché un moment sans vous rendre compte que le fil avait cassé, retournez au dernier Waypoint et mesurez la distance à ce point, puis remettez le compteur à zéro et finissez le transect. Notez-le dans votre feuille de données, c.-à-d. que le topofil a cassé, la distance à laquelle il a cassé, et la distance jusqu'à la fin de la ligne du transect.

Par exemple, en marchant un transect de 500 m (Figure 12-2), votre topofil casse et le dernier point GPS que vous aviez pris était à 200 m. Retournez à ce point et mesurez que vous aviez marché 150 m, ce qui veut dire que votre topofil avait cassé à 350m. Attachez le fil à un arbre à 200 m, remettez le compteur à zéro et retournez aux 350 m (indiqués 150 m sur le compteur). Recommencez ensuite la récolte des données sur les derniers 150 m jusqu'à la fin de la ligne du transect, où le compteur indiquera 300 m (au lieu de 500 m). Pour éviter de tels retards, marchez toujours doucement avec le topofil pour qu'il ne casse pas avant d'avoir atteint la fin de la ligne du transect.

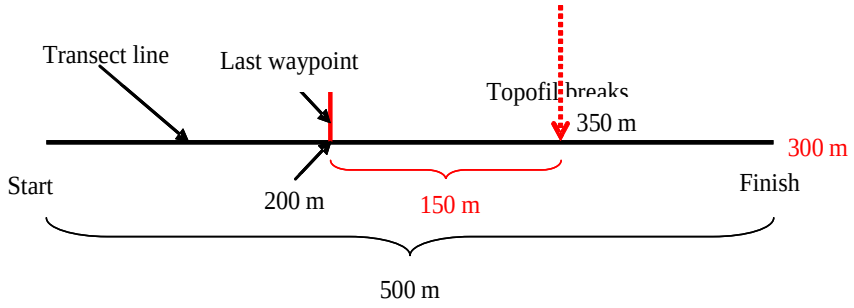


Figure 12-2 Protocole à suivre si vous cassez accidentellement le topofil

13.1.5 Mesure des distances perpendiculaires

Les distances perpendiculaires ne sont pas mesurées pour toutes les observations. Mesurez les distances perpendiculaires pour les observations suivantes de la ligne du transect jusqu'au milieu de l'observation (Figure 12-3) :

- Outils et sites d'utilisation d'outils de chimpanzés
- Observations directes de singes

Toutes les autres observations sont notées sans distances perpendiculaires, ex. signes humains, observation indirecte de singes, observation directe/indirecte d'autres mammifères, fèces de chimpanzés, type d'habitat.

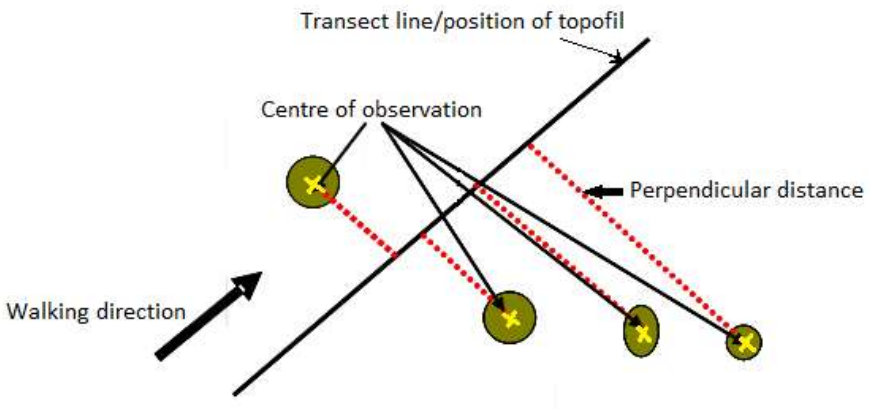


Figure 12-3 Mesure des distances perpendiculaires (pointillés rouges) du centre (croix jaunes) des observations individuelles (cercles verts).

Les distances perpendiculaires doivent être mesurées précisément et exactement avec un mètre. Il est important de toujours avoir un angle à 90 degrés avec la ligne du transect, c.-à-d. le topofil. Utilisez le mètre pour mesurer la distance du la ligne du transect à l'objet détecté. Assurez-vous si possible de poser le mètre par terre et de lire la distance précisément. Un membre de l'équipe reste sur la ligne et tient un bout du mètre par terre. Utilisez la boussole pour déterminer un angle à 90 degrés à la ligne du transect. Si vous allez vers le Nord, alors l'Est ou l'Ouest seront perpendiculaires à la ligne. Si vous marchez à 71° (Nord-Est), alors l'objet détecté doit être mesuré à 161° (71° + 90° = 161°) si l'objet est à l'Est de la direction de la ligne, ou à 341° (71° - 90° = - 19 et 360° - 19° = 341°) si l'objet est à l'Ouest de la direction de la ligne. (Figure 12-4).

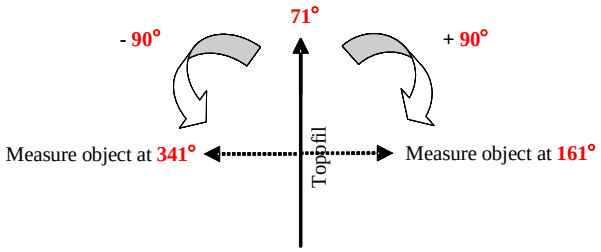


Figure 12-4 Utilisez la boussole et le topofil pour mesurer la distance perpendiculaire à l'objet détecté.

13.1.6 Obstacles sur la ligne

Quand vous rencontrez un obstacle sur la ligne du transect qui ne peut être traversé (ruisseau, gros arbre, etc.), vous devez le contourner (Figure 12-5). Quand vous arrivez à l'obstacle, coupez le topofil et contournez l'obstacle jusqu'à ce que vous retrouviez la ligne du transect. Pour cela, avancez à exactement 90° ou 270° de la direction du transect. Quand vous avez dépassé l'obstacle, mesurez votre distance du transect. Tournez-vous encore et continuez selon la direction initiale de la boussole. Dès que possible, tournez encore à 90° ou 270° et marchez sur la même distance que la distance déviée pour retourner à la ligne initiale du transect. Tournez-vous une dernière fois vers votre direction initiale pour continuer votre course. Attachez le topofil à un arbre et recommencez la récolte des données. Ne récoltez pas de données pendant que vous contournez l'obstacle.

La distance que vous n'avez pas recensée à cause de l'obstacle doit être soustraite à la longueur du transect. Prenez un Waypoint à l'endroit où vous coupez le topofil et là où vous recommencez à prendre des données. Calculez la distance entre le point où vous coupez le topofil et où vous recommencez le recensement avec le GPS. Faites de même si vous rencontrez d'autres obstacles jusqu'à ce que vous atteigniez la fin de la ligne du transect, c.-à-d. quand votre topofil/GPS indique que vous avez atteint la fin de la ligne du transect. Pour déterminer la fin, soustrayez de la distance initiale du transect la distance que vous n'avez pas recensée à cause des obstacles. Ainsi, finalement, un transect long de 500 m peut ne mesurer que par ex. 464 m de longueur parce que vous excluez 36 m que vous n'avez pas recensés à cause d'un obstacle sur la ligne. Quand vous rencontrez des obstacles comme des buissons ou des petits arbres, vous pouvez regarder dedans pour vous assurer de ne pas rater de nid, contournez et retournez sur la ligne. Ce type d'obstacle n'est pas soustrait de la longueur du transect puisque vous avez pu déterminer s'il y avait des nids le long de la ligne de transect.

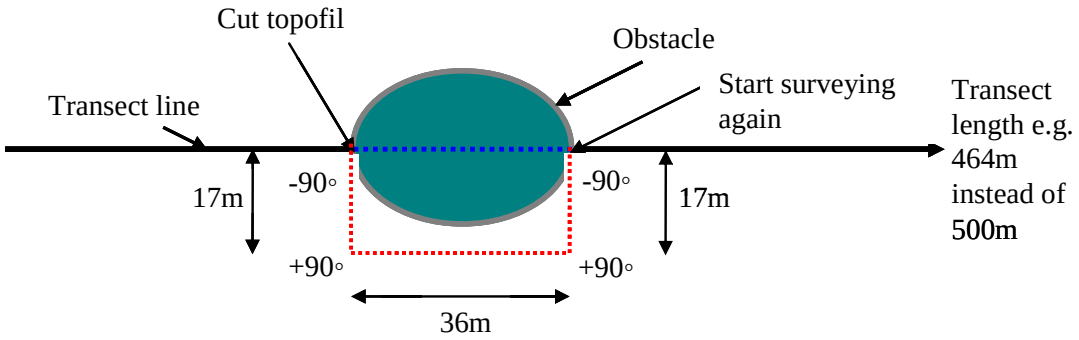


Figure 12-5 Protocole de contournement d'obstacles sur les transects-ligne

13.1.7 Recensement des informations sur le transect-ligne

Sur tous les transects-ligne, notez les informations suivantes :

- Date: jour de récolte des données
- ID du transect-ligne
- Start time: heure au début de la récolte des données sur un transect un jour donné.
- End time: heure à la fin de la récolte des données sur un transect un jour donné
- Sheet number: numéro de la feuille de données, numérotation continue
- Conditions météo :
    - Sunny = Ensoleillé
    - Light cloud = quelques nuages (du ciel bleu et des nuages visibles)
    - Cloudy = nuageux : couverture nuageuse complète
    - Rain = pluie
- Data recorder: nom de la personne notant les données sur la feuille
- Team members: membres de l'équipe qui collectent les données un jour donné
- Position GPS et numéro de Waypoint au début et à la fin du transect
- Heure de début et de fin, et position GPS de toute pause
- Tout changement de type d'habitat.
- Informations associées aux observations:
    - Distance du début du transect comme indiquée par le topofil
    - Heure
    - Nombre d'objets
    - Distance perpendiculaire
    - Coordonnées GPS

- Commentaires

13.1.8 Observations

a) Grands singes

Récoltez des informations sur TOUS les signes de grands singes[29] (nids, crottes, outils et sites d'utilisation d'outils). Pour les outils et sites d'utilisation d'outils (voir plus bas), notez la distance du début du transect, l'heure, l'observation, le nombre d'objets et les coordonnées GPS.

b) Signes d'activité humaine

Notez tous les signes directs et indirects d'activité humaine le long de tout le transect. Comme pour toutes les observations, notez la distance du début du transect, l'heure, l'observation, le nombre d'objets et les coordonnées GPS. La distance perpendiculaire n'est PAS requise.

c) Singes

(i) Observation directe

Notez toute observation directe de toutes les espèces de singes et mesurez la distance perpendiculaire de l'individu ou du groupe à l'endroit où vous avez vu l'individu la **première** fois. Si c'était un groupe de singes, estimez le point central du groupe. Comptez le nombre d'individus que vous avez vu dans le groupe. Si vous ne pouvez pas compter le nombre d'animaux, notez le nombre minimum d'individus que vous avez vu et notez sur la feuille de données dans la colonne "no_obj_detect_explanation" qu'il y avait plus d'individus que détectés. Comme pour toutes les observations, notez la distance du début du transect, l'heure, l'observation, le nombre d'objets et les coordonnées GPS.

(ii) Observation indirecte

Notez la première observation indirecte de singes le long du transect-ligne pour confirmer la présence d'une espèce. La distance perpendiculaire n'est PAS requise. Comme pour toutes les observations, notez la distance du début du transect, l'heure, l'observation, le nombre d'objets et les coordonnées GPS.

d) Mammifères non-primates

Notez les observations directes et indirectes d'espèces mammifères non primates le long du transect pour identifier la biodiversité, la distance du début du transect, l'heure, l'observation, le nombre d'objets et les coordonnées GPS. La distance perpendiculaire n'est PAS requise.

e) Outils de chimpanzés

Des outils intéressants ou inhabituels peuvent être récoltés, stockés et envoyés à Leipzig (voir section 7.6 sur le codage des échantillons).

f) Habitat

[29] Une erreur dans les versions précédentes disait : « comme les informations des caméras-pièges seront utilisées pour identifier les individus et estimer la communauté, structure démographique etc., des données supplémentaires sur les grands singes le long des transects ne sont pas requises SAUF pour »

Notez tous les changements de type d'habitat le long du transect, et prenez un point GPS au début de chaque (voir chapitre 14 sur les différents types d'habitats).

13.1.9 Fourmis légionnaires sur le retour des transects

Évaluer la densité de fourmis légionnaires le long du transect tout en guettant d'autres observations est extrêmement difficile car les routes et fourmilières des légionnaires sont sous la surface du sol. Pour permettre une évaluation correcte, il faut se concentrer sur le sol pour trouver ces routes et fourmilières, et donc le faire sur le retour du transect. Parcourez le transect en sens inverse en grattant la surface du sol avec un bâton et notez, avec les coordonnées GPS, toutes les routes et fourmilières.

13.1.10 Sources d'eau permanentes

Si vous ne rencontrez PAS de source d'eau permanente le long du transect-ligne, une cartographie des trous d'eau sera nécessaire en dehors des transects, car cela indique une faible densité en source d'eau sur la grille. Pour cela, parcourez les vallées et autres zones probables dans la grille pour identifier les endroits des trous d'eau, et notez les coordonnées GPS, comme pour toute autre observation.

13.2 Transect-bande

Le transect-bande, bande de 2 m de large disposée 1m de part et d'autre du transect-ligne, est utilisé pour déterminer la densité d'objets trouvés fréquemment. Une fois pendant l'étude, la densité de termitières et la disponibilité de matériel à outil seront déterminées le long des transects-bande.

13.2.1 Disponibilité du matériel à outil

Tout matériel, comme des pierres, branches et racines qui pourraient POTENTIELLEMENT être utilisé comme des marteaux ou des enclumes pour casser des noix doit être recensé. Le matériel à outil potentiel doit remplir les mêmes critères que ceux décrits dans la section sur les outils.

Notez le nombre de catégories suivantes de matériel à outil potentiel :

- Pierres : poids 100g à 8.9kg
- Pierres : poids de 9kg à 20kg
- Pierres: plus de 20kg
- Pierres émergentes : enclumes coincées au sol, ne peuvent pas être soulevées.
- Racines : (racines émergentes, c.-à-d. l'arbre associé n'est pas évident)[30]
- Bases de tronc d'arbre (y compris les contreforts)[31]
- Branches (voir section 7.2.1 sur la dureté des marteaux en bois)

13.2.2 Termites

Notez toutes les termitières jusqu'à un mètre de part et d'autre du transect-ligne (c.-à-d. sur une largeur de 2m) tout au long du transect-bande. Stockez les termites échantillonnées dans des tubes avec de l'alcool étiquetés pour identification ultérieure ou pour analyse isotopique (voir section 9.1.3 sur les

[30] Clarification ajoutée en 2014 – les racines appartenant à un arbre connu sont considérées comme base du tronc
[31] Clarification ajoutée en 2014

méthodes de collecte et de stockage). Les genres/espèces suivants de termites sont souvent consommés par les chimpanzés et il est important de les échantillonner :

- *Macrotermes* sp.
- *Thoracotermes* sp.
- *Cubitermes* sp.

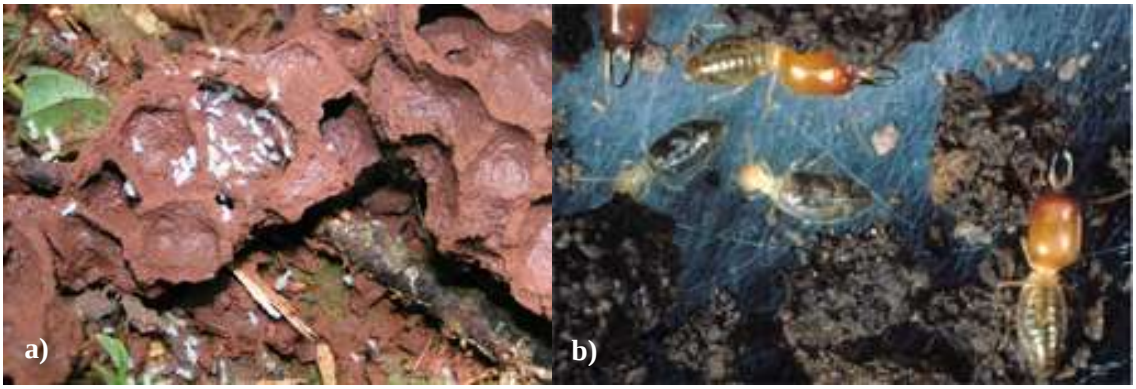


Figure 12-6 a) Morceau de termitière *Thoracotermes*, cassé par des gorilles, avec beaucoup de larves (Photo: Isra Deblauwe), b) Ouvrières et soldats de *Cubitermes severus* (Nigéria) se nourrissant de terre. Chez les ouvrières, l'abdomen est gonflé pour accommoder un intestin long et replié dans lequel la matière organique du sol est digérée par une communauté microbienne complexe. Les soldats de cette espèce digèrent aussi la terre, bien que ce soit les ouvrières qui les nourrissent. Les termites géophages sont cryptiques et les soldats relativement rares. (texte de Professor David E. Bignell, www.biology.qmul.ac.uk/research/staff/bignell/) (Photo: anonymous, www.biology.qmul.ac.uk/research/staff/bignell/).

Figure 12-7 a) Un gros soldat de termite *Macrotermes malaccensis* (Photo: anonymous www.termiteweb.com) et b) *Macrotermes subhyalinus* (Photo R. Leuthold).

Figure 12-8 a-d) Exemples de termitières de *Thoracotermes* trouvés au Parc National de Tai et dont les termites sont fréquemment mangées par les chimpanzés (Photos: Lydia Luncz).

Figure 12-9 a) Termitière en champignon caractéristique des termites géophages *Cubitermes severus*, en savane humide brûlée de Côte d'Ivoire. Les termites travaillent la terre environnante, améliorant le drainage et la fertilité, et survivent aux incendies si la température du feu n'est pas trop élevée (Photo: R. Leuthold. Copyright, Kluwer Academic Publishers); b) Ouvrières et soldats de *Cubitermes severus* (Nigéria) se nourrissant de terre. Chez les ouvrières, l'abdomen est gonflé pour accommoder un intestin long et replié dans lequel la matière organique du sol est digérée par une communauté microbienne complexe. Les soldats de cette espèce digèrent aussi la terre, bien que ce soit les ouvrières qui les nourrissent. Les termites géophages sont cryptiques et les soldats relativement rares. (texte de Professor David E. Bignell, www.biology.qmul.ac.uk/research/staff/bignell/) (Photo: anonymous, www.biology.qmul.ac.uk/research/staff/bignell/).

13.3 Sources

Burnham, K.P., Anderson, D.R. and Laake, J.L. (1980) Estimation of Density from Line Transect Sampling of Biological Populations. *Wildlife Monographs*, 72, 3-202.

CREEM (2008) Introductory distance sampling workshop. Centre for Research into Ecological and Environmental Modelling, University of St Andrews.

CREEM (2008) Advanced Techniques and Recent Developments in Distance Sampling. Centre for Research into Ecological and Environmental Modelling, University of St Andrews.

Plumptre, A.J. (2000) Monitoring mammal populations with line transect techniques in African forests. *Journal of Applied Ecology*, 37, 356-368.

14 Types d'habitats

IMPORTANT

- À noter avec toute observation pendant les transects-ligne et bande, cameras-pièges et collecte d'échantillons organiques

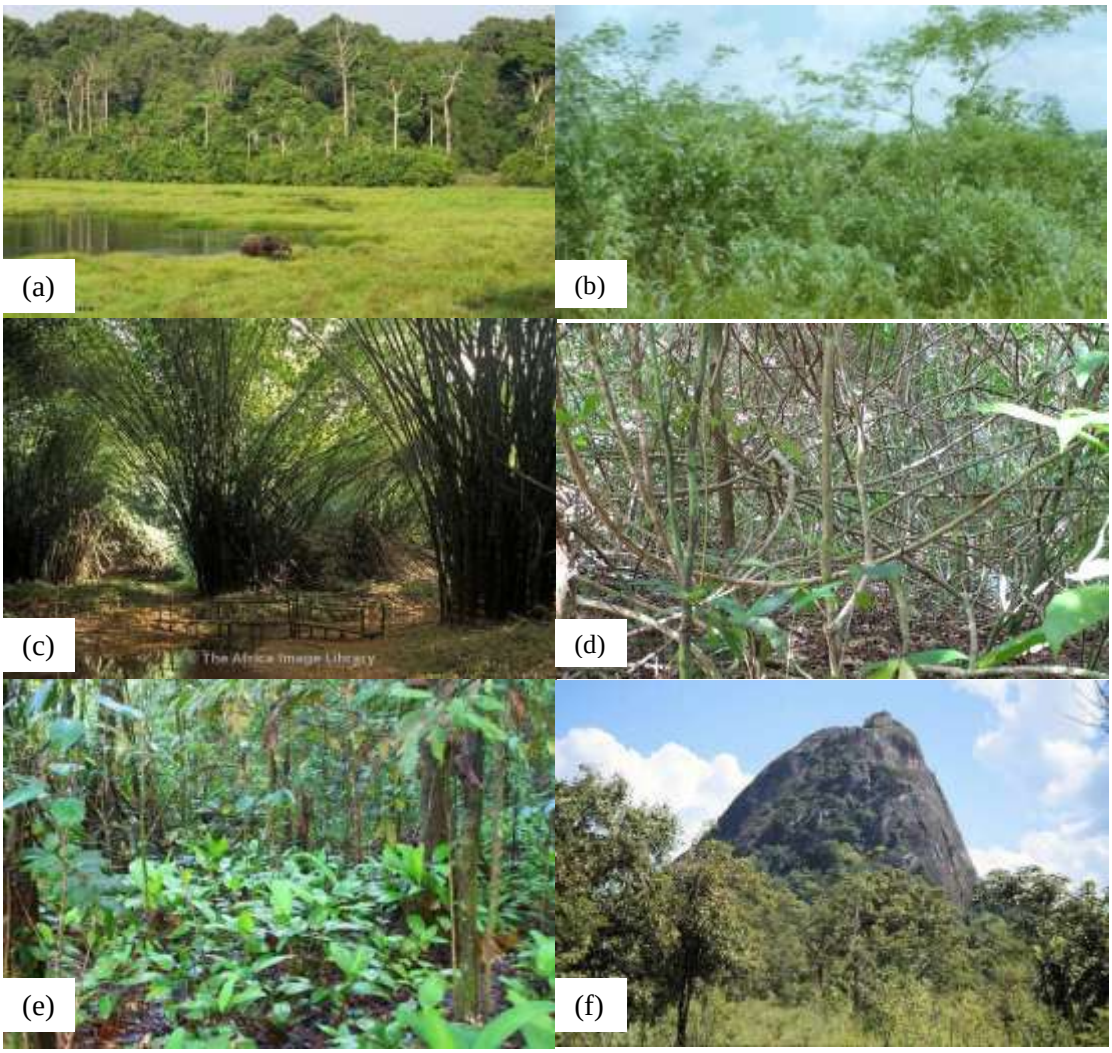
Tous les habitats ne sont pas présents partout, certains sont typiques d'Afrique de l'Ouest, d'autres d'Afrique Centrale. Pour plus d'informations sur les types d'habitat ou leur classification, voir White and Edwards (2000). Les types d'habitats ne sont pas forcément exclusifs. En cas de doute, utilisez le plus spécifique.

14.1 Définitions

Définitions des types d'habitat:

Type d'habitat	Définition
Bai	Clairière marécageuse d'une forêt dominée par des joncs (Figure 14-1a)
Friche (Fallow)	Plantation abandonnée (Figure 14-1b)
Forêt - bambous	Forêt où ne pousse que du bambou (Figure 14-1c)
Forêt - colonisatrice	Bord de forêt mature qui s'étend en habitat non forestier naturel ex. savane. Différent de la forêt secondaire.
Forêt - lianes	Forêt dominée par des lianes (Figure 14-1d)
Forêt - *Marantaceae*	Forêt dominée par des *Marantaceae* (Figure 14-1e)
Forêt - mixe, sous-bois fermé	Forêt primaire avec beaucoup de grands arbres mais une végétation dense au sol.
Forêt - mixe, sous-bois ouvert	Forêt primaire, avec beaucoup de grands arbres, une canopée haute et ininterrompue et peu de végétation au sol, principalement composée d'arbustes.
Forêt - monodominante	Forêt avec la structure d'une forêt mixe mais où une espèce d'arbre est notablement dominante.
Forêt – vieille secondaire	Zones avec de grands arbres mais avec des traces de perturbation humaine dans le passé, sans surface cultivée mais parfois encore des palmiers ou manguiers
Forêt – inondée en saison	Forêt inondée pendant la saison des pluies, mais sèche complètement à d'autres moments de l'année.
Forêt – jeune secondaire	Zones récemment ou encore cultivées par les Hommes, où quelques plants persistent
Fragment de forêt	Groupe naturel d'arbres isolé en savane
Forêt sur roche	Forêt sur sol rocheux
Forêt galerie	Le long d'une rivière ou d'un ruisseau, aussi bien isolée en savane que dans des pans plus grands de forêt.
Humain	Camp, marché, maison etc.
Inselberg	Grand affleurement granitique entouré de forêt. (Figure 14-1f)
Marais à liane	Marécage (on peut utiliser les deux ?) dominé par des lianes
Marais	Marécages inondés toute l'année
Plantation	Plantation active
Marais à Raphia	Marécage dominé par du raphia (Figure 14-1g)
Rivière	Rivière

Route abandonnée	Route abandonnée
Route active	Route active
Roche	Rien que des rochers, pas de savane, pas d'inselberg
Saline	Zones où les éléphants et autres animaux viennent consommer la terre riche en minéraux, créant ainsi des clairières dans la forêt
Savane - broussailleuse	Savane (zones dominées par des herbes, parfois des fougères) – broussailleuse
Savane - herbes	Savane (zones dominées par des herbes, parfois des fougères) - herbeuse, prairie
Savane - boisée	Savane (zones dominées par des herbes, parfois des fougères) - boisée
Savane sur roche	Savane sur sol rocheux
Village	Village
Village - abandonné	Village abandonné



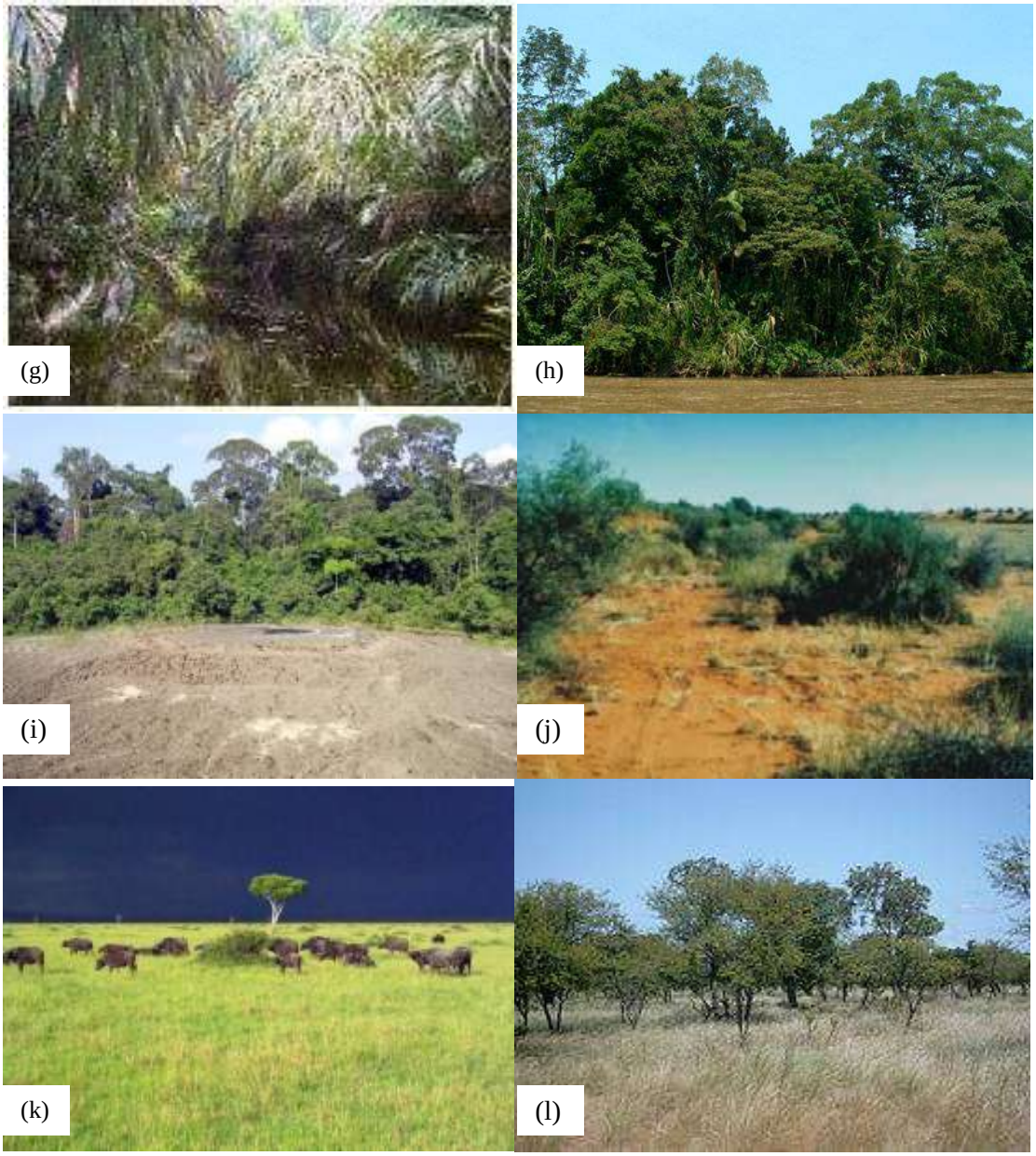


Figure 14-1 Exemples de végétation pour a) bai; b) jachère (Urhobo Historical Society); c) forêt de bambous; d) forêt de linaes (S. Schnitzer); e) forêt à *Maranthaceae*; f) inselberg; g) marais à raphia; h) Forêt galerie (fssbirding.org.uk); i) salines (www.etawu.com); j) savane - broussailleuse; k) savane – herbes; l) savane – boisée.

14.2 Sources

White, L. and Edwards, A. (2000) Conservation research in the African rain forests – a technical handbook. Wildlife Conservation Society.

15 Échantillonnage opportuniste

IMPORTANT

- Notez toutes les nouvelles observations, ex. espèces de mammifère, outils et sites d'utilisation d'outils
- Utilisez la feuille de saisie de données 'Recces' (voir l'annexe III)
- Voir aussi l'Annexe IV-4 – Échantillonnage oportuniste[36]

Si vous trouvez une nouvelle observation comme une carcasse, des outils ou un site d'utilisation d'outil en marchant en forêt pour une raison quelconque, notez ces données et prenez un échantillon si nécessaire. Utilisez la feuille de saisie des données « Recces » et sélectionnez 'ad libitum' dans la liste de la colonne 'datasheet_type'. Notez comme toujours les données correspondantes, comme le type d'habitat, les coordonnées GPS, le jour et l'heure.

Les observations directes ou indirectes de nouvelles espèces de mammifères qui n'avaient pas encore été identifiées pendant les transects-ligne ou bande doivent aussi être notées avec les coordonnées GPS, le jour, l'heure et le type d'habitat.

Souvenez-vous que vous devez aussi mener des échantillonnages ciblés pour tous les échantillons organiques et les outils, comme décrit dans chaque section.

[36] Ajout au protocole original : Annexe IV

16 Rapports mensuels

IMPORTANT

- Envoyez un rapport mensuel court et standardisé par email
- N'attendez pas d'envoyer le rapport pour nous informer de problèmes sur le terrain

Un tableau court contenant le nombre de données et échantillons collectés et les dépenses doit être envoyé par email au coordinateur du programme une fois par mois (Tableau 16-1)

Tableau 16-1 Tableau du rapport mensuel à compléter et envoyer par email tous les mois.[33]

Mise à jour mensuelle du TRS	
Nom du site	
Mois	

Données	Catégorie de donnée	Section	Quantité, ce mois	Quantité totale depuis le début de la collecte des données
Caméras		Nb. caméras déployées		
		Nb. total de vidéos*		
		Nb. de vidéos de chimpanzés*		
		Nb. de vidéos de chimpanzés utilisant des outils*		
Échantillons	chimpanzés	Nb. d'échantillons génétiques de chimpanzés		
		Nb. d'échantillons de poils de chimpanzés		
		Nb. d'échantillons pathogènes de chimpanzés		
	gorilles	Nb. d'échantillons génétiques de gorilles		
		Nb. d'échantillons de poils de gorilles		
		Nb. d'échantillons pathogènes de gorilles		
	général	Nb. d'échantillons isotopiques		
	pièges	Nb. de pièges à abeilles		
		Nb. d'abeilles récoltées		
		Nb. de pièges à mouches		
		Nb. de mouches récoltées		
Transects		Distance de transect-ligne parcourue (km)		
		Distance de transect-bande parcourue (km)		
Parcelles		Nb. de parcelles habitats étudiées		
Phénologie		Nb. d'arbres identifiés		
		Mois quand TOUS les arbres ont été identifés pour la phénologie (mois du début de la phénologie):		

* Donnez une estimation si vous n'avez pas compté

NA si pas de gorille sur le site

[33] Ce tableau de rapport mensuel est une version modifiée de celle apparaissant dans le protocole original.

17 Contrôles qualité

L'expression « à données inexactes, résultats erronés » signifie que les **résultats ne peuvent être meilleurs que les données**. Pour ce projet il est absolument essentiel que les données récoltées soient de la meilleure qualité possible. Assurez-vous de récolter les données le plus précisément possible et vérifiez la qualité de la récolte et de la saisie des données régulièrement.

Une fois qu'une étude TRS est achevée et que les données récoltées sont au MPI, les feuilles de données seront utilisées directement pour télécharger les données sur la base de données du Pan Africain. Ainsi faites tous les efforts possibles pour que les données saisies reflètent précisément vos observations sur le terrain.

17.1 Pendant la récolte des données

1. Assurez-vous que tous les membres de votre équipe ont lu et compris le protocole de terrain.
2. Soyez silencieux en récoltant les données et évitez de couper la végétation à la machette, sauf si la végétation est extrêmement dense.
3. Assurez-vous que toute observation est associée d'un point GPS enregistré. Pour enregistrer un point GPS, vous devez rester immobile un moment pour enregistrer des coordonnées précises.
4. Pour les transects-ligne et bande, prenez une nouvelle feuille pour chaque nouveau transect.
5. Pour les transects-ligne, vérifiez que les distances perpendiculaires sont mesurées précisément et qu'elles sont prises à angle droit. Les observations proches du transect doivent aussi être mesurées et non pas considérées comme étant sur le transect (≠ 0m).
6. Restez ouverts à des outils de chimpanzés potentiellement nouveaux et à ce que vous pouvez trouver.

17.2 Feuilles de données

1. Vérifiez cinq lignes d'entrée au hasard d'une feuille. Vérifiez les Waypoints notés (système de coordonnées UTM), l'heure et l'observation avec les Waypoints enregistrés sur QuantumGIS.
2. Vérifiez les données en utilisant les 'tables pivots' et les fonctions 'filtre'. Vérifiez qu'ils n'y a pas de données incorrectes, fautes de frappes ou données manquantes, c.-à-d. cellules vides, et vérifiez que tous les noms etc. sont épelés exactement pareil pour chaque entrée. Si le même objet est épelé différemment ou a deux noms différents, ils seront traités comme des observations différentes, ex. si une espèce est notée une fois '*Pan troglodytes verus*' et une autre fois 'chimpanzé', ces deux entrées seront considérées comme des espèces différentes. **La cohérence est cruciale.**

17.3 Rappel de formation

Les membres de l'équipe doivent toujours être informés des problèmes et re-formés pour leur rappeler la bonne collecte de données, le stockage et la saisie des données.

Les sessions de rappel de formation doivent inclure les points suivants :

- Révision générale des méthodes de récolte de données
- Discussion sur les problèmes rencontrés
- Réexpliquer l'utilisation de la boussole et du GPS si nécessaire
- Réexpliquer la collecte des échantillons (outils, isotopiques, génétiques, pathogènes et régime alimentaire)
- Rappel de formation à l'identification des espèces
- Révision du matériel utilisé
- Manipulation du matériel, et comment réparer du matériel utilisé.

18 Permis et Envoi

IMPORTANT

- Commencez l'organisation des permis au moins un mois en avance, car cela prend du temps
- Saisissez toutes les données des échantillons correctement pour faciliter la procédure.
- Voir aussi l'Annexe IV-14 – Voyager dans le pays et vers Leipzig [34]

Dans certains pays, vous devrez obtenir un permis de récolte de données et d'échantillons avant de commencer votre étude. Les permis sont en général obtenus au ministère de l'environnement ou auprès d'une autorité au sein du ministère. Cependant, les ministères, autorités, types de documents requis, permis et procédures vont varier d'un pays à l'autre.[34]

Permis et documents requis pour l'envoi d'échantillons :

(i) CITES

Un permis d'exportation du pays d'origine et d'importation en Allemagne pour les poils, tissus et os des espèces animales listées (informations sur toutes les espèces et leur statut sur: http://www.iucnredlist.org/)

(ii) Certificat vétérinaire

Un document doit être obtenu d'un vétérinaire autorisé dans le pays d'origine qui certifie que :

- L'envoi consiste d'échantillons (type, quantité et période d'échantillonnage) d'une zone spécifique (nom exact de la zone ou réserve), de certaines espèces (noms exacts des espèces), qui sont correctement emballés et envoyés au MPI pour des raisons scientifiques ;
- Il n'y a pas eu de début d'épidémie animale reporté dans la zone (spécifications exactes) pendant la période d'échantillonnage.

(iii) Importation de plantes

Claudia Nebel (nebel@eva.mpg.de) a besoin d'une liste avec le type (fruit, feuille, graine), la quantité et moyen de stockage (alcool, sec, silica) de toutes les espèces de plantes, 2 semaines avant l'envoi afin d'obtenir un permis d'importation en Allemagne pour ces échantillons.

(iv) Importation d'animaux

De même, Claudia Nebel (nebel@eva.mpg.de) a besoin d'une liste avec le type (poils, fèces, urine, os, peau etc.), la quantité et le moyen de stockage (alcool, RNAlater, sec, silica, etc.) de toutes les espèces animales, 2 semaines avant l'envoi afin d'obtenir un permis d'importation en Allemagne pour ces échantillons.

(v) Échantillons isotopiques

Une liste avec tous les échantillons non animaux/végétaux comme de l'eau ou du sol doit aussi être envoyée à Claudia Nebel 2 semaines avant l'envoi.

[34] Ajouts au protocole original: Annexe IV

19 Règles

IMPORTANT

- N'oubliez pas que pendant toute la durée de l'étude nous sommes responsables de ce que nous faisons et que nous impactons l'endroit et la vie sauvage où nous installons le TRS
- Essayez de réduire l'impact négatif autant que possible
- Si le TRS doit fermer rapidement, concentrez-vous sur le comportement d'utilisation d'outils des chimpanzés sur les caméras, et surtout sur la collecte d'échantillons organiques – reprenez le protocole complet dès que possible

19.1 Généralités

- Ne pas parler fort en forêt
- Ne pas chasser ou tuer la faune sauvage
- Ne pas consommer de viande de brousse
- Ne pas avoir d'animal de compagne au camp
- Ne pas prendre de drogue illégale
- Ne pas laisser ses ordures
- Ne pas laisser derrière soi de restes de nourritures ou d'emballages

19.2 Règles spécifiques

Ne confisquez pas d'animal vivant à des hommes. Si vous voyez des animaux d'espèces menacées captifs, contactez l'autorité compétente. Idéalement elles vont prendre soin de l'animal. Vous pouvez aussi donnez des conseils si vous voyez l'opportunité de l'amener dans un sanctuaire ou un autre endroit où il recevra des soins professionnels.

Au village:

- Il est interdit de consommer de l'alcool pendant les heures de travail ou d'être sous l'influence de l'alcool pendant les heures de travail, c.-à-d. le lendemain.
- Toujours utiliser les latrines locales.
- Ne jamais participer à des activités illégales.
- Soyez sensibles aux différences culturelles et de perception, et faites de votre mieux pour les respecter.

Au campement en forêt:

- Ne pas consommer d'alcool
- Ne pas cracher, ni dans les rivières ni sur le sol pour prévenir la transmission de maladies humaines aux animaux.
- Ne jamais marcher seul en forêt et **toujours** avoir une **boussole**, une carte et un **GPS** en quittant le camp
- Essayez d'installer le camp près d'une rivière
- Vérifiez les arbres ou branches qui pourraient potentiellement tomber avant d'installer le camp.
- Hygiène : même dans un camp de forêt, des règles hygiéniques de base doivent être respectées :
    - Latrines
    - Se laver les mains régulièrement
    - Attribuer les couverts aux différentes personnes
    - Laver la vaisselle

- Filtrer ou faire bouillir l'eau à boire
- Garder les déchets groupés et garder le camp propre

Pendant l'étude:

- Ne jamais marcher tout seul et une personne doit toujours avoir une **boussole** et un **GPS**.
- Ne pas fumer
- Ne pas cracher, ni dans les rivières ni sur le sol
- Ne pas faire de feu
- Creusez un trou (minimum 30cm de profondeur) et couvrez vos excréments en forêt
- Ne jetez pas vos ordures

19.3 Organisation

Étape	Thème	Options	Action	Actions supplémentaires
1	Territoire chimpanzé connu	Oui	Aller à l'étape 4	
		Non	Aller à l'étape 2	
2	Commencer la collecte d'échantillons organiques	-	Aller à l'étape 3	
3	Faire les recces	-	Aller à l'étape 4	
4	Hot spots d'activité des chimpanzés identifiés	Oui	Aller à l'étape 5	
		Non	Contacter MPI	
5	Placer la grille et vérifier avec MPI	-	Aller à l'étape 6	
6	Placer les lignes pour les parcelles habitats, transects-ligne et bande	-	Aller à l'étape 7	
7	Faire les parcelles habitat	-	Aller à l'étape 8	Installez des caméras
8	Sélectionner les arbres pour la phénologie	Assez d'arbres	Aller à l'étape 10	Installez des caméras
		Pas assez d'arbres	Aller à l'étape 9	
9	Faire recces pour chercher des arbres	Assez d'arbres	Aller à l'étape 10	Installez des caméras
		Pas assez d'arbres	Contacter le MPI	
10	Commencer la phénologie	-	Aller à l'étape 11	Puis, phénologie mensuelle
11	Installez les caméras restantes	-	Aller à l'étape 12	Puis, maintenance des caméras
12	Faire les transects-bande	-	Aller à l'étape 13	
13	Fiare les transects-ligne	Sources d'eau permanentes	Répéter tous les 4 mois	
		Pas de source d'eau permanente	Aller à l'étape 14; Répéter tous les 4 mois	
14	Chercher les trous d'eau dans la grille	-	Cartographie	

Important:

S'il est peu sûr de rester sur le site pendant un long moment en raison par ex. d'instabilité politique, concentrez-vous sur la récolte d'échantillons organiques. Pour les caméras-pièges, concentrez-vous sur la prise de comportements d'utilisation d'outils plutôt que sur la méthodologie systématique. Quand la situation redevient normale, reprenez le protocole complet dès que possible. Contactez le MPI en cas de doute.

20 Annexes

Annexe I: Espèces d'arbre pour la phénologie

ID	Localités	Nom d'espèce	Famille	Parte consommée
1	Partout	*Celtis mildbraedii*	Ulmaceae	fruit
2	Partout	*Elaeis guineensis*	Arecaceae	noix, fibre, fleur, fruit
3	Partout	*Ficus mucuso*	Moraceae	Fruit mûr
4	Partout	*Klainedoxa gabonensis*	Irvingiaceae	fruit
5	Partout	*Parinari excelsa*	Chrysobalanaceae	fruit, noix
6	Partout	*Treculia africana*	Moraceae	fruit
7	Ouest	*Adansonia digitata*	Bombacoideae	fruit, graine
8	Ouest	*Albizia zygia*	Mimosaceae	gomme
9	Ouest	*Allophylus africanus*	Sapindaceae	fruit
10	Ouest	*Beilschmiedia manii*	Lauraceae	fruit
11	Ouest	*Calpocalyx aubrevillei*	Mimosaceae	gousse
12	Ouest	*Ceiba pentandra*	Bombacaceae	fleur, graine
13	Ouest	*Cola cordifolia*	Sterculiaceae	fruit, graine
14	Ouest	*Detarium senegalense*	Caesalpiniaceae	fruit
15	Ouest	*Dialium aubrevillei*	Caesalpiniaceae	fruit
	Ouest	*Dialium guineensis*	Caesalpiniaceae	fruit
16	Ouest	*Diospyros sanza-minika*	Ebenaceae	fruit
17	Ouest	*Erythrina mildbraedi*	Fabaceae	fleur, feuille, fruit
18	Ouest	*Gilbertiodendron splendidum*	Caesalpiniaceae	fruit
19	Ouest	*Musanga cercopoides*	Moraceae	fruit, fleur
20	Ouest	*Nauclea latifolia*	Rubiaceae	fruit
21	Ouest	*Pachystela pobeguiniana*	Sapotaceae	fruit
22	Ouest	*Pterocarpus erinaceus*	Papilionceae	fleur, feuille, écorce
23	Ouest	*Saba senegalensis*	Apocynaceae	fruit, fibre
24	Ouest	*Spondias mombin*	Anacardiaceae	fruit
25	Ouest	*Uapaca esculenta*	Euphorbiaceae	fruit
26	Ouest	*Vitex madiensis*	Verbenaceae	fruit
27	Ouest & Centre	*Afzelia africana*	Caesalpiniaceae	fruit, graine
28	Ouest & Centre	*Coula edulis*	Olacaceae	graine, feuille
29	Ouest & Centre	*Diospyros mannii*	Ebenaceae	fruit, fleur
30	Ouest & Centre	*Ficus ingens*	Moraceae	fruit
31	Ouest & Centre	*Irvingia gabonensis*	Irvingiaceae	fruit
32	Ouest & Centre	*Irvingia grandifolia*	Irvingiaceae	fruit, fleur, graine
33	Ouest & Centre	*Mammea africana*	Guttiferae	fruit
34	Ouest & Centre	*Myrianthus arboreus*	Moraceae	fruit

35	Ouest & Centre	*Nauclea didderichi*	Rubiaceae	fruit
36	Ouest & Centre	*Panda oleosa*	Pandaceae	graine
37	Ouest & Centre	*Parkia bicolor*	Mimosaceae	fruit
38	Ouest & Centre	*Pentaclethra macrophylla*	Mimosaceae	gousse
39	Ouest & Centre	*Sacoglottis gabonensis*	Humiriaceae	fruit
40	Ouest & Centre	*Santiria trimera*	Burseraceae	fruit
41	Ouest & Centre	*Sterculia tragacantha*	Sterculiaceae	feuille, écorce
42	Ouest & Centre	*Strombosia glaucesens*	Olacaceae	fruit
43	Ouest & Centre	*Tetrapleura tetraptera*	Mimosaceae	feuille
44	Ouest & Centre	*Triplochiton scleroxylon*	Sterculiaceae	fleur
45	Ouest & Centre	*Uapaca guineensis*	Euphorbiaceae	fruit
46	Ouest & Centre	*Xylopia quintasii*	Annonaceae	fruit
47	Ouest & Est	*Aningeria altissima*	Sapotaceae	fruit
48	Ouest & Est	*Entandrophragma angolense*	Meliaceae	graine
49	Ouest & Est	*Ficus capensis*	Moraceae	fruit
	Ouest & Est	*Ficus exasperata*	Moraceae	fruit, feuille
	Ouest & Est	*Ficus variifolia*	Moraceae	fruit, feuille
50	Ouest & Est	*Lannea welwitschii*	Anacardiaceae	ripe fruit, bois
51	Ouest & Est	*Morus mesozygia*	Moraceae	fruit
52	Ouest & Est	*Pseudospondias microcarpa*	Anacardiaceae	fruit
53	Ouest & Est	*Strychnos aculeata*	Loganiaceae	fruit
54	Ouest & Est	*Syzygium guineense*	Myrtaceae	graine
55	Centre	*Staudtia gabonensis*	Myristicaceae	fruit
56	Centre & Est	*Monodora angolensis*	Annonaceae	pulpe
57	Est	*Beilschmiedia ugandensis*	Lauraceae	fruit
58	Est	*Mimusops bagshawei*	Sapotaceae	fruit
59	Est	*Uvariopsis congensis*	Annonaceae	fruit

Annexe II: Glossaire

Couverture camera: La zone couverte par la caméra et où l'animal est détecté

Paramètres camera: Les options trouvées dans le menu de la caméra qui contrôlent des éléments spécifiques d'enregistrement, ex. durée d'enregistrement et niveau de sensibilité

Diamètre à hauteur de poitrine (DBH): Mesure d'un tronc d'arbre à 1,3m de hauteur du sol en amont, calculée selon l'équation : DBH = circonférence / π

Évènement: La prise de vue (capture) d'un animal par la caméra (les faux déclenchements sont aussi considérés comme des évènements sur chaque caméra).

Faux déclenchements: Déclenchements non déclenchés par la chaleur ou le mouvement de la faune, mais par le vent et/ou le soleil.

Grille: Divisée en cellules de 1x1km placée sur un groupe de signes d'activité de chimpanzés recensés pendant les recces.

Cellule de grille: Cellule de 1x1 km dans la grille

Distance perpendiculaire: Distance de la ligne du transect à l'observation mesurée à angle droit en utilisant une boussole et un mètre.

Échantillonnage opportuniste: Méthode pour identifier de nouvelles observations, comme des nouvelles espèces de mammifères et localiser des outils et des sites d'utilisation d'outils qui n'ont pas été trouvés pendant les transects-bande.

Grille d'échantillonnage: Une grille de cellules de 1x1km couvrant l'entière zone de récolte des données. Les lignes sont libellées avec des lettres, commençant par 'A' pour la ligne du haut, les colonnes sont numérotées, en commençant par '1' pour la colonne de gauche.

Carte SD: Carte mémoire utilisée pour enregistrer les clips vidéo (en format .avi) sur la caméra.

Outil: Tout objet naturel présentant des signes intentionnels de modification(s) du matériau brut pour changer sa forme et sa longueur (ex. coupé pour corriger la longueur, ramifications enlevées, écorce pelée, extrémités aiguisées avec les dents). La principale exception de cette définition est le marteau qui peut être une pierre ou branche non modifiée, mais le second critère d'un **outil utilisé** doit être rempli.

Outil utilisé: Outil qui montre des signes évidents d'utilisation, comme des traces de coups, usure, restes de sables, miel, termites etc.

Parcelle habitat: carré de 20x20 m placé au milieu sur le transect tous les 100m, où tous les arbres au DBH $\geq$ 10cm sont mesurés et identifiés.

Phénologie: Étude du cycle et de la productivité annuels d'arbres servant de nourriture aux chimpanzés.

Recce: Un chemin à résistance réduite à travers une zone en suivant une orientation à la boussole. En forêt pluviale on peut marcher à environ 1 à 2 km /heure, en savane jusqu'à 4km/heure

Taux de visite: Le nombre de visites par semaine d'une espèce à un piège caméra particulier.

Test mode: Paramètre de la caméra qui permet de tester où un animal sera détecté, indiqué par une LED clignotante

THV: Végétation terrestre herbacée, qui inclut des monocotylédones et arbustes <2m de haut.

Parcelle THV: Parcelle 1x2 m plots placée dans le même coin de toutes les parcelles habitat, dans laquelle le nombre d'herbes (monocotylédones) et le nombre d'arbustes sont comptés séparément

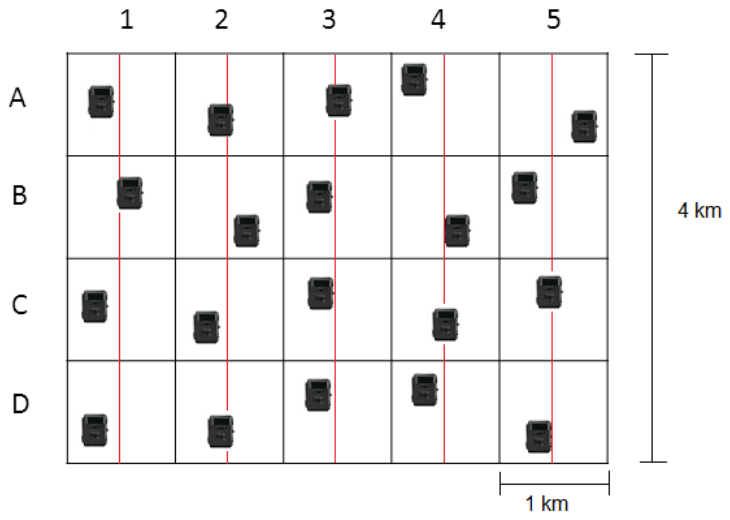
Topofil: Appareil contenant un fil de topofil utilisé pour mesurer une distance parcourue avec précision.

Transect: Ligne droite qui s'étend à travers la grille au centre de toutes les cellules de la zone de récolte de données, où sont conduits les parcelles habitats et les transects-ligne et bande.

Transect-bande: Bande de 10m posée centralement sur le transect, 5m de part et d'autre, le long de laquelle les insectes et la disponibilité des outils est recensée.

Transect ligne: Lignes droites tracées/coupées de façon à traverser le milieu de toutes les cellules en orientation Nord-Sud ou Est-Ouest.

Zone de récolte de données: La zone définie par une grille de cellules 1x1km spécifique au site au sein de laquelle se fait la récolte des données (figure ci-dessous, illustrant les caméras et transects-ligne dans chaque cellule de 1x1km).



Annexe III: Feuilles de récolte des données sur le terrain

Les feuilles suivantes doivent être utilisées sur le terrain pour noter les données. N'oubliez pas de saisir les données sur le fichier Excel dès que possible après la récolte des données.

Feuille: RECCES

Date: Heure début: Heure fin: Météo: Numéro de feuille:

Personne qui prend les données: Membres de l'équipe:

Heure d' observation (hh:mm)	Observation / Habitat	Genre	Espèce	No. d' objets détectés	ID nid	Stade dégradation du nid	Pente	Wpt N°	Longitude (UTM)	Latitude (UTM)	code ID unique de photo ou éch. organique	Commentaires; mesures de l'outil (diamètre, longueur, poids); Genre/Espèce de nourriture; Genre/Espèce de racine enclume; DBH

Feuille: STRUCTURE DE L'HABITAT

Date: Heure début: Heure fin: Météo: Transect ID: Numéro de feuille:

Personne qui prend les données: Membres de l'équipe:

Transect ID	No quadrat	heure (hh:mm)	parcelle THV: monocots/ arbustes	Genre	Espèce	DBH (cm)	code ID unique de l'éch.	Type habitat	Wpt No	Longitude (UTM)	Latitude (UTM)	Commentaires

Feuille: PHÉNOLOGIE – Observations initiales

Date: Heure début: Heure fin: Météo: Numéro de feuille:

Personne qui prend les données: Membres de l'équipe:

Score: 0 = 0% 1 = 1 à 25% 2 = 25 à 50% 3 = 51 à 75% 4 = 76 à 100% / Fruits au Sol: 0 = aucun; 1 = un peu; 2 = plusieurs; 3 = beaucoup

No. quadrat	Informations sur l'arbre								Habitat	Fleurs		Fruits			Feuilles		Comment
	ID arbre	Heure (hh: mm)	Genre	Espèce	DBH (cm)	Wpt No.	Longitude (UTM)	Latitude (UTM)		% Total	% bourgeons	% Total	% Mûrs	Au sol	% Total	% Jeunes	

Feuille: PHÉNOLOGIE – Observations mensuelles

Date: Heure départ: Heure fin: Météo: Numéro de feuille:

Personne qui prend les données: **Fruits au sol: 0 = aucun; 1 = un peu; 2 = plusieurs; 3 = beaucoup**

Score: 0 = 0% 1 = 1 à 25% 2 = 25 à 50% 3 = 51 à 75% 4 = 76 à 100%

No. quadrat	ID arbre	Fleurs		Fruits			Feuilles		Commentaires
		% Total	% Bourgeons	% Total	% Mûrs	Au sol	% Total	% Jeunes	

Feuilles : DONNÉES CLIMATIQUES

Site: Numéro de feuille:

Personne qui prend les données	Date			Heure		Précipitation (mm)	Temp. max. (°C)	Temp. min. (°C)	Humidité max. (%)	Humidité min. (%)	Commentaire
	année	mois	jour	Heure	min						

Feuille: CAMÉRAS VIDEO

Personne qui prend les données: Numéro de feuilles:

Date début	Heure début	Date fin	Heure fin	Largeur (y)	Perp. distance à mi-y (x)	Distance aveugle (m)	Orientation Caméra (°)	Hauteur Caméra(m)	niveau capteur	Type d'endroit	ID cellule	type H-d'habitat	Wpt No	Longitude (UTM)	Latitude (UTM)	Numéro Cam	Numéro carte SD	Commentaire

Feuilles: ÉCHANTILLONS ORGANIQUES (fèces, plantes, insectes, outils, etc.)

Personne qui prend les données: Membres de l'équipe: Numéro de feuille:

Date	Météo	Heure (hh: mm)		Information sur l'échantillon					Position géographique			Comments; analyses; Nid: hauteur & dist. au tronc pour les poils
			Type d'échan tillon	Genre	Espèce	Type d'habitat	code ID unique de l'échan tillon	Stockage	Wpt N°	Longitude (UTM)	Latitude (UTM)	

Feuille: ÉCHANTILLONS DE FÈCES POUR L'ÉTUDE DU RÉGIME ALIMENTAIRE

Personne qui prend les données: Membres de l'équipe: Numéro de feuille:

Date	Météo	Heure (hh: mm)		Information sur l'échantillon			Position géographique			Restes de nourriture			Commentaires
			Genre	Espèce	Habitat type	code ID unique de la photo OU éch.	Wpt N°	Longitude (UTM)	Latitude (UTM)	Morceaux trouvés dans la crotte	Genre	Espèce	

Feuilles: PIÈGES

Personne qui prend les données: Type de piège (Abeille/Mouche): Numéro de feuille:

Date	Heure installation (hh:mm)	ID piège	ID cellule	Hauteur piège (m)	Appât	Nb espèce cible piégé	Durée du piège	Type d'habitat	Wpt	Longitude (UTM)	Latitude (UTM)	Commentaire/ ID échantillon

Feuille: TRANSECT-BANDE

Date: Heure début: Heure fin: Météo: ID Transect: Numéro de feuilles:

Personne qui prend les données: Membres de l'équipe:

Heure (hh:mm)	Observation	Genre	Espèce	No. objets détectés	Code ID unique de la photo ou éch. organique	Wpt N°	Longitude (UTM)	Latitude (UTM)	Commentaires

Feuille: TRANSECT-LIGNE

Date: Heure début: Heure fin: Météo: ID Transect: Numéro de feuille:

Personne qui prend les données: Membres de l'équipe:

Distance du début du transect (m)	Heure observation (hh:mm)	Observation / Habitat	Genre	Espèce	No. objecs détectés	Distance perpendiculaire (m)	Wpt N°	Longitude (UTM)	Latitude (UTM)	Code ID unique de la photo ou éch. organique	Commentaires; Mesures outil (diamètre, longueur, poids); Genre/Espèce de nourriture; Genre/Espèce de racine enclume; DBH

Annexe IV: Ajouts au protocole[35]

Jan 2013-Juil 2014

IV-1. Collecte des os

Nous aimerions que tout le monde fasse un effort pour obtenir au moins un os du corps (idéalement de la jambe) et un crâne de chimpanzé. Si vous ne pouvez pas emporter le crâne, essayez de sortir une molaire avec la racine intacte (toute dent peut être sortie en tournant suffisamment). Mais essayez de ramener le plus d'os possible du squelette. Notez aussi le sexe de l'individu et son âge approximatif (bébé, juvénile, adulte) au moment de la mort si vous le connaissez. Un crâne ou même un squelette complet d'un chimpanzé (ou d'un gorille) est d'une immense valeur pour notre institut. Faites de votre mieux pour obtenir autant d'os et d'informations sur leur origine que possible (où l'animal est mort, quelle année).

Ne **payez jamais** pour de la viande de brousse, et gardez le profil bas si vous demandez d'échantillonner ou d'obtenir un produit de viande de brousse, il ne faut pas encourager le braconnage ! Si vous avez besoin de notre aide pour convaincre les autorités locales d'exporter les os, nous ferons de notre mieux pour leur expliquer pourquoi nous en avons besoin et quelles sont nos recherches envisagées.

NB : S'il y a déjà des règles sur votre site pour collecter des os, celles-ci doivent passer avant les nôtres, nous ne voulons pas enfreindre les protocoles de nos collaborateurs. Cependant, si les os sont traités (selon le protocole original), nous ne pouvons les utiliser pour des analyses génétiques, donc si c'est un problème, envoyez-moi un email avec nos collaborateurs en CC pour essayer de trouver un compromis.

Ne JAMAIS toucher ou manipuler les os sans protection appropriée et toujours respecter les précautions ci-dessous

Vêtements protecteurs:
- Gants par dessus les manches longues
- 2 masques chirurgicaux sur la bouche et le nez
- Lunettes de protection
- Pantalon long
- Manches longues
- Bottes (en caoutchouc)

Autre équipement
- GPS, carnet, stylo
- Sacs Biohazard (ou sacs plastiques solides)
- Pince, pincette
- tubes à RNAlater
- Désinfectant pour les mains
- pétrole+briquet (pour brûler les gants contaminés etc)

Comment collecter des os en toute sécurité ?

1. AVANT d'approcher ou de toucher les os, mettez vos vêtements protecteurs

2. Notez la position GPS de l'endroit où vous avez trouvé les os et prenez quelques notes (ex. date, végétation, signes indiquant la cause de la mort, autre os/carcasses trouvées dans la zone ?...)

3. Si vous trouvez des asticots sur les os, transférez-en quelques-uns dans un tube à RNAlater en utilisant une pincette. Fermez le tube et agitez vigoureusement. Congelez le tube si possible, ou stockez-le aussi froid que possible. Désinfectez la pincette toute une nuit dans du formol à 2-5% (ou de la javel).

[35] Cette section a été entièrement ajoutée en Juillet 2014

4. Utilisez des forceps pour mettre autant d'os que possible, y compris le crâne dans un sac Biohazard, ajouter un bout de papier absorbant et fermez convenablement. Si vous n'avez pas de sac Biohazard, utilisez des sacs plastiques solides. Pour des petits os vous pouvez aussi utiliser des tubes de 50ml.

5. Enlevez vos gants en les retournant, de façon à ce que le côté contaminé soit à l'intérieur. Brûlez les gants et les masques sur place, ou ramenez-les dans un sac plastique pour les brûler au camp.

6. Avant d'enlever le masque, mettez le sac avec les os dans un autre sac plastique. Ne touchez pas le sac contenant les os, car l'extérieur peut être contaminé. Retournez simplement le second sac sur le premier et fermez le. Les os peuvent à présent être transportés de façon sécurisée.

7. Enlevez les masques en faisant attention à ne toucher que les élastiques, puis brûlez-les.

8. Lavez-vous les mains et utilisez du désinfectant pour mains.

9. Désinfectez l'extérieur de vos chaussures toute une nuit dans du formol à 2-5% (ou de la javel) et lavez vos vêtement dans de l'eau de javel

Que faire si une carcasse n'est pas encore décomposée?
1. - 3. Voir ci-dessus

4. Si le corps n'est pas encore trop décomposé, faites un prélèvement du nez : Insérez un coton-tige dans une narine et tournez-le à l'intérieur. Mettez ensuite le coton-tige dans un tube à RNAlater et stockez le tube comme indiqué plus haut.

5. Ensuite couvrez la carcasse de terre, mais de telle manière que les mouches et fourmis puissent passer pour consommer la viande. Éventuellement marquez l'endroit en plus (ex. ruban fluo).

6. Brûler ou désinfectez vos vêtements protecteurs comme précédemment.

7. Après quelques semaines ou mois, en fonction du stade de décomposition, retournez à la carcasse pour collecter quelques os selon le protocole plus haut.

IV-2. Pièges à abeilles

N'utilisez pas l'eau sucrée du protocole, mais essayez les appâts suivants jusqu'à en trouver un qui fonctionne :

a) Lessive en poudre parfumée (ex. Omo). Essayez avec une solution savonneuse qui sent assez fort pour voir si elle attire les abeilles.
b) Urine humaine
c) Parfumez le piège avec un parfum floral ou fruité. Une alternative est l'utilisation de miel si rien d'autre n'est disponible (on peut aussi mettre du miel dans de l'eau sucrée si vous en avez). Des odeurs fortes d'extrait de vanille ou de menthe, ou d'arôme de banane ont très bien marché – je les ai beaucoup utilisés au Gabon, Bornéo et en Amazonie.
d) Solution salée (imite la transpiration) d'1/2 cc. de sel dans 200ml d'eau (vous pouvez changer les concentrations si vous voulez) et frotter sur la peau pour ajouter quelques acides gras sur la bouteille, cela attire aussi très bien les abeilles. On peut aussi essayer une solution sucrée et salée.

Lavez les abeilles dans du détergent doux et stockez les dans de l'alcool à 70% ou séchées sur du silica.

IV-3. Collecte des outils

Envoyez des exemples de tous les types d'outil de chaque TRS (nous l'avions mentionné pendant les workshops). Cependant ce serait bien de ramener au camp tous les outils que vous trouvez, et avant de partir de faire une photo de la collection (comme ci-dessous) pour montrer la diversité d'outils sur votre TRS. Cela comprend les pierres (ne prenez pas plus d'une pierre ou deux car les chimpanzés les réutilisent, et on ne veut pas leur voler leurs outils de la forêt) et marteaux (qui sont probablement beaucoup trop gros et lourds pour les ramener à Leipzig). Quelque chose doit donner l'échelle sur la photo (une personne, un mètre, ou soyez créatif).

Cleve Hicks avec ses outils de Bili-Uele, RDC.

IV-4. ÉCHANTILLONNAGE OPPORTUNISTE

Assurez-vous de collecter des données pour l'échantillonnage opportuniste (p73 du protocole) – cela inclut toutes les nouvelles espèces de mammifères (y compris les primates bien sûr) pour que nous sachions qu'ils sont dans la forêt même si vous ne les observez pas pendant les transects-ligne.

IV-5. ÉCHANTILLONNAGE GENETIQUE

Alors que nous développons des idées pour les analyses génétiques des échantillons, il est apparu qu'échantillonner aussi en dehors du TRS pourrait être bénéfique à notre collection. Pour des analyses de l'histoire des populations, il serait bien d'avoir des échantillons d'individus non-apparentés, ce qui est plus facile à obtenir avec des chimpanzés de différentes communautés. Nous apprécierions beaucoup si vous pouviez échantillonner des fèces en dehors du TRS, et vous pouvez compter ces échantillons dans le minimum total de 200.

IV-6. TUBES POUR IDENTIFICATION

Pour les tubes en verres : merci de noter l'ID de l'échantillon (pas toutes les infos, l'ID suffit) au crayon sur un petit bout de papier et mettez-le dans le tube avec l'insecte et l'alcool pour identification. Les tubes en verre semblent couler et cela efface les informations sur le tube, donc on évite une perte. Scellez aussi le couvercle avec du parafilm et/ou mettez chaque tube dans un petit sac plastique.

IV-7. L'IMPORTANCE DE L'ECHANTILLONNAGE TEMPOREL

Nous voudrions insister sur l'importance de l'échantillonnage temporel sur tous vos sites et que les objectifs dans le protocole sont tous des MINIMUMS.

Donc même si, le premier mois, vous ramassez 50 échantillons de fèces pour des analyses génétiques/pathogènes/régime alimentaire – n'arrêtez pas de collecter car nous voulons savoir ce que les chimpanzés mangent/où ils sont/ce qui les infecte tout au long de l'étude sur le TRS. Je pense que pour la plupart d'entre vous il est assez difficile de trouver des fèces, donc vous avez un échantillonnage temporel par défaut, mais pour ceux d'entre vous qui atteignent ces objectifs plus tôt, n'oubliez pas d'échantillonner tous les mois si possible : 10 échantillons/mois seraient super.

C'est aussi important pour les **poils de chimpanzés** et les **plantes** (d'autant plus que les fruits et les noix peuvent mûrir seulement en saison). Au moins 10 échantillons de chimpanzé doivent être collectés à la fin du terrain, donc si vous trouvez beaucoup de poils de chimpanzé, attendez encore 2-3 mois avant de continuer, essayez d'obtenir des échantillons des saisons sèches et humides, **ciblez les nids frais** et notez toujours si vous avez trouvé un nid frais (stade 1) et y avez échantillonné des poils.

IV-8. TERMITES

À chaque fois que vous inspectez une termitière, n'oubliez pas de le noter comme donnée opportuniste – même/surtout si vous ne trouvez pas d'évidence d'utilisation d'outils ! Ainsi nous savons qu'il n'y a aucune d'évidence de « pêche à la termite », et que cela n'a pas été simplement négligé.

IV-9. PLANTES MEDICINALES

Soyez attentifs aux plantes médicinales dans les crottes (ex. des feuilles de *Manniophyton fulvum* lavées ci-dessous). Cela rejoint aussi l'importance d'un bon échantillonnage temporel des crottes.

En général l'indice d'une utilisation médicinale de plantes – en particulier d'avaler les feuilles – ne peut être observé qu'en lavant les crottes, donc soyez attentifs et lavez des crottes régulièrement. En principe on peut voir que les feuilles ne sont pas digérées, sont roulées en gros morceaux et souvent vert clair (désolé, je n'avais pas de photo de ça, mais on peut voir que les feuilles marron de la photo ne sont pas digérées non plus). C'est ce à quoi vous devez faire attention. Si vous soupçonnez un avalement de feuille, faites une photo et envoyez-nous la puis séchez la feuille et faites-la identifier par un botaniste (conservez les feuille sur du silica pour les ramener à Leipzig).

Petit rappel, cherchez aussi des termites et des fourmis dans les crottes.

IV-10. MISE A JOUR ISOTOPES

Remarques supplémentaires pour clarifier la collecte d'échantillons organiques pour les isotopes

Poils de grands singes[36]

a) Méthode d'échantillonnage (- tout est dans la temporalité -)

Les échantillons de poils doivent être collectés tout au long de la période de terrain pour avoir des échantillons représentatifs de la période de 12 mois sur le TRS. Échantillonnez au moins tous les 3 mois pour permettre une bonne représentation temporelle des poils. Prenez des poils de chimpanzé (et de gorille) de tous les nids frais que vous rencontrez, surtout si c'est un groupe de nids. Les poils de plusieurs groupes de nids sont très utiles car ils représentent différents individus au même moment. Les poils de nids plus vieux sont très difficiles à dater, donc n'échantillonnez les nids au delà du stade 2 que si vous ne trouvez pas de nid frais. Si vous pouvez donner une estimation plus précise de l'âge du nid en nombre de jours et semaines, notez-le dans la colonne commentaires. Échantillonnez TOUS les nids d'un groupe de nids. Grimpez dans le nid et mettez le nid dans un sac de riz pour le ramener en bas et permettre à tous les membres de l'équipe de chercher autant de poils que possible avec la racine intacte. Mettez tous les poils d'un même nid ensemble dans une enveloppe et notez l'âge estimé du nid (stades 1 à 4 ; Figures 9-1 à 9-4), et le numéro du nid (numérotez les nids d'un groupe nid#1, nid#2, nid#3 etc.) aussi bien sur l'enveloppe que sur la feuille de données (dans la colonne « commentaires »). S'il est impossible de grimper dans l'arbre, essayez de le secouer pour faire tomber le nid et chercher les poils par terre. N'oubliez pas d'échantillonner aussi des poils de gorilles s'ils sont présents sur votre site.

b) Taille d'échantillon souhaitée

Ramassez des poils de 50 nids (min. 20 nids frais, avec au moins 10 à 15 poils et une bonne répartition temporelle sur les 12 mois de présence sur le TRS). Essayez d'obtenir des poils d'au moins un groupe de nids. Essayez d'obtenir au moins 5 bons échantillons de poils dans les dernières semaines de présence sur le terrain (sauf si c'est en saison des pluies, où grimper est difficile). Ces derniers échantillons représent-ent les 6 derniers mois de l'alimentation des chimpanzés et correspondent à la plupart des autres données.

Plantes

c) Échantillonnez les plantes surtout pendant la phénologie et les parcelles habitat

Collectez des échantillons de plantes nourricières courantes pour les chimpanzés (voir l'Annexe 1 pour une liste d'espèce d'arbres), en vous basant sur ce que vous connaissez du régime alimentaire des chimpanzés sur votre site (publications, savoir local) et sur les crottes lavées. Prenez toujours un échantillon de la partie mangée, pas celle rejetée, et notez la partie de la plante dans la colonne 'sample type' du fichier (ex. fruit, pulpe, herbe, feuille, noix, graine, champignon, fleur, écorce) car ce ne sera pas facilement reconnaissable quand l'échantillon sera complètement sec. Utilisez aussi la colonne des commentaires pour ajouter des détails. Pour les fruits/noix à coque dure, cassez ou ouvrez le fruit et prenez la pulpe, c.-à-d. la partie mangée par les chimpanzés. 4mg d'échantillon sont suffisants. Pour les gros fruits, ce n'est pas la peine de récolter le fruit entier. Si vous trouvez des restes de nourriture de chimpanzés, identifiez-les, prenez note et assurez-vous d'en prendre un échantillon, à cette occasion ou plus tard. Dans les commentaires notez aussi la position dans la canopée (sol, mi-hauteur ou haute). Pour permettre une bonne répartition temporelle et échantillonner les plantes à différentes phases de fructification, récoltez la plupart de la nourriture à plusieurs reprises pendant la phénologie mensuelle (surtout les fruits, feuilles, noix) ou pendant les parcelles habitats (herbes et autres), et indiquez clairement dans la colonne 'sample' ce que vous avez échantillonné (fruit, graine, feuille, herbe, cœur de fibre, noix). Pour évaluer la variation temporelle potentielle des plantes au cours des saisons, échantillonnez systématiquement des feuilles de 5 espèces d'arbres comestibles pendant la phénologie mensuelle (voir plus bas).

[36] Voir aussi Annexe IV-7 – l'importance de l'échantillonnage temporel

d) Taille d'échantillon souhaitée

- Récoltez 5 espèces herbes terrestres (végétation au sol, mois de 2m) dans 3 types d'habitats différents et/ou en différentes saisons → 15 herbes
- Récoltez 15 espèces clés de fruits : essayez de les collecter systématiquement dans 3 différents types d'habitat et/ou en différentes saisons, donc au moins 45 échantillons de fruits (si vous avez une faible diversité de fruits vous pouvez aussi collecter un 4ème et 5ème échantillon d'un fruit que vous avez déjà) → *minimum* absolu de 30 fruits, mais visez 50 ou plus.
- Autres plantes : champignons intéressants et comestibles, fleurs, cœur de fibre, écorce, liane, bambou, herbe de savane, plantes d'eau/de marais → collectez 5 échantillons de plus de ces éléments « inhabituels » si vous avez des indices que les chimpanzés les mangent.
- Dans les populations casseuses de noix, échantillonnez les noix communément mangées par les chimpanzés (ex. *Parinari excelsa*, *Coula edulis*, *Panda oleosa*, *Detarium senegalense*, *Sacoglottis gabonensis* et *Elaeis guineensi*)
- Récoltez les feuilles à l'opportuniste : au moins 10 feuilles comestibles d'arbres et arbustes poussant dans des types d'habitats différents → Atteignez au moins 20 échantillons de feuilles.

e) NOUVEAU : échantillonnage mensuel de 5 arbres pendant la phénologie

Échantillonnez tous les mois une sélection d'espèces d'arbres : pendant la phénologie, sélectionnez 5 arbres de différentes espèces aux feuilles comestibles que vous aviez déjà marqués pour la collecte des données phénologiques. Sur ces 5 arbres, identifiez et marquez une branche que vous pouvez atteindre pour échantillonner une feuille de la même branche pendant les 12 mois qui suivent. Pendant la phénologie mensuelle, retournez aux 5 arbres et prenez une feuille chaque mois. Donnez aux 12 échantillons d'un arbre un ID unique constitué d'un nouveau numéro d'échantillon (ex Sapo_001), l'ID que vous avez attribué à l'arbre pour la phénologie (ex. A1) et les extensions « a, b, c, … » etc. pour les 12 échantillons (= Sapo_001_A1_a, Sapo_001_A1_b…etc.). Notez ces échantillons dans la feuille 'organic samples' comme pour tous les autres échantillons de plantes. Stockez ces feuilles ensemble dans des enveloppes dans un ziplock avec du silica pour les garder au sec.

f) Traitement des échantillons

Prenez une petite partie de la plante : 10g peuvent suffire. Les fruits sont généralement constitués de 80-90% d'eau, donc 10g d'échantillons donneront 1g de matière sèche. Si possible, séchez d'abord l'échantillon au soleil avant de le transférer dans un tube de 50ml rempli aux deux tiers de silica pour prévenir le pourrissement ou le moisissement. L'échantillon ne doit pas entrer en contact direct avec le silica, donc mettez une barrière, comme un bout de papier toilette, sur le silica avant de mettre l'échantillon de plante (Figure 9-5). Il est préférable de stocker les fruits et autres échantillons humides dans des tubes à silica. Les feuilles ont beaucoup moins d'eau et peuvent être stockées dans des enveloppes en papier où elles sont maintenues au sec dans un ziploc avec du silica vérifié régulièrement. Changez le silica s'il a changé de couleur et est saturé d'humidité (surtout les tubes !). Réutilisez le silica saturé en le réactivant (à la chaleur), mais seulement pour d'autres échantillons isotopiques. Les échantillons peuvent être stockés à température ambiante. Mettez une note dans le tube/l'enveloppe avec l'échantillon, avec les informations du Tableau 9-2. Étiquetez ensuite aussi le tube/l'enveloppe même. Voir la section 9.3 pour le système de codage des échantillons.

Animaux

g) Méthode d'échantillonnage

Collectez des échantillons de tissus animaux dès que vous en rencontrez et identifiez l'espèce. Ne jamais toucher une carcasse en décomposition (*danger !*) – n'échantillonnez que des squelettes secs et tissus rattachés (voir plus bas). Prenez des insectes qui sont pertinents pour les chimpanzés (abeilles, fourmis, termites, voir plus bas). Des poils de mammifères servant de proies est désirable mais peuvent être difficile à obtenir, soyez créatif. Cherchez des poils sur des lieux de repos des animaux (ex. céphalophe,

léopard). Focalisez-vous aussi sur des échantillons de tissus d'autres primates (singes arboricoles, babouins et gorilles), y compris des restes de squelette. Les tissus peuvent être des poils, plumes, écailles, chitine d'insecte et beaucoup d'autres tissus du corps. Essayez d'estimer si l'animal est un subadulte ou un adulte (c'est très pertinent pour les isotopes). Indiquez si l'animal est herbivore, omnivore, carnivore ou insectivore, et si l'animal se nourrit par terre ou haut dans la canopée. Indiquez si l'échantillon vient d'un animal trouvé en forêt ou braconné. Pour cela utilisez la colonne commentaires dans la feuille de données. Plus vous écrivez de notes, plus le contexte de l'échantillon sera fiable pour nos analyses.

Échantillons d'eau
Prenez 5 échantillons d'eau : quand vous trouvez des sources d'eau sur les transects ou recces. Remplissez un tube de 15ml d'eau et gardez l'échantillon à l'obscurité (ex. dans une boîte Zarges). Notez des commentaires détaillés sur l'eau échantillonnée. Était-ce une mare, un lac, une rivière, un ruisseau, une lagune, un marécage, une flaque ou une source ? Pouvez-vous estimer la profondeur de l'eau et s'il y a de l'eau toute l'année ou si cette source d'eau s'assèche ?

IV-11. PROTOCOLE TRANSECT-BANDE SUR LES SITES A FORTE DENSITE DE PIERRES

Si vous êtes sur un site à forte densité de pierres (des centaines par mètre), vous pouvez faire un transect-bande différent du protocole. Dans cette modification, vous ne comptez les pierres (marteaux et enclumes potentiels) et marteaux et enclumes potentiels en bois que sur les premiers 50 mètres de chaque km des transects-bande. Cependant les données sur les termites doivent être notées sur toute la longueur, c.-à-d. :

0m-50m – Comptez les pierres et enclumes en bois potentiels et les termitières
51m-999m –Comptez seulement les termitières
1000m-1050m - Comptez les pierres et enclumes en bois potentiels et les termitières
1051-1999m - Comptez seulement les termitières
2000m-2050m - Comptez les pierres et enclumes en bois potentiels et les termitières
2051-2999m - Comptez seulement les termitières … et de même jusqu'à la fin de chaque transect

IV-12. TAMBOURINAGE AVEC DES PIERRES: Lancer et accumulation de pierres

Le lancer de pierres a été vu la première fois chez les chimpanzés de Sangaredi, Guinée, une zone à savane boisée sèche. Ce comportement a été confirmé par une accumulation de pierres dans des troncs à Boé, Guinée-Bissau.

Pourquoi les pierres s'accumulent-elles dans les troncs ? Est-ce une accumulation active (comportement délibéré) ? Ou plutôt une accumulation passive (les pierres jetées contre l'arbre restent simplement à l'intérieur) ? Les pierres dans les troncs sont-elles réutilisées ? Qu'est-ce qui détermine ce comportement (abondance des pierres, distance des pierres, creux des arbres) ?

La photo de gauche de Boé montre les traces d'impacts des pierres (flèche blanche), quand elles sont jetées sur le tronc, avec une accumulation de pierres dans le creux du tronc. Autour, d'autres pierres sont visibles par terre.

Pour répondre à ces questions, nous aimerions que ceux d'entre vous qui sont dans des zones à habitats secs et/ou savanes boisées collectent les données suivantes (si vous n'êtes pas sûr d'être concerné, demandez-nous). Ce comportement n'est peut-être pas présent sur tous les sites, mais il est aussi très important de déterminer s'il y a des conditions écologiques provoquant la présence de ce comportement.

Recherche sur des recces des signes suivants (notez toutes les données sur la feuille 'Recces')

1- Présence de traces d'impact de pierres sur l'écorce d'arbres creux.
   a. **Si présent:**
      i. Faites des dessins et plusieurs photos d'angles et hauteurs reproductibles de façon à pouvoir faire exactement les mêmes photos en revisitant l'endroit la prochaine fois. Lors de la seconde visite, vous pouvez déterminer si de nouvelles marques ont été faites. À Sangaredi, nous n'avons pas vu de pierres accumulées dans les arbres, mais nous avons observé le comportement de lancer de pierres, donc il est important de contrôler les impacts de pierres sur les troncs. Je ne suis pas sûr, mais je pense que les chimpanzés sélectionnent des troncs d'arbres creux ou ouverts sur la longueur pour le comportement de lancer de pierres. C'est peut-être lié à la propagation du son qui est meilleure plus l'arbre est creux.
      ii. Prenez et envoyez autant de photos des arbres avec accumulation de pierres que possible, de plusieurs angles, ainsi que beaucoup de photos du contexte (arbre et pierres autour).
      iii. Notez l'espèce de l'arbre
      iv. Envoyez une carte de tous les endroits avec accumulations de pierres dans les arbres.
      v. Installez une caméra partout où vous pensez que ce comportement peut se produire.

   b. **Si absent:** Notez les arbres inspectés, avec les Waypoints et tout commentaire pertinent.

2- Présence d'arbres creux sur des sols riches en pierre.
   a. Prenez des bonnes photos pour nous permettre de comprendre pourquoi l'accumulation de pierres n'a pas lieu à tous les arbres creux.
   b. Prenez des photos des zones autour des arbres (1à x 10m), de façon à déterminer le nombre de pierres disponibles et si elles ont été bougées à la visite suivante.
   c. Mesurez la distance et la direction (en degrés) à l'arbre de toutes les pierres dans la zone de 10 x 10m.

d. Marquez et pesez toutes les pierres et remettez-les à leur emplacement original.

3- S'il y a des pierres dans le tronc, comptez-les et marquez les de façon à déterminer si elles ont été utilisées ou déplacées quand vous y retournez au second recce. Prenez de bonnes photos de chaque pierre et sa position dans l'arbre. Installez une caméra sur le site.

4- Si votre caméra montre que des chimpanzés lancent des pierres, ou si vous savez qu'ils le font, installez 2-3 caméras-pièges sur quelques sites pour obtenir des séquences et expliquer ce comportement surprenant en détail. Installez les caméras de façon à couvrir la zone potentielle de collecte de pierre, mais aussi montrer en détail la réutilisation potentielle dans les arbres.

5- Revisitez les arbres creux à intervalles réguliers pour comprendre comment les pierres s'y accumulent et si les pierres dans les troncs sont réutilisées. Si elles sont réutilisées, cela soulève des questions fascinantes de pourquoi certaines pierres sont préférées à d'autres !

IV-13. PECHE AUX ALGUES : Construction de niche en habitat plus sec?

La pêche aux algues avec outils n'a été jusqu'à présent décrite que chez les chimpanzés de Bossou (Guinée Forestière) (ex. Matsuzawa et al. 1999, Humle et al. 2008). Il n'y a que deux rapports de consommation d'algue sans outils à Mahale en Tanzanie (un individu) et au P.N d'Odzala au Congo (3 individus). À Boussou, les chimpanzés collectent l'algue *Spirogyras* sp. à la surface d'une eau stagnante. C'est pourquoi les nouvelles observations du Panaf sur les chimpanzés de Bakoun en Guinée sont très intéressantes, car elles confirment que la consommation d'algues est plus généralisée chez les chimpanzés, l'étendent à la pêche d'algue sous l'eau, et incluent de nouveaux aspects de l'utilisation d'outils chez cette espèce Ainsi, sur tous les sites mais surtout les SITES SECS (Ugalla, GEPRENAF, Bakoun, Bafing, Boe, Foutah Jalon, Mt Sangbe, Bateke, Marungu), il est important de chercher :

1- À quelle échelle ce comportement est-il distribué ?
2- Y a-t-il des variation dans ce comportement que nous observons ?

Nous suggérons de chercher la présence de ce comportement sur votre site comme suit, sur TOUS LES SITES s.v.p. notez toutes les mares inspectées sur votre feuille de données 'recces' (que vous y trouviez quelque chose ou non) :

1. Cherchez la présence d'algue en surface ou sous l'eau dans les ruisseaux et les mares. Si vous ne voyez pas d'algue à première vue, remplissez un grand récipient transparent d'eau et cherchez les algues dans l'eau.
   - Notez toutes les eaux inspectées et s'il y avait des algues ou non.

2. Cherchez de longues tiges dont les feuilles sont enlevées et qui pourraient avoir été utilisées pour pêcher des algues, dans l'eau ou au bord de l'eau.
   - Installez une caméra sur le site si vous trouvez des indices d'outils.

Installez les caméras de façon à voir la section d'eau où les outils ont été trouvés. Voir deux exemples d'installation ci-dessous permettant de voir une section du bord de l'eau et suffisamment de l'environnement pour voir une éventuelle fabrication d'outils (type d'arbuste/branche sélectionnée et à quelle distance ils ont été fabriqués).

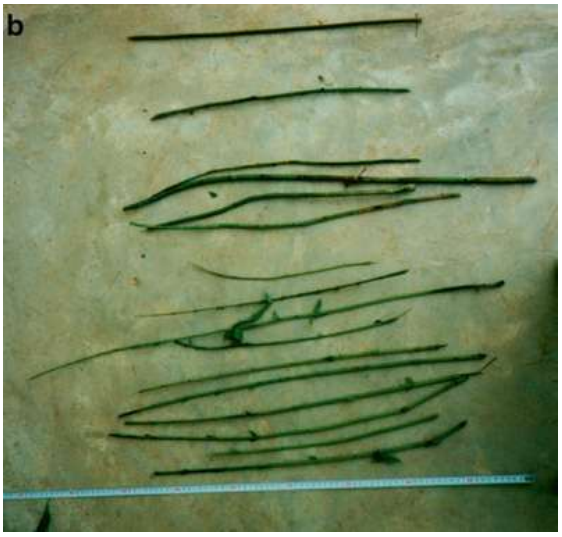
3. Cartographiez les différents sites inspectés – différenciez entre : pas d'algue présente, algues présentes mais pas d'outils, et algues présentes et outils potentiels présents.

4. Dans un nouveau fichier Excel, notez les informations suivantes (assurez-vous de noter ces informations dans la feuille 'reccce' également) :

ID outil/ échantillon	Date	Localisation GPS & waypoint	Espèce de plante utilisée pour l'outil	Longue ur	Diamètre	Forme	Modification
						Lisse	Écorce enlevée
						Acérée	Un bout effiloché
						Autre*	Les 2 bouts effilochés
							Un bout coupé
							Les 2 bouts coupés
							Ramifications enlevées
							Autre*

* si Autre, merci de contacter Mimi pour en discuter

5. Faites des photos des différents outils pour confirmer des différences de formes potentielles. À Bossou, des outils lisses (image ci-dessous, en haut) et tordus (image ci-dessous, en bas) ont été décrits et les chercheurs ont suggéré qu'il y a des différences saisonnières dans la fréquence d'utilisation des deux types (« moins il y a d'algues, plus les outils sont tordus »)



6. Ramenez plusieurs outils à Leipzig, et assurez-vous de collecter des outils qui représentent la diversité que vous observez sur le terrain.

7. Collectez des échantillons d'algue de trois façons : **alcool (tube de 15ml ou 50ml), séchés sur du silica** (tube de 50ml), **et pressés et séchés** avec d'autres plantes (pour préserver la structure).

Décrivez si les filaments d'algues sont ramifiés, s'il y en a des visqueux et si vous pouvez (ou non) observer d'autres organismes avec les filaments (ex. les filaments de *Spirogyras* sont visqueux et pas ramifiés, et contiennent parfois d'autres organismes (escargots, insectes, crabes)).

8. Collectez des échantillons d'eau de chaque point d'eau où vous collectez des algues.

9. Rappel général : vérifiez régulièrement s'il y a des nouveaux outils sur des sites même si vous ne pouvez pas installer de caméra, pour avoir une idée de la fréquence et la saisonnalité de ce comportement.

IV-14. QUAND VOUS VOUS DEPLACEZ DANS LE PAYS ET RETOURNEZ A LEIPZIG

*** SVP emportez vos carnets, disques durs, reçus et feuilles de données avec vous quand vous voyagez***. Les échantillons mettent un certain temps à sortir de la douane et si vous mettez vos carnets/ disques durs avec eux, vous resterez à Leipzig sans avoir grand-chose à faire. De plus, il est plus sûr d'avoir sur vous tout matériel irremplaçable JUSTE en cas de perte, vol ou confiscation de vos bagages !

Pour ranger et emballer :
Triez les échantillons par type d'échantillon (plantes ensemble, pathogènes ensembles, tous les poils ensemble, coquilles et échantillons de terre ensemble, etc.) et mettez-les ensemble dans des sacs plastiques, étiquetez tous les sacs clairement ! Ce sera ainsi plus simple pour vous de trouver un échantillon et de surveiller vos échantillons, et cela gardera les étiquettes des tubes en bon état.

Tous les tubes contenant du liquide doivent être emballés dans du parafilm puis mis dans des sacs sécurisés autocollants (sacs transparents avec des écritures bleues).

Jusqu'à présent, nous avons eu une collaboration réussie avec les douanes et autorités vétérinaires allemandes ici à Leipzig concernant la sortie de nos échantillons Panaf de l'aéroport.
Nous aimerions continuer ces bonnes relations, et ils nous ont demandé d'améliorer notre traitement des échantillons/transparence des données des façons suivantes. Merci de suivre ces règles *À LA LETTRE* pour préparer vos échantillons pour l'exportation (soit en DHL ou avec un passager en avion) :

- Le transport des échantillons ne doit être fait QUE dans des boites en métal (ZARGES) – pas de carton, pas de sacs.
- Nous devons fournir les données des feuilles 'organic samples' et 'traps' du fichier original avant votre départ et à l'arrivée (en plus de tous les autres documents). Donc assurez-vous de faire des copies de toutes ces feuilles dans 1 fichier et triez la liste par type d'échantillon (de la même façon que vous avez emballé les échantillons). Envoyez cette liste avec vos autres documents avant de demander les permis d'exportations.
- L'étiquetage de tous les échantillons doit être fait correctement et correspondre avec la liste à 100%.
- L'emballage des échantillons DOIT être fait aussi correctement que possible : PAS de fuites (échantillons de fluides imperméables), emballages successifs, tous les sacs étiquetés avec leur contenu etc.