Appui au développement méthodologique du suivi de la faune à l'aide de Capteurs Acoustiques, d'ADN environnemental et de Pièges Photographiques adapté au contexte des concessions forestières (CAAPP-Faune)

Financé par la KFW/COMIFAC à travers le Programme de Promotion de l'Exploitation Forestière Certifiée (PPECF)

Contrats C275 et C285

Rapport final – Nature+ & Gembloux Agro-Bio Tech (Université de Liège)

Janvier – Avril 2025

Barbara Haurez[1], Guillaume Baltus[2], Elise Vanderbeck[3], Simon Lhoest[4], Hugues Dethier[5],

[1] Gestionnaire de Projets senior, +3281622645, b.haurez@natureplus.be, Nature+ ASBL, Avenue du Dessus-des-Lives, 2, 5101 Namur, Belgique

[2] Gestionnaire de Projets junior, g.baltus@natureplus.be, Nature+ ASBL, Pokola, République du Congo

[3] Gestionnaire de Projets junior, e.vanderbeck@natureplus.be, Nature+ ASBL, Avenue du Dessus-des-Lives, 2, 5101 Namur, Belgique

[4] Consultant cellule scientifique ULiège, +32 81 62 23 93, simon.lhoest@uliege.be, Université de Liège, Gembloux Agro-Bio Tech, Passage des Déportés 2, 5030 Gembloux, Belgique

[5] Informaticien, h.dethier@natureplus.be, Nature+ ASBL, Avenue du Dessus-des-Lives, 2, 5101 Namur, Belgique

TABLE DES MATIÈRES

..... 1
Table des matières..... i
Liste des tables iii
Liste des figures iv
1. Contexte et objectifs de l'intervention..... 1
2. Evaluation de la mise en œuvre des activités de l'intervention 2
2.1. Chronogramme des activités de janvier à avril 2025..... 2
3. Activités réalisées de janvier à avril et résultats..... 3
3.1. Développement de protocoles pratiques d'analyses des données acoustiques et atelier d'analyse des données à l'Université de Cornell..... 3
3.2. Initialisation d'une collaboration avec la Haute Ecole de la Province de Liège (HEPL)3
3.3. Analyse des données et résultats 3
3.3.1. Les oiseaux..... 3
3.3.2. Les éléphants 4
3.3.3. Les coups de feu 6
3.4. Comparaison des résultats des analyses menées par l'équipe du projet CAAPP-Faune avec les résultats obtenus par la société Okala..... 8
3.5. Comparaison des méthodes et mesure de l'efficacité et des complémentarités ou redondances entre les outils testés afin de proposer la combinaison la plus efficiente de méthodes adaptées au contexte des concessions forestières..... 10
3.5.1. Vertébrés terrestres : Pièges photographiques (PP) et ADN environnemental (ADNe) 10
3.5.2. Les oiseaux - PP, ADNe et Capteurs Acoustiques (CA)..... 13
3.5.3. Les éléphants – PP et CA..... 15
3.5.4. Conclusions et recommandations 15
3.6. Production d'outils de communication et de vulgarisation des méthodes de suivi passives disponibles en libre accès 19
3.7. Formation des équipes de la CIB aux nouvelles méthodes de suivi élaborées et à l'analyse et interprétation des données et restitution des résultats 19
4. Rapport financier final contrat C275 Nature+ 21
5. Conclusion 21
6. Bibliographie 23
7. Annexes I
Annexe 1 : Article soumis à Conservation Biology "Synergies of camera traps and environmental DNA for wildlife surveys in tropical forests" – CONFIDENTIEL I

Annexe 2 : Comparaison de différentes techniques d'inventaire de faune : pièges photographiques, capteurs acoustiques et ADN environnemental XX

Annexe 3 : Détails des coûts techniques et de la charge de travail nécessaire pour la mise en œuvre des différents niveaux de suivi proposés. XXV

Annexe 4 : Fiches techniques et vidéos didactiques sur FauneFAC XXVII

Annexe 5: Rapport financier du contrat C275 XXVIII

LISTE DES TABLES

Tableau 1 Chronogramme effectif du projet CAAPP-Faune. Activités réalisées de janvier à avril 2025. .. 2

Tableau 2 : Matrice de confusion des détections de grondements d'éléphants. N = le nombre total de détections dans l'échantillon de 5%. 6

Tableau 3. Matrice de confusion des détections de coups de feu. N = le nombre de détections total dans l'échantillon de 5%. 7

Tableau 4 : Nombre et distribution des coups de feu. Les pourcentages représentent la proportion selon le nombre total par grille. La nuit est définie comme étant la période entre 18h00 et 06h00. Le weekend est défini comme étant la période entre le vendredi 18h00 et le lundi 06h00. 8

Tableau 5. Comparaison entre le nombre d'espèces formellement identifiées par Okala et celles identifiées par l'équipe de CAAPP-Faune sur base uniquement des images acquises par pièges photographiques. 9

Tableau 6 : Nombre d'espèces d'oiseaux détectées par méthodes d'inventaire et par grille. 14

Tableau 7 : Résultats obtenus, totaux des coûts techniques et ressources humaines nécessaires pour chaque niveau et pour une surface échantillonnée de 64 km². Pour comparaison, les informations relatives au Distance Sampling par transects linaires sont également présentées pour une surface de 1.280 km². Les résultats similaires sont indiqués dans la même couleur. Les coûts techniques sont présentés selon un niveau de prix (de A à C) et la fourchette associée. Les besoins en ressources humaines sont présentés en équivalent temps plein (ETP) sur la période d'intervention. La durée de la période d'intervention est présentée selon une note de 1 à 3 avec le détail des activités menées lors de l'intervention technique. Pour une surface de 1.280 km² : 1 = moins d'une semaine, 2 = 1-2 semaines, 3 = 3 à 4 semaines et 4 = plus de 1 mois de travail de terrain. Le coût à l'hectare a été calculé selon les coûts techniques et les ressources humaines nécessaire pour une grille, en estiment une surface échantillonnée totale de 1.280 km² (inventaire à 5%). 18

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Spectrogrammes de grondements d'éléphant présentant une structure harmonique (A), ou dont seule la fréquence fondamentale est visible (B), générés avec le logiciel Raven Pro 1.6. 5

Figure 2 : Spectrogramme de coups de feu généré avec le logiciel Raven Pro 1.6. 7

Figure 3 : Distribution horaire des coups de feu enregistrés selon les sites. Les zones grisées représentent la nuit (18h-6h). 8

Figure 4 : Courbes de raréfaction des trois méthodes. Les courbes de raréfaction pour l'ADNe sur surface foliaire (B) et l'ADNe dans l'eau (C) sont basées sur les nombres échantillons en abscisses, tandis que celles du piégeage photographique (A) présentent les caméra.jours (effort d'échantillonnage) sur l'axe horizontal. La diversité alpha (locale) à l'échelle de chaque grille est donnée pour 722 caméra.jours (A), 24 échantillons de surface foliaire (B) et 9 échantillons d'eau (C). La diversité gamma représente la variété totale des espèces inventoriées par chaque méthode à l'échelle de l'ensemble de la zone d'étude. Les zones colorées sur les courbes de raréfaction correspondent à la richesse en espèces raréfiée ± son écart type. 12

Figure 5 : Courbes de raréfaction à l'échelle du paysage (toutes grilles combinées) 12

Figure 6 : Diagramme de Venn des espèces détectées par pièges photographiques, ADNe sur surface foliaire et ADNe dans l'eau. Les espèces en orange correspondent aux identifications obtenues avec les pièges photographiques, et celles en violet aux identifications issues des méthodes d'ADNe. Les espèces ne faisant pas partie des vertébrés terrestres >0,5 kg sont grisées. 13

Figure 7 : Diagramme de Venn des espèces d'oiseaux détectées par les pièges photographiques, l'ADNe de l'eau et l'ADNe sur surfaces foliaires et les capteurs acoustiques. Les noms en orange correspondent aux identifications obtenues avec les pièges photographiques, et les noms en violet aux identifications issues des méthodes d'ADNe. 14

Figure 8 : Niveaux 2 à 5 de dispositifs d'échantillonnage en grille élaborés dans le cadre du projet CAAPP-Faune, combinant jusqu'à 3 méthodes d'inventaire (pièges photographiques, capteurs acoustique et recce pour les indices de chasses). 17

1. Contexte et objectifs de l'intervention

Le projet d'Appui au développement méthodologique du suivi de la faune à l'aide de Capteurs Acoustiques, d'ADN environnemental et de Pièges Photographiques adapté au contexte des concessions forestières (CAAPP – Faune) a été réalisé au sein des unités forestières d'aménagement (UFA) de la Congolaise Industrielle des Bois (CIB) (une filiale de Olam Agri). Ce partenariat entre CIB, Nature+, Gembloux Agro-Bio Tech (Université de Liège), l'Université Cornell et le Zoo de Lincoln Park s'inscrit dans le contexte de la mise en œuvre d'une exploitation durable du bois d'œuvre dans les forêts d'Afrique centrale, en particulier en ce qui concerne la préservation des espèces animales.

L'objectif du projet CAAPP – Faune était le développement d'approches de *monitoring* à large spectre, standardisées, moins coûteuses et réplicables dans l'espace et le temps. Les objectifs spécifiques du projet étaient les suivants :

1. Comparer trois méthodes de *monitoring* de la biodiversité animale basées sur les capteurs acoustiques, l'ADN environnemental et les pièges photographiques afin d'en mesurer l'efficacité et les complémentarités. Cette comparaison aboutira au développement d'une méthode novatrice et réplicable (si économiquement supportable), adaptée au contexte des concessions forestières d'Afrique centrale ;
2. Former les gestionnaires forestiers à de nouveaux protocoles et techniques de suivi de la faune ;
3. Développer et diffuser des supports de communication et de vulgarisation des méthodes de suivi de la faune sauvage.

A travers l'élaboration de protocoles de *monitoring* des espèces animales adaptés aux concessions forestières, les résultats du projet permettront d'améliorer la gestion et le suivi de la faune sauvage dans d'autres concessions de la sous-région d'Afrique centrale.

Le présent rapport décrit les activités menées durant les derniers mois du projet (janvier – avril 2025). Il inclut le compte-rendu de la mission de clôture du projet (formation de l'équipe de CIB aux protocoles de suivi de la faune et restitution) et synthétise les résultats du projet.

2. Evaluation de la mise en œuvre des activités de l'intervention

2.1. Chronogramme des activités de janvier à avril 2025

Le Tableau 1 présente les différentes activités menées par les partenaires durant les derniers mois du projet.

Tableau 1 Chronogramme effectif du projet CAAPP-Faune. Activités réalisées de janvier à avril 2025.

Résultats	**Activités**	janv-25	févr-25	mars-25	avr-25
1. Comparer 3 méthodes de monitoring de la biodiversité animale (capteurs acoustiques, pièges photographiques, ADN environnemental), afin d'en mesurer l'efficacité et les complémentarités ou redondances	1.1. Développement d'un protocole en collaboration avec les experts du département bioacoustique de l'Université Cornell, ceux du Zoo Lincoln Park et ceux du laboratoire de génétique de la conservation de l'Université de Liège				
2. Des capteurs acoustiques et des pièges photographiques ont été déployés sur le terrain, de l'ADN environnemental a été collecté et des méthodes d'analyses innovantes et adaptées au contexte des concessions forestières ont été développées	2.1. Missions de terrain : mise en place et récupération des capteurs acoustiques, des pièges photographiques et des dispositifs de récolte de l'ADN environnemental pour le suivi faunique selon la méthode identifiée				
	TFE Elise Vanderbeck - missions de déploiement des pièges photographiques et collecte d'ADNe				
	TFE Elise Vanderbeck - missions de récupération des pièges photographiques				
	TFE Elise Vanderbeck - analyse + rédaction				
	2.2. Développement de protocoles pratiques d'analyse des données acoustiques				
	Atelier d'analyse des données acoustiques à l'Université de Cornell				
	2.3. Analyse des données (composition et diversité animale avec rééchantillonnage des sites de collecte (25, 16, 9, 4, 1), courbes d'accumulation, diagramme de Venn, ...				
	2.4. Comparaison des méthodes et mesure de l'efficacité et des complémentarités ou redondances entre les outils testés afin de proposer la combinaison la plus efficiente de méthodes adaptées au contexte des concessions forestières				
3. Des outils de suivi de la faune ont été diffusés et les gestionnaires forestiers ont été formés à leur utilisation	3.1. Organisation d'un atelier de formation aux outils de suivi de la faune				
	Restitution des résultats du projet à CIB et WCS				
	3.2. Production d'outils de communication et de vulgarisation des méthodes de suivi passifs disponibles en libre accès				
	3.3. Formation de manière transversale des équipes de la CIB aux nouvelles méthodes de suivi élaborées et à l'analyse et interprétation des données				
	Session finale de formation des équipes de la CIB à la méthode de monitoring développée				
Finalisation des délivrables et rapportage final					

3. Activités réalisées de janvier à avril et résultats

3.1. Développement de protocoles pratiques d'analyses des données acoustiques et atelier d'analyse des données à l'Université de Cornell

Entre septembre et décembre 2024, différents outils d'analyse bioacoustique en libre accès (développés ci-après) ont été testés. Parmi eux, *Arbimon* est une plateforme en ligne d'analyse de données bioacoustiques, développée par *Rainforest Connection*. Elle intègre différents outils permettant notamment de détecter un son prédéfini ou de développer des indices généraux sur l'ensemble du paysage sonore. Malheureusement, la performance des outils proposés a été jugée trop faible que pour rapidement apporter des résultats cohérents sur l'ensemble du jeu de données. En effet, la reconnaissance des sons par le logiciel n'était pas efficace et nécessitait un temps conséquent de vérification, qui rendait peu pertinent son utilisation dans le contexte du suivi de la faune dans les concessions forestières. C'est pourquoi les résultats obtenus via cette plateforme n'ont pas été retenus.

Ensuite, l'atelier d'analyse organisé en janvier 2025 à Ithaca (États-Unis) au sein de l'équipe de Daniela Hedwig (Directrice de l'*Elephant Listening Project*, Université de Cornell) a permis à Guillaume Baltus (Nature+) et Justine Broers[6] (ULiège) d'initier l'analyse des données acoustiques en utilisant les algorithmes développés par l'Université de Cornell dans le cadre de l'*Elephant Listening Project* (ELP), en mettant un accent particulier sur la détection des grondements d'éléphants et des coups de feu.

Grâce à ces travaux, l'analyse des données acoustiques et la comparaison des différents outils ont été finalisées dans les délais prévus, à la fin du mois de février 2025.

3.2. Initialisation d'une collaboration avec la Haute Ecole de la Province de Liège (HEPL)

Au cours du projet, un constat s'est rapidement imposé : les outils actuels, qu'ils soient matériels (hardware) ou logiciels (software), ne sont pas encore adaptés à une vision de suivi permanent ou à haute fréquence de répétition, comme un suivi annuel. Dans le but d'initier une réflexion sur le développement des outils de demain, une collaboration a été établie avec la section Électronique de la Haute École de la Province de Liège. Deux projets de groupe ont ainsi été menés par des étudiants en dernière année, qui ont entièrement conçu, depuis les bases théoriques jusqu'à la réalisation pratique, un dispositif combinant prise d'images et de sons et un logiciel d'analyse automatique des données collectées. Bien que les résultats obtenus soient encore loin d'être opérationnels, cette collaboration représente une première étape vers la conception d'outils spécifiquement adaptés aux exigences d'un suivi faunique régulier, en privilégiant des solutions open source et plus durables.

3.3. Analyse des données et résultats

3.3.1. Les oiseaux

[6] Justine Broers est une doctorante de Simon Lhoest qui travaille notamment sur l'utilisation des capteurs bioacoustiques pour l'étude des populations d'éléphants, dans le cadre de sa thèse sur la coexistence souvent conflictuelle entre l'éléphant et les humains. Elle a appuyé l'analyse des données sur les barrissements d'éléphants.

L'ensemble des enregistrements sonores a été analysé avec BirdNET, un programme de détection automatique de vocalisation d'oiseaux développé par la collaboration entre le *K. Lisa Yang Center for Conservation Bioacoustics* du *Cornell Lab of Ornithology* et la *Chair of Media Informatics* de L'Université de Technologie de Chemnitz. Globalement, cet algorithme recherche des émissions sonores dans des spectrogrammes de 3 secondes. Pour chaque détection, l'algorithme développe une liste d'espèces probables, avec pour chacune un score de certitude allant de 0 à 1 et dépendant de la force du signal détecté, de sa structure, etc. Plus il est élevé, plus il est probable que le son détecté corresponde réellement à l'espèce identifiée. Cette liste d'espèces potentielles est alors comparée avec la base de données d'eBird[7], afin d'évaluer la probabilité en fonction de la répartition géographique des espèces, pour finalement proposer une prédiction finale. Toutes les détections ayant un score de certitude supérieur à 0,6 ont été conservées.

L'algorithme a initialement généré un total de 646.038 détections, attribuées à 193 espèces d'oiseaux. La présence réelle de chaque espèce détectée a ensuite été vérifiée manuellement, afin de confirmer son occurrence dans au moins un événement de détection. Pour ce faire, les détections ont été examinées à l'échelle de l'ensemble de la grille, jusqu'à identification d'au moins une détection correctement attribuée à une espèce donnée. Dès lors qu'une telle détection était confirmée, l'espèce était considérée comme effectivement présente, et l'ensemble des détections associées à cette espèce était alors jugé valides, mêmes celles précédemment validées comme des faux-positifs. Pour cette raison, il n'est pas possible d'estimer des abondances ou occupation pour les oiseaux en utilisant ces données.

3.3.2. Les éléphants

L'ensemble des enregistrements sonores a été analysé à l'aide de l'algorithme de détection automatique *HoriHarm Detector 6.3.1*, développé par l'*Elephant Listening Project* (ELP). Cet algorithme est conçu pour détecter les grondements d'éléphants de forêt, caractérisés par une fréquence comprise entre 8 et 64 Hz et une durée allant de 2 à 8 secondes. Chaque détection est associée à un score de certitude compris entre 0 et 1, reflétant la probabilité qu'il s'agisse effectivement d'un grondement d'éléphant. Conformément aux recommandations des équipes de l'ELP, seules les détections ayant un score de certitude supérieur ou égal à 0,2 ont été retenues pour l'analyse. Chaque détection a ensuite été manuellement validée par visualisation des spectrogrammes, les grondements étant quasiment inaudible pour l'oreille humaine. Les grondements d'éléphants apparaissent comme une structure harmonique, pouvant être comparée à un empilement d'arc de cercle (Figure 1 : Spectrogrammes de grondements d'éléphant présentant une structure harmonique (A), ou dont seule la fréquence fondamentale est visible (B), générés avec le logiciel Raven Pro 1.6. A). Toutefois dans la plupart des cas, seule l'harmonique la plus puissante subsiste lorsque l'éléphant est éloigné du capteur, résultant en l'apparition d'un seul arc à environ 40 Hz (Figure 1 : Spectrogrammes de grondements d'éléphant présentant une structure harmonique (A), ou dont seule la fréquence fondamentale est visible (B), générés avec le logiciel Raven Pro 1.6.B). Un évènement de

[7] eBird est une base de données en ligne mondiale, développée par le Cornell Lab of Ornithology et fournissant des informations en temps réel sur l'abondance et la distribution des oiseaux.

détection indépendant a été défini comme un enregistrement sonore séparé des autres par un intervalle d'au moins 4 heures.

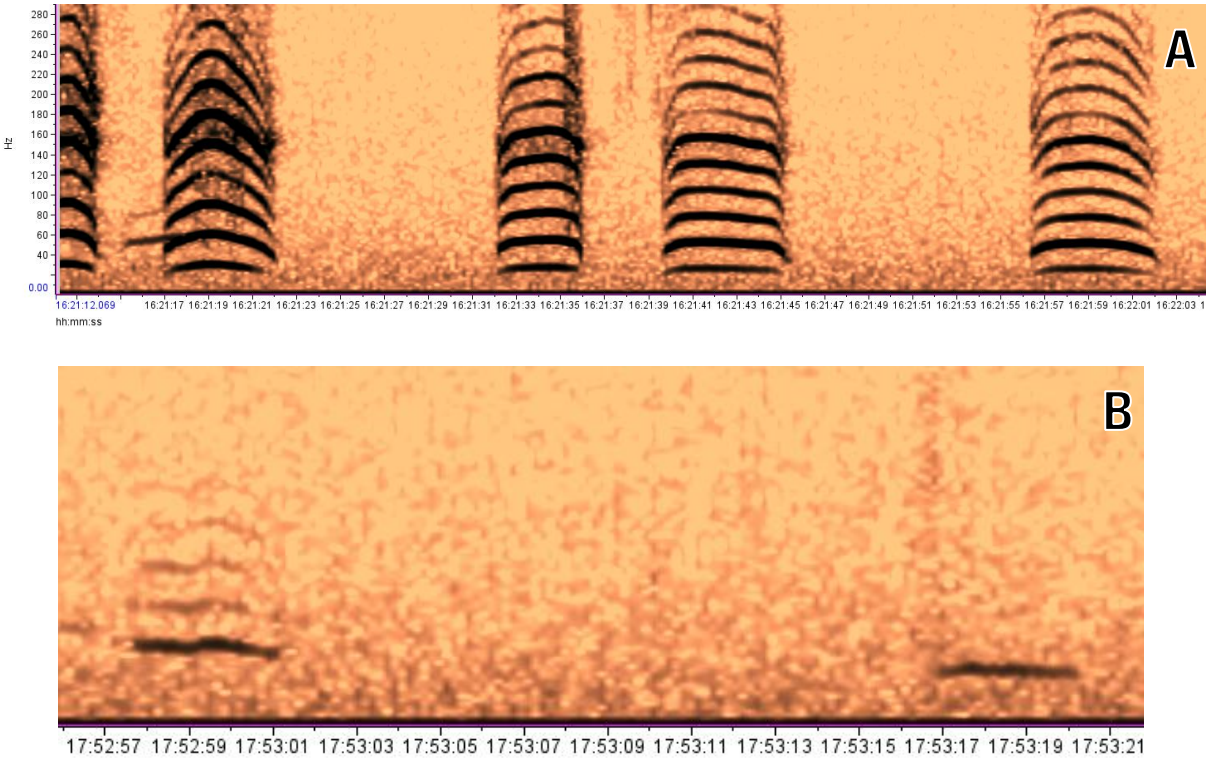

Figure 1 : Spectrogrammes de grondements d'éléphant présentant une structure harmonique (A), ou dont seule la fréquence fondamentale est visible (B), générés avec le logiciel Raven Pro 1.6.

Afin d'évaluer les performances de l'algorithme, une vérification manuelle a été effectuée sur un échantillon aléatoire de 5 % des données brutes, permettant d'estimer son rappel (*recall*), c'est-à-dire la proportion de véritables grondements d'éléphants détectés parmi l'ensemble des grondements effectivement présents dans les enregistrements (Tableau 1). L'analyse automatique a permis d'identifier 133.881 détections, parmi lesquelles 880 ont été confirmées comme étant des grondements d'éléphants. La précision de l'algorithme, définie comme la proportion de véritables positifs parmi l'ensemble des détections générées par l'algorithme, est donc très faible (0,66 %). Cela est synonyme d'un taux élevé de faux positifs, principalement causés par des sons produits par des insectes, des véhicules ou des coups de tonnerre. En revanche, l'algorithme présente un rappel estimé à 90 %, ce qui signifie que la grande majorité des grondements réels ont été détectés.

Il est important de souligner que ces résultats ne doivent pas être interprétés en termes de performance « bonne » ou « mauvaise », mais plutôt comme des informations descriptives du comportement de l'algorithme. En effet, il existe une relation intrinsèque entre précision et rappel : améliorer l'un se fait souvent au détriment de l'autre. Ainsi, augmenter la précision revient généralement à réduire le rappel (et donc à manquer davantage de détections réelles), tandis qu'augmenter le rappel conduit à accepter un plus grand nombre de faux positifs. Dans ce contexte, les algorithmes de détection classiques sont généralement fixes : ils appliquent des règles déterminées à l'avance et reproduisent systématiquement les mêmes erreurs. Il est donc essentiel de définir un seuil de score optimal (*threshold*) en fonction des objectifs de

l'analyse. Ce seuil permet, selon les priorités du projet, soit de maximiser le rappel (en acceptant plus de faux positifs), soit de minimiser les faux positifs (au risque de rater certaines détections). Une fois ce seuil déterminé, la relation entre précision et rappel est fixée de manière stable, ce qui permet, lors de l'application de l'algorithme à de nouveaux jeux de données, de déduire automatiquement les proportions attendues de vrais positifs, de faux positifs et de faux négatifs, sans devoir procéder à une nouvelle validation manuelle exhaustive.

À cet égard, les outils d'intelligence artificielle offrent des perspectives prometteuses, car contrairement aux modèles classiques, ils peuvent apprendre de leurs erreurs. En intégrant des processus de réentraînement supervisé à partir des validations manuelles, ces algorithmes sont capables d'améliorer la reconnaissance des vrais positifs et de réduire progressivement les erreurs de classification.

Tableau 2 : Matrice de confusion des détections de grondements d'éléphants. N = le nombre total de détections dans l'échantillon de 5%.

N = 5852		RÉALITÉ	
		Grondement d'éléphant	Bruit
PRÉDICTION	Grondement d' éléphant	18	5832
	Bruit	2	

Les 880 détections de grondements d'éléphants ont été réparties en 201 évènements de détection indépendants.

3.3.3. Les coups de feu

L'ensemble des enregistrements sonores a été analysé à l'aide de l'algorithme de détection automatique *Data Template Detector 1.5.7*, développé par l'*Elephant Listening Project*. Cet algorithme recherche des émissions sonores similaires aux coups de feu, en attribuant à chaque détection un score de certitude entre 0 et 1, basé sur la force et la structure du signal. Suivant les recommandations de l'Université Cornell, seules les détections ayant un score supérieur à 0,53 ont été retenues pour validation manuelle visuelle (spectrogramme) et auditive. Les coups de feu apparaissent au spectrogramme sous une forme caractéristique d'une impulsion sonore puissante verticale entre 100 et 900 Hz, se dissipant progressivement sur quelques dixièmes de secondes (Figure 2 : Spectrogramme de coups de feu généré avec le logiciel Raven Pro 1.6.). Une vérification de 5% des données brutes a permis d'estimer le rappel du modèle.

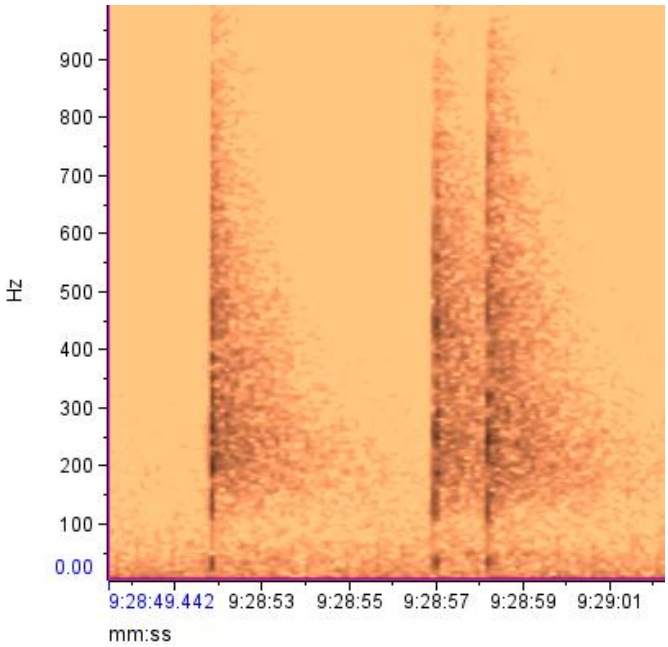

Figure 2 : Spectrogramme de coups de feu généré avec le logiciel Raven Pro 1.6.

La vérification manuelle de l'ensemble des détections a révélé que seules 169 des 31.845 détections correspondaient réellement à des coups de feu. La précision globale de l'algorithme est ainsi estimée à 0,53 %. La majorité des fausses détections étaient causées par des craquements de branches, des pluies intenses ou des coups de tonnerre, fréquemment confondus avec des impulsions acoustiques similaires. Parmi les véritables coups de feu, quatre ont été classés à tort comme du bruit par l'algorithme. Le rappel du modèle est donc estimé à 66 % (Tableau 3), ce qui signifie qu'environ un tiers des coups de feu effectivement présents dans les données n'a pas été détecté. Ces performances apparaissent décevantes en comparaison avec celles de l'algorithme HoriHarm : à précision équivalente (0,66 % pour les éléphants contre 0,53 % pour les coups de feu), le rappel est nettement plus faible dans le cas des coups de feu (66 % contre 90 % pour les éléphants). Cette différence pourrait toutefois s'expliquer, en partie, par le faible pourcentage d'échantillonnage utilisé pour la vérification et le calcul du rappel sur seulement 5% des données brutes. Il est possible que les coups de feu non détectés aient été, par hasard, surreprésentés dans l'échantillon validé, conduisant à une sous-estimation du rappel. Une vérification sur un échantillon plus large permettrait de mieux évaluer les performances réelles de l'algorithme.

Tableau 3. Matrice de confusion des détections de coups de feu. N = le nombre de détections total dans l'échantillon de 5%.

N = 1916		RÉALITÉ	
		Coup de feu	Bruit
PRÉDICTION	Coup de feu	8	1904
	Bruit	4	

Les coups de feu ont été analysés par grille, ce qui a permis d'identifier les zones où les activités de chasse se concentrent au sein de la concession. 73% des coups de feu, toutes grilles confondues, ont lieu la nuit entre 18h00 et 06h00 ce qui, selon l'Article 36 de la Loi n°37-2008 sur la faune et les aires protégées qui interdit la chasse entre le coucher et le lever du soleil, constitue une chasse illégale. Jusqu'à 64% des tirs ont lieu le weekend, suggérant, selon la zone, une hypothétique implication des ouvriers (

, Figure 3).

Tableau 4 : Nombre et distribution des coups de feu. Les pourcentages représentent la proportion selon le nombre total par grille. La nuit est définie comme étant la période entre 18h00 et 06h00. Le weekend est défini comme étant la période entre le vendredi 18h00 et le lundi 06h00.

Grille	A	B	C	D	Total
Total de coups de feu détectés	22	127	19	1	**169**
Coup de feu tiré de nuit	18 (82%)	91 (72%)	15 (79%)	0	**124 (73%)**
Coup de feu tiré le weekend	14 (64%)	48 (38%)	11 (58%)	0	**73 (43%)**

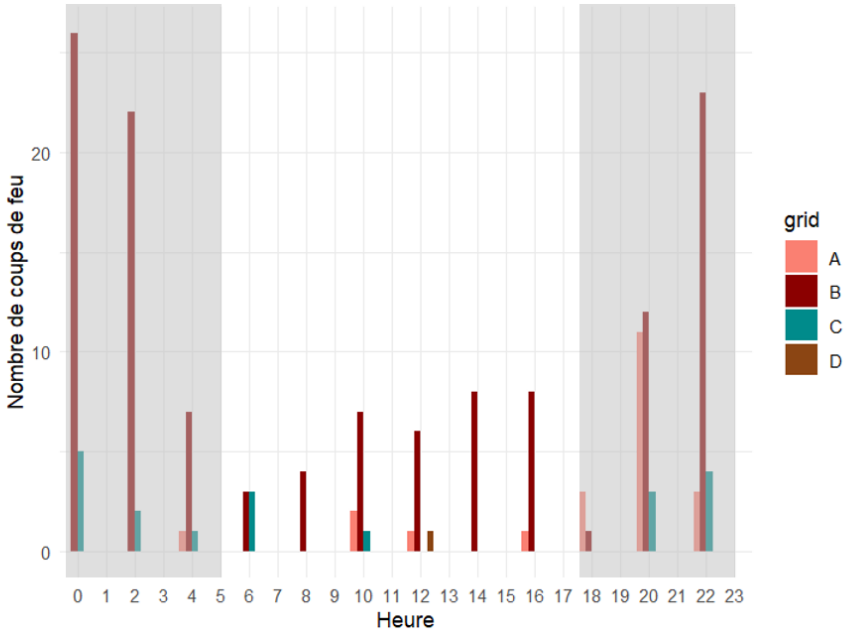

Figure 3 : Distribution horaire des coups de feu enregistrés selon les sites. Les zones grisées représentent la nuit (18h-6h).

3.4. Comparaison des résultats des analyses menées par l'équipe du projet CAAPP-Faune avec les résultats obtenus par la société Okala

Aperçu

Dans le cadre de ce projet, il a été possible de tester les services de la société Okala, spécialisée dans la mesure de la biodiversité, principalement en Afrique centrale. Leurs équipes ont traité toutes les données de la grille D (soit un quart de nos données sonores brutes, images brutes et données prétraitées des résultats d'analyse ADN).

Okala a développé une plateforme en ligne (*Dashboard*) permettant d'aisément naviguer à travers les résultats obtenus. Voici une liste des principales fonctionnalités disponibles :

- Traiter des images et vidéos issues des pièges photographiques grâce à une intelligence artificielle de détection automatique développée en interne, combinée à un contrôle qualité d'expert ;
- Traiter des enregistrements acoustiques grâce à *Google Perch*, un algorithme en libre accès de détection des oiseaux ;
- Produire des rapports géospatiaux dynamiques en temps réel.

Les résultats ADN n'ont pas réellement été traité par Okala car les données brutes avaient déjà été traitées au préalable par Elise Vanderbeck (Nature+) dans le cadre de son mémoire de master (Gembloux Agro-Bio Tech, ULiège), ils ont donc uniquement été mis en forme et chargés sur le *Dashboard*.

Pièges photographiques

Globalement, les résultats obtenus par Okala sont cohérents avec ceux obtenus par l'équipe de Nature+. L'association d'un algorithme de détection automatique et d'une validation par un expert a permis d'identifier neuf espèces supplémentaires parmi les petits mammifères, groupes non identifiés au niveau spécifique par Nature+ afin de limiter les risques d'erreurs (genettes, mangoustes, petits pangolins, petits rongeurs et écureuils) (Tableau 5). Ainsi, 77% des détections initialement non identifiées jusqu'à l'espèce par Nature+ ont pu l'être grâce aux outils d'Okala. En revanche, environ 6% des détections identifiées jusqu'à l'espèce par Nature+ ont été avec certitude mal identifiées par Okala (par exemple, confusion évidente entre un céphalophe bleu et un potamochère roux). Enfin, les connaissances ornithologiques de Guillaume Baltus (Nature+) ont permis une identification plus fine des espèces aviaires.

Tableau 5. Comparaison entre le nombre d'espèces formellement identifiées par Okala et celles identifiées par l'équipe de CAAPP-Faune sur base uniquement des images acquises par pièges photographiques.

	Mammifères	Oiseaux	Reptiles	TOTAL
Okala	33	4	1	**38**
CAAPP-Faune	24	9	1	**34**

Capteurs acoustiques

Okala base ses analyses acoustiques sur l'algorithme de détection automatique *Google Perch*, spécifiquement conçu pour l'identification des oiseaux. Cet algorithme a permis d'identifier 242 espèces sans vérification manuelle. Pour comparaison, BirdNET a détecté 134 espèces sur le même jeu de données. *Google Perch* semble donc plus performant que BirdNET pour cette région, mais ces résultats nécessitent une validation, car de nombreuses détections présentent un score de certitude faible. À titre d'exemple, 134 espèces ont été identifiées par BirdNET dans la grille D. Après validation manuelle des résultats par Guillaume Baltus, le nombre d'espèces retenues est passé à 65. Il est donc très probable que le nombre d'espèces réellement enregistrées soit également inférieur au nombre d'espèces détectées par *Google Perch.*

Coût

Le coût total d'une prestation d'Okala comprenant l'identification des espèces à partir des données issues de 25 pièges photographiques et 9 capteurs acoustiques, réalisée par intelligence artificielle avec un contrôle qualité par un expert en ce qui concerne les données

des pièges photographiques, ainsi que le chargement des résultats sur le tableau de bord en ligne, s'élève à 4.320 €. Dans le cadre du projet CAAPP-Faune, cette prestation a été offerte.

Conclusion

La comparaison des résultats obtenus par Okala et de ceux obtenus par l'équipe de Nature+ montre que la méthode d'analyse d'images développée par Okala, associant intelligence artificielle (IA) et validation experte, produit des résultats comparables à notre analyse manuelle (assistée par IA pour filtrer les images) et permet même d'affiner l'identification de certaines espèces, en particulier les petits mammifères. Cependant, environ 6 % des images traitées par Okala présentent des erreurs d'identification. Concernant la détection des oiseaux, *Google Perch* semble plus performant que BirdNET dans cette région, bien qu'une validation manuelle reste nécessaire. Enfin, le coût des services d'Okala s'aligne avec les estimations établies par le projet CAAPP-Faune.

3.5. Comparaison des méthodes et mesure de l'efficacité et des complémentarités ou redondances entre les outils testés afin de proposer la combinaison la plus efficiente de méthodes adaptées au contexte des concessions forestières

L'évaluation des différentes méthodes employées a permis d'identifier leurs forces, leurs limites et leur complémentarité dans le contexte des concessions forestières. L'objectif est de proposer une combinaison optimale pour un suivi efficace de la faune.

Contrairement aux pièges photographiques et à l'ADN environnemental, les outils de détection automatique développés pour la bioacoustique ne sont, à ce jour, pas adaptés pour identifier les mammifères qui vocalisent. La comparaison des méthodes sera donc menée en trois parties : d'abord pour les vertébrés terrestres, mieux détectés par les pièges photographiques et l'ADNe, puis pour les oiseaux à l'aide des quatre méthodes, et enfin pour la détection des éléphants grâce aux pièges photographiques et aux capteurs acoustiques.

3.5.1. Vertébrés terrestres : Pièges photographiques (PP) et ADN environnemental (ADNe)

Chaque approche présente des avantages et limites propres :

- **Pièges photographiques** : Méthode la plus efficace pour les mammifères terrestres > 0,5 kg, avec 53 espèces détectées pour un effort de 722 à 874 caméra.jours par grille (Figure 4) et un plateau attient en moyenne à 380 caméra.jours. La courbe de raréfaction à l'échelle du paysage (toutes grilles combinées donc) indique, elle, que le plateau est atteint à 407 caméra.jours (Figure 5). Le PP fournit des indices d'abondance relative (RAI) utiles pour le suivi des populations. Son coût initial est élevé pour l'investissement en matériel, mais la réutilisation possible de l'équipement en fait une solution pertinente. Les principales limites sont la durabilité du matériel en milieu tropical et le risque de vol.
- **ADN environnemental sur surface foliaire (ADNeF)** : Plus performant et économique pour une vision globale de la biodiversité en espèces de vertébrés (66 espèces avec 24

à 25 échantillons par grille) (Figure 4), incluant des espèces arboricoles, aviaires et de petits mammifères. Cependant, cette méthode ne permet pas d'estimer l'abondance et nécessite un effort d'échantillonnage accru (estimation de 48 échantillons par grille, pas de plateau atteint à l'échelle du paysage) pour atteindre son plein potentiel, c'est-à-dire détecter la totalité des espèces détectables par cette méthode au sein de la grille d'échantillonnage.

- ADN environnemental dans l'eau (ADNeE) : Nécessite un effort d'échantillonnage accru (estimé à 34 échantillons par grille, pas de plateau atteint à l'échelle du paysage) pour une estimation fiable de la richesse spécifique. Son coût élevé en matériel et en analyses de laboratoire, sa dépendance aux cours/points d'eau limitent son efficacité et la difficulté de réaliser un échantillonnage systématique à l'échelle de la zone d'étude. L'ADNe aquatique pose aussi des incertitudes sur la localisation réelle des espèces, l'ADN pouvant être transporté par les cours d'eau sur de longues distances.

Il est cependant important de prendre en compte que, en raison de leur mise en œuvre, ces techniques ciblaient principalement les vertébrés terrestres de plus de 0,5 kg : les pièges photographiques ont été installés à environ 50 cm du sol, les feuilles frottées pour l'ADNe foliaire à une hauteur maximale de 1 m, et l'ADNe aquatique repose sur des prélèvements en points d'eau ou cours d'eau. Les espèces ne répondant pas à ces critères ont été grisées sur le diagramme de Venn (Figure 6), confirmant que l'ADNe n'apporte pas d'espèces nouvelles dans cette catégorie et que les PP restent les plus performants.

Concernant les plateaux atteints à des efforts d'échantillonnage plus élevés – voire non atteints – dans les courbes de raréfaction combinant les quatre grilles (Figure 5), cette tendance s'explique par le positionnement des grilles le long d'un gradient de pression anthropique, associé à des stades variés de régénération forestière. En outre, les types de forêts diffèrent entre les grilles, avec par exemple une forêt à Limbali dans la grille C, et une forêt à marantacées dans la grille A. Dans ce contexte, il est logique que le plateau d'accumulation des espèces soit plus distant, ces habitats n'abritant ni les mêmes communautés fauniques, ni les mêmes densités spécifiques. La combinaison de milieux hétérogènes au sein d'un même jeu de données conduit ainsi à une accumulation plus progressive des espèces, reflétant la diversité écologique de l'ensemble.

Une analyse plus détaillée comparant ces trois méthodes a été réalisée sous forme d'article scientifique ayant été soumis à la revue internationale *Conservation Biology*. Cet article est joint en Annexe 1 de ce rapport.

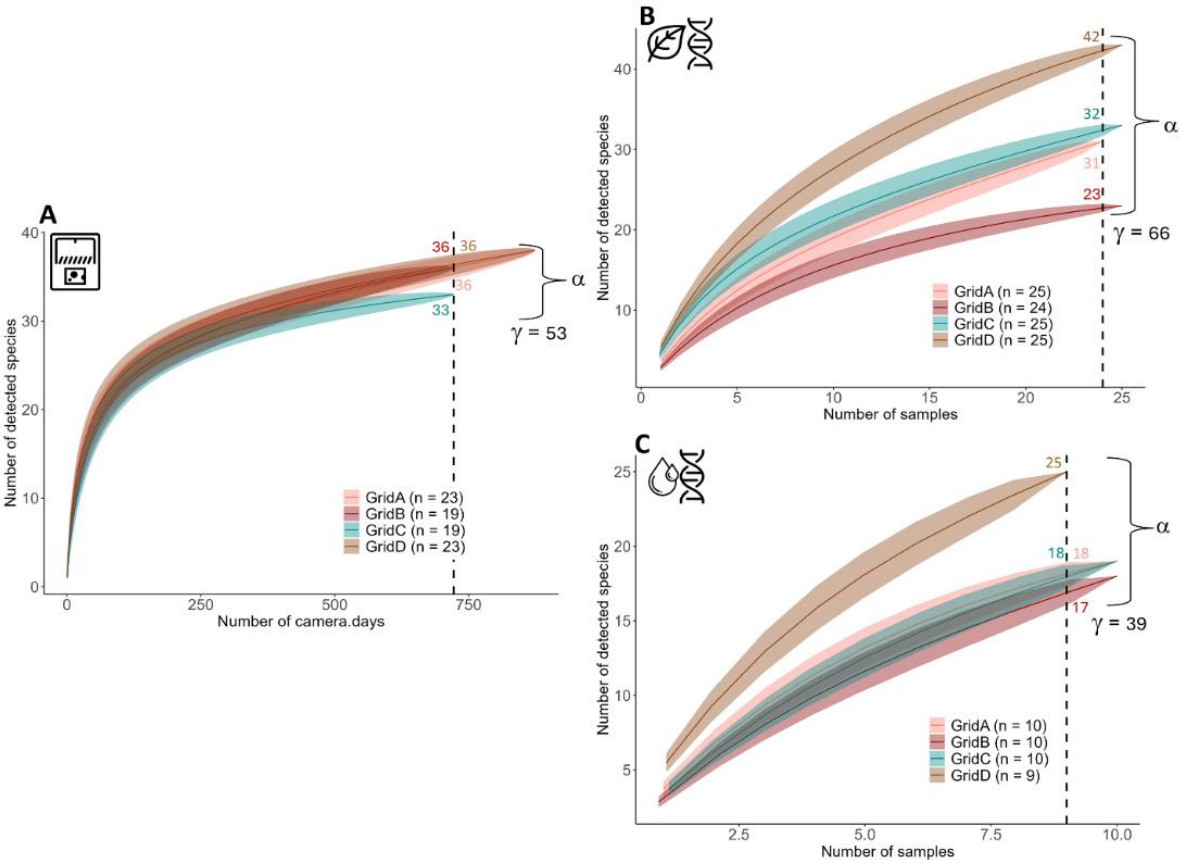

Figure 4 : Courbes de raréfaction des trois méthodes. Les courbes de raréfaction pour l'ADNe sur surface foliaire (B) et l'ADNe dans l'eau (C) sont basées sur les nombres échantillons en abscisses, tandis que celles du piégeage photographique (A) présentent les caméra.jours (effort d'échantillonnage) sur l'axe horizontal. La diversité alpha (locale) à l'échelle de chaque grille est donnée pour 722 caméra.jours (A), 24 échantillons de surface foliaire (B) et 9 échantillons d'eau (C). La diversité gamma représente la variété totale des espèces inventoriées par chaque méthode à l'échelle de l'ensemble de la zone d'étude. Les zones colorées sur les courbes de raréfaction correspondent à la richesse en espèces raréfiée ± son écart type.

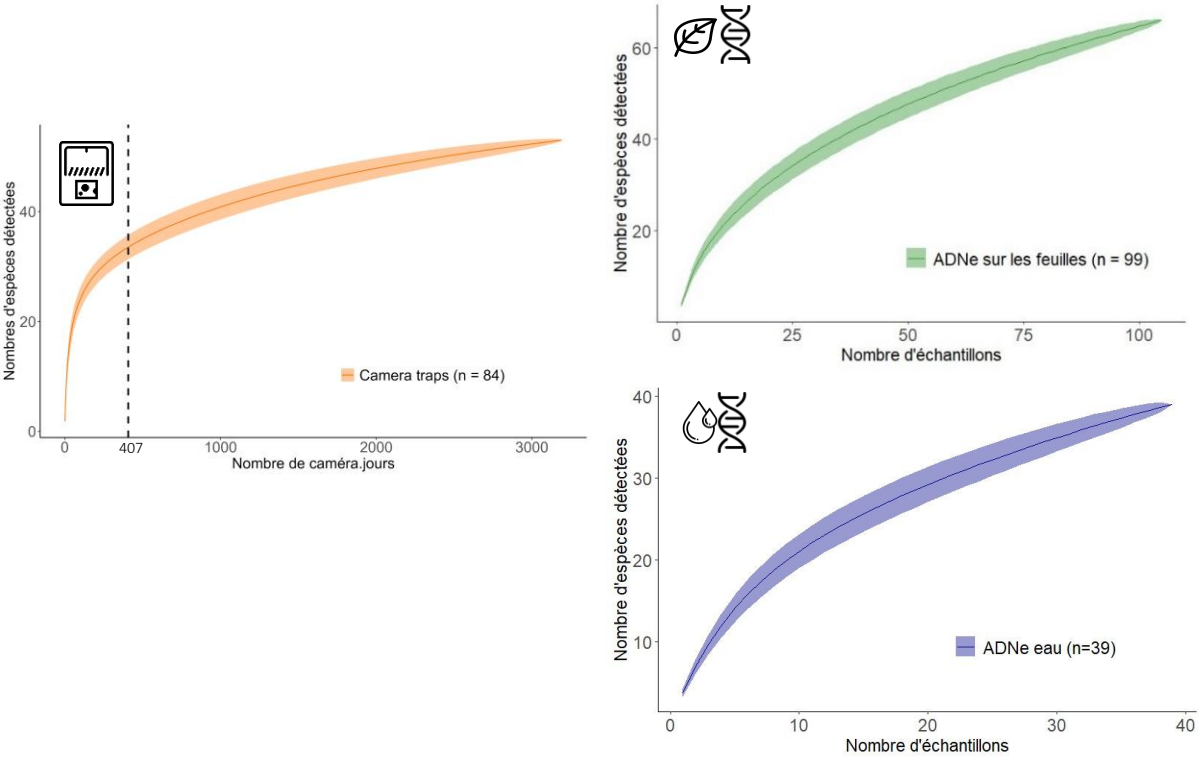

Figure 5 : Courbes de raréfaction à l'échelle du paysage (toutes grilles combinées)

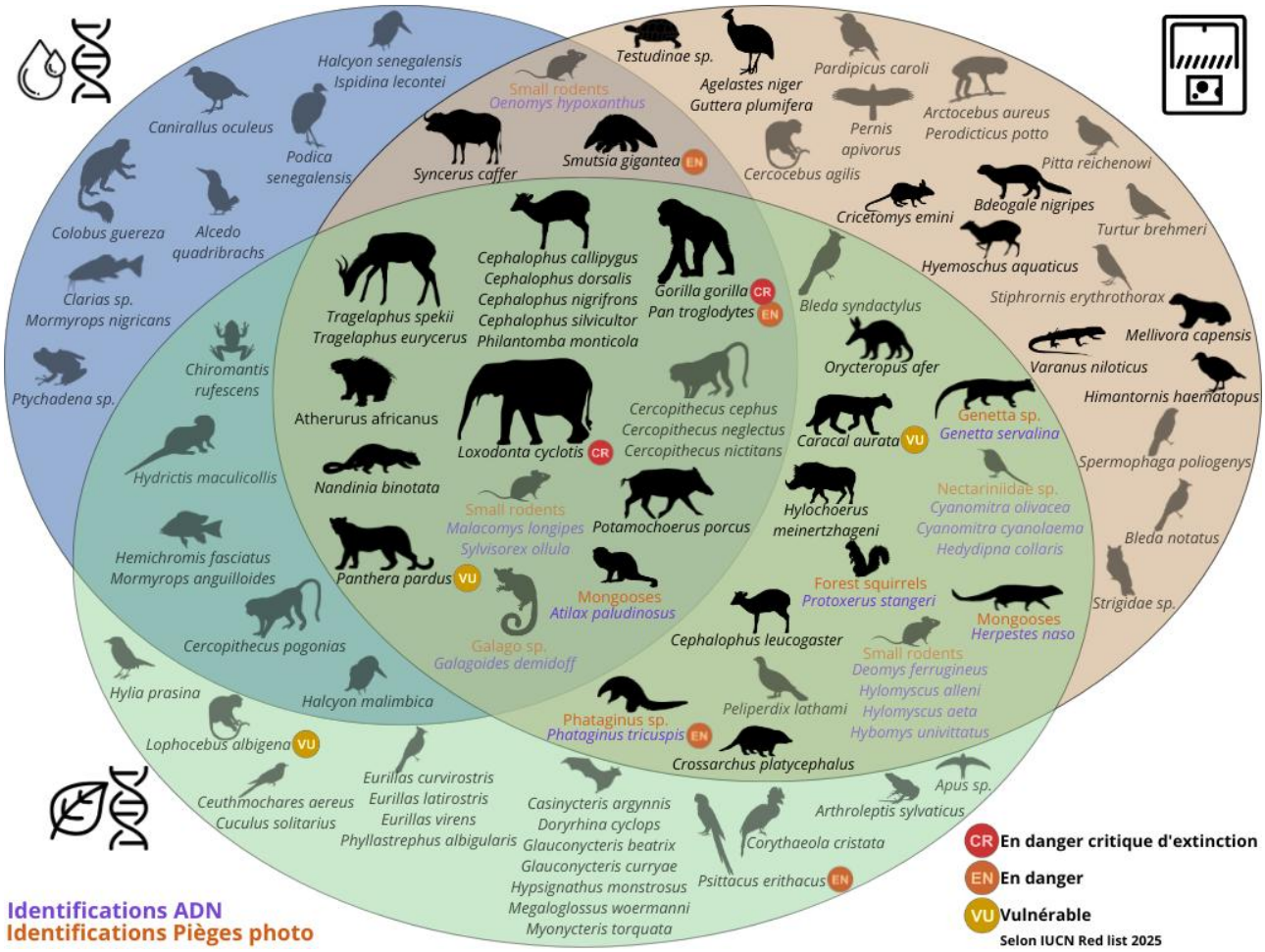

Figure 6 : Diagramme de Venn des espèces détectées par pièges photographiques, ADNe sur surface foliaire et ADNe dans l'eau. Les espèces en orange correspondent aux identifications obtenues avec les pièges photographiques, et celles en violet aux identifications issues des méthodes d'ADNe. Les espèces ne faisant pas partie des vertébrés terrestres >0,5 kg sont grisées.

3.5.2. Les oiseaux - PP, ADNe et Capteurs Acoustiques (CA)

- Les capteurs acoustiques se révèlent être la méthode la plus efficace pour la détection des oiseaux, surpassant largement les autres techniques (Figure 7). Le recouvrement entre les méthodes est très faible, soulignant leur complémentarité. Parmi les 103 espèces détectées au total, 68 % l'ont été exclusivement par les CA.

L'ADNe dans l'eau a les performances les plus faibles, détectant en moyenne une seule espèce. Les pièges photographiques et l'ADNe sur surface foliaire offrent des résultats similaires. Un cas particulier a été observé dans la grille B, où une seule espèce a été détectée par l'ADNe sur surface foliaire, alors que cette grille est celle où les capteurs acoustiques et les pièges photographiques ont enregistré le plus grand nombre d'espèces. Cette anomalie pourrait être liée à un problème de préservation de l'ADN ou à un biais méthodologique, soulignant les défis associés à cette approche (Tableau 6).

Tableau 6 : Nombre d'espèces d'oiseaux détectées par méthodes d'inventaire et par grille.

Grille	A	B	C	D
CA	71	78	76	65
PP	7	9	6	6
ADNeF	8	1	10	8
ADNeE	2	1	1	2

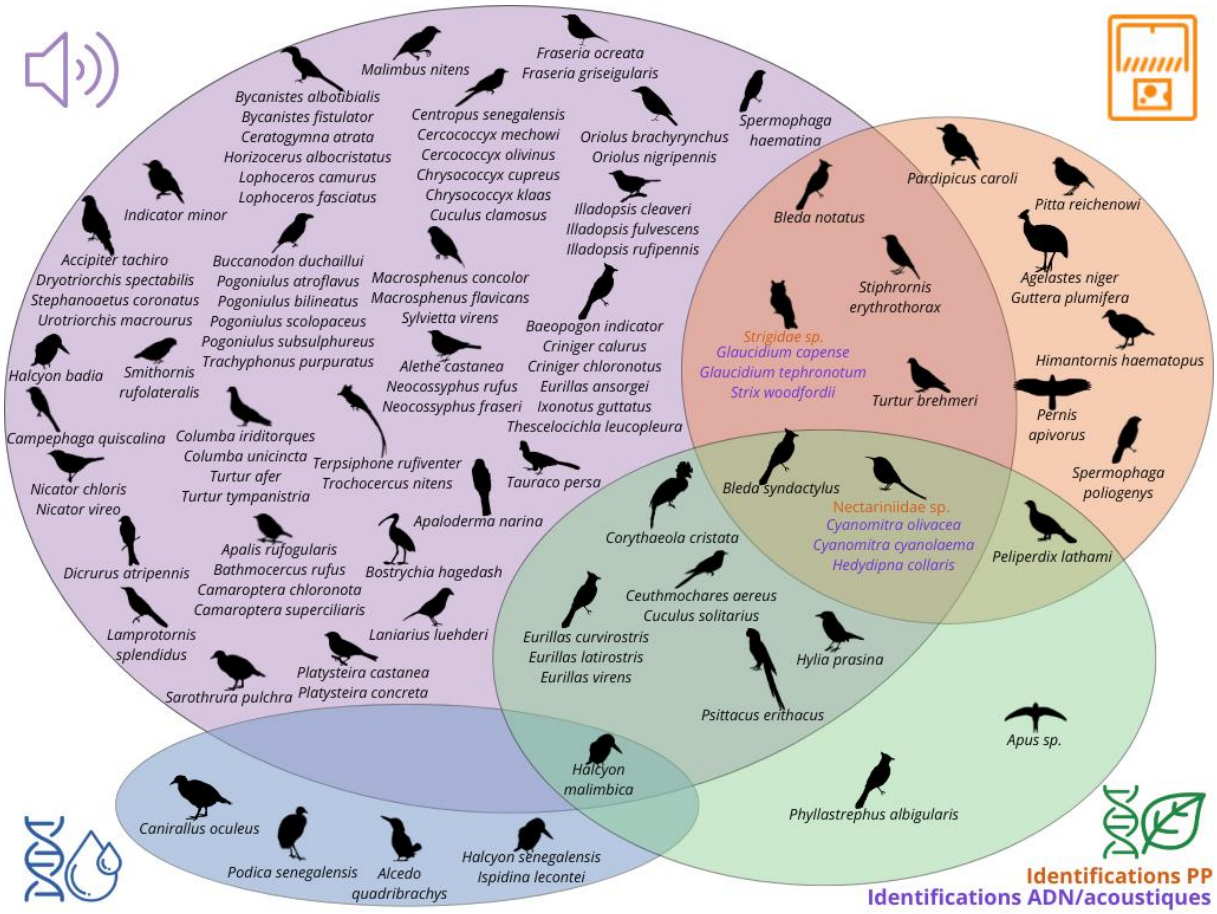

Figure 7 : Diagramme de Venn des espèces d'oiseaux détectées par les pièges photographiques, l'ADNe de l'eau et l'ADNe sur surfaces foliaires et les capteurs acoustiques. Les noms en orange correspondent aux identifications obtenues avec les pièges photographiques, et les noms en violet aux identifications issues des méthodes d'ADNe.

Au travers ces analyses, nous remarquons que les capteurs acoustiques sont les plus efficaces pour détecter les oiseaux. Ce résultat est logique pour les pièges photographiques puisque leur protocole d'installation se focalisait sur les vertébrés terrestres. Cependant, bien que les oiseaux terrestres tel que le francolin de Latham (*Peliperdix lathami*), la pintade noire (*Agelastes niger*), la pintade plumifère (*Guttera plumifera*) et le râle à pied rouge (*Himantornis haematopus*) vocalisent, elles ne sont pas détectées par capteurs acoustiques alors qu'ils le sont par pièges photographiques. Cette comparaison met en évidence l'incomplétude de la base de données utilisée par le modèle BirdNET. Pour obtenir un inventaire plus exhaustif, il serait donc essentiel de combiner plusieurs méthodes d'inventaire et d'envisager l'intégration de différents modèles de détection acoustique (voir point 5.4.2). Pourtant, les techniques d'inventaire sont rarement combinées, malgré les avantages que cette combinaison pourrait offrir (Buxton et al., 2018). Une approche multiméthode permettrait d'améliorer la détection

des espèces, de compenser les biais propres à chaque technique et d'optimiser la représentativité des résultats.

3.5.3. Les éléphants – PP et CA

La comparaison entre les données issues des capteurs acoustiques et des pièges photographiques met en évidence le caractère redondant de ces deux outils, sans pour autant refléter une stricte équivalence. En effet, un éléphant peut être détecté par le biais de ses vocalisations sans apparaître sur une caméra, ou au contraire, être photographié sans produire de son. Ces deux méthodes permettent toutes deux le suivi des éléphants : les pièges photographiques fournissent des taux de détection pouvant servir de proxy d'abondance, tout comme les capteurs acoustiques qui permettent d'estimer l'activité relative en considérant le nombre de vocalisations comme corrélé au nombre d'individus présents (Thompson et al., 2010).

3.5.4. Conclusions et recommandations

Cette comparaison de méthode permet d'avancer les recommandations suivantes :

1. **Pour le suivi des mammifères terrestres :** Privilégier les pièges photographiques pour le suivi, les estimations d'abondance relative et l'étude de l'occupation spatiale.
2. **Pour un inventaire global de la biodiversité :** L'ADN environnemental (ADNe), et en particulier l'ADNe sur surface foliaire, offre un potentiel de détection large des espèces de vertébrés et permet de donner une idée de la diversité présente dans la zone, ainsi que d'étudier l'occupation des espèces. Cependant, cette méthode ne permet pas d'estimer leur abondance.
3. **Pour le suivi des oiseaux et du braconnage :** Les capteurs acoustiques permettent d'identifier les espèces d'oiseaux et de détecter les coups de feu.

Un tableau comparatif détaillant l'efficacité, les coûts et les contraintes de chaque méthode est présenté en Annexe 2.

Chaque méthode contribue en partie à la caractérisation de la biodiversité et à l'analyse de la dynamique des populations. Pour un suivi efficace en concession forestière, une approche combinée, adaptable aux ressources disponibles, est préconisée.

Différents niveaux de suivi sont suggérés, allant du plus simple au plus avancé, en s'appuyant sur les méthodes testées dans ce projet et intégrant une estimation des coûts (Tableau 7).

Niveau 1 : Marche de reconnaissance (*Recce*) des indices de présence des populations animales et des indices d'activités de chasse

Nous proposons en guise de premier niveau une méthode connue mais non déployée dans le cadre du projet : les marches de reconnaissance (*recce*). Les *recce* permettent d'estimer les indices kilométriques d'abondance pour les indices de faune et de chasse, pour un coût réduit. Les *recce* consistent à suivre des « chemins de moindre résistance » en forêt pour collecter des indices de présence de faune et d'activités humaines (empreintes, nids, fèces, douilles, pièges, campements, etc.). Une variation du nombre d'indices entre inventaires successifs est supposée refléter les évolutions des populations animales et des pressions anthropiques.
Pour tout détail relatif à cette technique, voir la référence ci-dessous :

⇒ **Référence** : Haurez et al. (2020), *Guide technique sur l'élaboration et la mise en œuvre d'un plan de gestion de la faune en forêts de production d'Afrique centrale.*

Niveau 2 : Pièges photographiques

Nous recommandons de déployer des grilles de 25 pièges photographiques dans des zones aux historique d'exploitation contrastés, comme ce que ce qui a été réalisé dans le cadre du projet CAAPP Faune. Ce suivi devrait être opéré au moins tous les 2 ans, et idéalement chaque année (Figure 8 N2). Ayant été contraint par un *timing* serré, dans le cadre de CAAPP-Faune, nous n'avons pu déployer les pièges photographiques que pour une durée de 40 jours. Nous préconisons idéalement de les déployer pour une durée de 2 mois, le temps de déploiement n'impactant que très peu le coût global de l'opération. Ce niveau permet donc de suivre essentiellement les moyens à larges mammifères terrestres.
Le traitement des données et l'identification des espèces peut être réalisé avec des logiciels tels que Traptagger, Timelapse ou Agouti puis les données d'identification peuvent être traitées automatiquement par notre outil en libre accès EurêCam! afin de retirer directement les informations essentielles pour chaque espèce et zone étudiée. Cette étape peut également être sous-traitée à un organisme externe.

Niveau 3 : Niveau 2 + *Recce* (indices d'activité de chasse)

Des *recce* sont intégrés entre les stations de pièges photographiques (**Erreur ! Source du renvoi introuvable.** N3). L'ajout de cette méthode augmente l'effort de terrain mais permet un suivi plus précis des indices de chasse (douilles, pièges, campements). Les indices de présence des populations animales ne sont pas relevés lors du parcours des *recce*. Les espèces animales ciblées sont donc toujours les moyens à larges mammifères terrestres.

Niveau 4 : Niveau 2 + Capteurs acoustiques

Une grille de 9 capteurs acoustiques est superposée aux 25 pièges photographiques pour suivre la pression de chasse au fusil, la diversité avifaunique, les éléphants et/ou d'autres espèces vocalisant (Figure 8 N4). Un système de détection automatique des coups de feu, avec transmission en temps réel d'un signal d'alerte, peut être envisagé, comme celui mis en place au Parc National d'Odzala-Kokoua avec *Rainforest Connection*.
L'analyse des données acoustiques avec contrôle qualité est difficilement internalisable, c'est pourquoi nous conseillons de les sous-traiter à une organisation extérieure.

Niveau 5 : Niveau 4 + Recce (indices de chasse)

Ajout de *recce* entre chaque station combinant pièges photographiques et capteurs acoustiques (Figure 8 N5). Seuls les indices d'activités de chasse sont relevés lors du parcours des *recce.* Ce niveau maximise la surveillance de la biodiversité et de la chasse.

ADNe : En cas d'investigation d'une nouvelle zone

L'ADNe n'est pas une technique adaptée pour le suivi régulier de la faune puisqu'aucun indice d'abondance ne peut être calculé. En revanche, elle permet d'obtenir rapidement des informations sur la diversité d'une zone encore méconnue. Nous recommandons d'adopter cette technique pour établir une première évaluation de la diversité actuelle d'une zone nouvellement investiguée. Pour ce faire, nous recommandons de l'intégrer lors de la première mise en place d'un des niveaux choisis, sous la forme d'une grille de 25 stations d'échantillonnage en respectant le protocole développé dans le cadre du projet CAAPP Faune

(soit 3 prélèvements par stations, à 3 hauteurs différentes ; les prélèvements étant combinés dans un seul échantillon) et prélèvement d'ADNe foliaire depuis 3 strates de végétation.

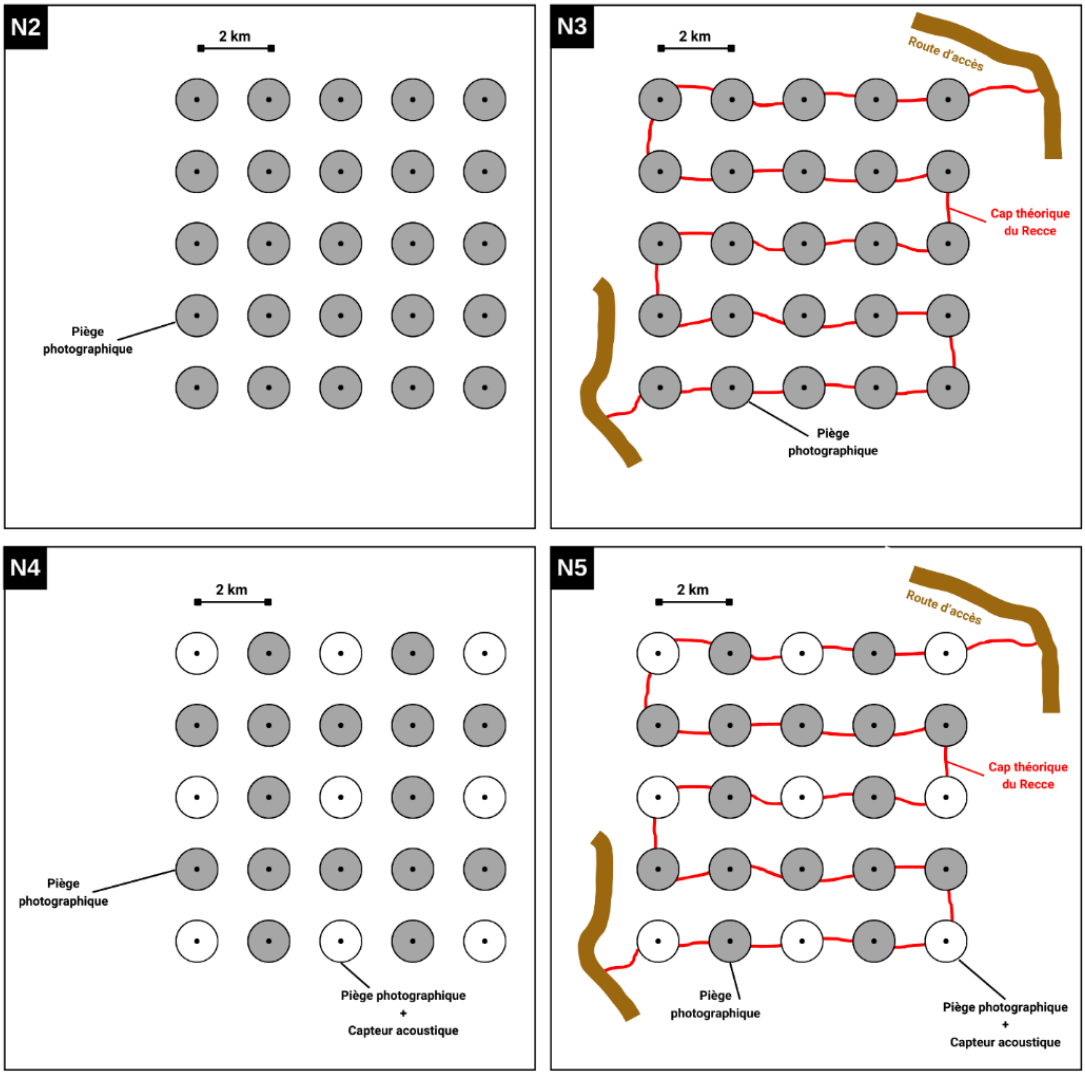

Figure 8 : Niveaux 2 à 5 de dispositifs d'échantillonnage en grille élaborés dans le cadre du projet CAAPP-Faune, combinant jusqu'à 3 méthodes d'inventaire (pièges photographiques, capteurs acoustique et recce pour les indices de chasses).

Tableau 7 : Résultats obtenus, totaux des coûts techniques et ressources humaines nécessaires pour chaque niveau et pour une surface échantillonnée de 64 km². Pour comparaison, les informations relatives au Distance Sampling par transects linaires sont également présentées pour une surface de 1.280 km². Les résultats similaires sont indiqués dans la même couleur. Les coûts techniques sont présentés selon un niveau de prix (de A à C) et la fourchette associée. Les besoins en ressources humaines sont présentés en équivalent temps plein (ETP) sur la période d'intervention. La durée de la période d'intervention est présentée selon une note de 1 à 3 avec le détail des activités menées lors de l'intervention technique. Pour une surface de 1.280 km² : 1 = moins d'une semaine, 2 = 1-2 semaines, 3 = 3 à 4 semaines et 4 = plus de 1 mois de travail de terrain. Le coût à l'hectare a été calculé selon les coûts techniques et les ressources humaines nécessaire pour une grille, en estiment une surface échantillonnée totale de 1.280 km² (inventaire à 5%).

	Niveau 1 ***Recce***	**Niveau 2** **PP**	**Niveau 3** **PP + *recce***	**Niveau 4** **PP + CA**	**Niveau 5** **PP + CA + *recce***	**Distance Sampling (TL)**	**ADN**
Résultats	IKA faune Chasse (IKA)	Richesse (mammifères terrestres) RAI Occupancy	Richesse (mammifères terrestres) RAI Occupancy Chasse (IKA)	Richesse (mammifères terrestres + oiseaux) RAI Occupancy Chasse (cdf)	Richesse (Mammifère terrestres + Oiseaux) RAI Occupancy Chasse (IKA+cdf)	Densités (Éléphants et grands singes) Dispersé sur toute la zone (1.280 km²)	Richesse (large spectre)
Coûts techniques	A 1.000 – 6.000 €	B 6.000 – 11.000 €	B 6.000 – 11.000 €	C 11.000 – 16.000 €	C 11.000 – 16.000 €	B 8.000 €	A-B 4.000 – 8.000 €
Techniciens	3 ETP - 2 Inventaire	3 ETP - 2 Installation et récupération	3 ETP - 3 Installation, inventaire et récupération	3 ETP - 2 Installation et récupération	3 ETP - 3 Installation, inventaire et récupération	4 ETP – 4 Inventaire	3 ETP – 1 Récolte
Ingénieur	0,5 ETP	0,5 ETP	0,5 ETP	1 ETP	1 ETP	0,5 ETP	0,5 ETP
Cout à l'hectare	0,05 – 0,09 €	0,10 – 0,14 €	0,11 – 0,15 €	0,16 – 0,19 €	0,17 – 0,21 €	0,33[8] - 0,5[9] €	0,09 – 0,13 €

Pour plus de détails sur l'analyse des coûts, voir l'Annexe 3

[8] Selon la méthode de calcul utilisée pour les autres niveaux
[9] Moyenne selon (Laguardia et al., 2021)

3.6. Production d'outils de communication et de vulgarisation des méthodes de suivi passives disponibles en libre accès

Afin d'aider les utilisateurs à choisir la méthode qui convient le mieux à leurs attentes, une fiche reprenant un tableau comparatif des 3 méthodes comparées dans le cadre du projet CAAPP Faune (pièges photographiques, capteurs acoustiques et ADN environnemental) a été intégrée à la page d'accueil du site web FauneFAC (Annexe 2).

D'autre part, le site FauneFac a été mis à jour avec l'ajout de trois fiches techniques conçues pour être facilement imprimables et utilisées sur le terrain. Elles ont été intégrées dans la section "Aperçu" de chaque technique. Ces fiches suivent la même structure que celles du Guide faune (*Guide technique sur l'élaboration et la mise en œuvre d'un plan de gestion de la faune en forêts de production d'Afrique centrale* ; Haurez et al., 2020) et comportent :

- L'intitulé de la méthode, suivi d'un bandeau indiquant :
    - L'investissement financier nécessaire ;
    - La charge de travail par type de poste ;
    - La fréquence de mise en œuvre de l'inventaire ;
- Le matériel nécessaire ;
- Une description technique de la méthode ;
- Les avantages et inconvénients.

En complément, toujours dans l'onglet "Aperçu", quatre capsules vidéo produites dans le cadre de ce projet ont été intégrées sur FauneFac. Pour rappel, ces vidéos portent sur l'installation des pièges photographiques, des capteurs acoustiques, et la collecte de l'ADNe dans l'eau et de l'ADNe sur surface foliaire (liens des vidéos en Annexe 4).

Une formation à l'utilisation de cette l'application EurêCam! a été donnée à l'entreprise TEREA. Leur intérêt pour cette formation, au-delà du fonctionnement en lui-même d'EurêCam pour leurs futurs inventaires, était de discuter de la confidentialité des données potentiellement stockées par l'application. Le fait qu'aucune de leurs données ne soient stockées semble les avoir rassurés quant à l'utilisation de cette application en routine.

Un post LinkedIn a été publié sur la page de Nature+ afin de partager les résultats obtenus.

3.7. Formation des équipes de la CIB aux nouvelles méthodes de suivi élaborées et à l'analyse et interprétation des données et restitution des résultats

Une mission de restitution et de formation a eu lieu du 18 au 30 avril 2025 à Pokola. Elle a été animée par Guillaume Baltus et Elise Vanderbeck (Nature+) et avait pour objectif la présentation des résultats et conclusions aux cadres concernés de la CIB. Les cadres ont également été formés à la mise en œuvre de toutes les méthodes étudiées lors de ce projet (Pièges photographiques, capteurs acoustiques et ADN environnemental), depuis la création du protocole jusqu'au stockage des données récoltées, en passant par la préparation des missions de terrain. Une journée en forêt a permis de les former à la récolte des données. La formation s'est déroulée en suivant le contenu du site FauneFAC.

Une présentation de restitution des résultats de ce projet a été réalisée auprès de WCS à Brazzaville, puis à Bomassa, aux quartiers généraux du Parc National de Nouabalé-Ndoki. Celle de Brazzaville s'est tenue le 16 avril 2025 en présence de Mme Morgane Cournarie, tandis que celle de Bomassa a eu lieu le 29 avril devant Mme Béatrice Châtaigner et l'équipe recherche et biomonitoring. Ces échanges ont permis de pousser plus loin la réflexion sur les choix méthodologiques présentés dans ce rapport et d'identifier plusieurs pistes pertinentes pour de futurs projets.

À Bomassa, la discussion a principalement porté sur notre usage de l'indice d'abondance relative (RAI) comme base de comparaison entre méthodes. Selon l'équipe WCS, le RAI reste une mesure limitée et sujette à caution, notamment parce qu'elle ne prend pas en compte la probabilité de détection. Ce biais peut conduire à sous-estimer ou surestimer des tendances réelles, et empêcher par exemple de détecter une chute de population. En ce sens, ils recommandent de privilégier des approches intégrant explicitement la détection, telles que le distance sampling (avec pièges photo) ou les modèles d'occupation, plus robustes pour estimer des densités ou des probabilités de présence.

Cela dit, la question de la pertinence du RAI reste ouverte selon les objectifs spécifiques. Dans le cas des concessionnaires forestiers, dont l'approche de la conservation est souvent plus pragmatique et moins centrée sur la recherche scientifique de précision, il est encore à déterminer si le RAI pourrait constituer un compromis acceptable entre simplicité et efficacité. D'autant que plusieurs études montrent que le RAI est peu coûteux à mettre en œuvre, corrélé avec les estimations de densité (Reece et al., 2021; Rovero & Marshall, 2009), et qu'il constitue, malgré les précautions nécessaires à son interprétation, un outil utile pour comprendre la distribution des espèces et suivre les tendances dans le temps(Rovero & Marshall, 2009). Cette réflexion fera l'objet de discussions ultérieures et constitue une perspective de travail pour la suite.

Toujours dans cette optique d'amélioration, WCS recommande également de quantifier les niveaux de précision attendus pour chaque méthode. Cela permettrait d'adapter le choix de la technique de suivi en fonction des objectifs des acteurs concernés. Bien que ce travail de quantification ne soit pas intégré dans ce rapport, il s'agit d'une piste prometteuse qui pourrait renforcer l'aide à la décision. Enfin, la mise en place d'un échantillonnage rotatif, permettant une couverture plus représentative de la zone d'étude tout en optimisant les ressources, a également été évoquée comme un levier d'amélioration opérationnelle.

Enfin, pour guider la sélection des espèces cibles à suivre dans le cadre de futurs inventaires, l'équipe WCS a recommandé l'utilisation des Standards ouverts pour la pratique de la conservation (Open Standards for the Practice of Conservation, version 4.0, 2020). Cet outil propose un cadre structuré permettant de prioriser les espèces en fonction des objectifs de conservation, des menaces identifiées et des ressources disponibles.

En résumé, ces échanges ont apporté des éléments critiques et constructifs qui alimenteront utilement les prochaines étapes de développement méthodologique et de mise en œuvre terrain.

4. Rapport financier final contrat C275 Nature+

Le Rapport financier final ce trouve en Annexe 5 de ce document.

5. Conclusion

Le projet CAAPP-Faune, débuté en janvier 2024 et se terminant en avril 2025, a permis de comparer de manière approfondie trois méthodes de suivi de la faune et de faire émerger cinq niveaux de suivi en fonction du budget alloué. La collaboration entre Gembloux Agro Bio-Tech (Université de Liège) et Nature+ a permis de finaliser toutes les analyses et la soumission d'un article scientifique qui est en cours de révision. Le projet CAAPP Faune a également permis de nombreuses collaborations et discussions avec différents acteurs comme Okala, l'Université Cornell, la Haute Ecole de la Province de Liège ou encore les gestionnaires des concessions forestières, ce qui a rendu bien plus riches les conclusions apportées à ce projet. Un travail important de vulgarisation a été réalisé via les outils FauneFAC et l'application EurêCam! (capsules vidéo, fiches techniques, boite à outils, …). Ces outils sont en *open access* et ont été présentés aux acteurs de la gestion de la faune en forêt de production, lors des ateliers faune ayant eu lieu du 28 au 30 octobre 2024 à Brazzaville dans le cadre de ce projet, puis du 12 au 14 mars 2025 à Libreville et du 18 au 20 mars 2025 à Yaoundé dans le cadre du projet Atelier Faune (contrat C289 du PPECF).

Enfin, une dernière mission au Congo, effectuée par deux gestionnaires de projet Junior, a eu lieu au mois d'avril. Elle a permis la formation de l'équipe de CIB aux protocoles de *monitoring* de la faune et la restitution des résultats finaux à CIB, mais également auprès de WCS, acteur majeur de la conservation en Afrique centrale et partenaire technique de CIB.

Nos résultats montrent clairement que chacune des méthodes comparées présente des avantages spécifiques et des complémentarités importantes :

- Les pièges photographiques se révèlent particulièrement efficaces pour le suivi des mammifères terrestres de taille moyenne à grande. Ils permettent non seulement d'obtenir des indices fiables d'abondance relative mais également de recueillir des données visuelles valorisables pour sensibiliser les parties prenantes à la conservation.
- Les capteurs acoustiques s'avèrent quant à eux indispensables pour l'inventaire de la diversité aviaire ainsi que pour la détection du braconnage par identification automatique des coups de feu. Néanmoins, ils nécessitent encore des améliorations techniques, notamment en matière d'analyse automatique, pour réduire la proportion élevée de faux positifs et pour étendre les analyses automatiques à d'autres taxons, comme les mammifères.
- L'ADN environnemental, particulièrement celui collecté sur surface foliaire, offre une vision large de la biodiversité présente, détectant efficacement les espèces arboricoles et des taxons difficiles à observer par les autres méthodes. Cette technique représente une option prometteuse pour les évaluations rapides de nouvelles zones mais doit être accompagnée d'un enrichissement des bases de données génétiques internationales de référence pour maximiser son efficacité et sa fiabilité.

À partir de ces constats, nous recommandons fortement l'adoption d'une approche intégrée et adaptative combinant plusieurs méthodes afin d'optimiser le suivi à long terme et de répondre efficacement aux divers objectifs de conservation. Différents niveaux de suivi, en fonction des ressources disponibles, sont proposés dans ce rapport pour faciliter l'implémentation opérationnelle au sein des concessions forestières.

Enfin, la collaboration avec des partenaires techniques et scientifiques internationaux ainsi que la formation des équipes locales restent essentielles pour renforcer les capacités de suivi et garantir la durabilité des actions entreprises. À l'avenir, il sera pertinent d'explorer davantage les synergies technologiques et méthodologiques avec l'aide notamment de l'intelligence artificielle, tout en continuant à privilégier des approches ouvertes, accessibles et durables.

Le projet CAAPP-Faune a ouvert de nombreuses pistes d'innovation pour une meilleure gestion de la faune sauvage en contexte forestier tropical. Il est désormais crucial de capitaliser sur ces résultats, de promouvoir les méthodes validées et d'assurer leur diffusion à l'échelle régionale afin de contribuer concrètement à la préservation des écosystèmes forestiers d'Afrique centrale.

Bien que les inventaires de la faune au sein des concessions forestières se concentrent souvent sur les mammifères terrestres, le développement de nouvelles technologies (capteurs acoustiques, ADN environnemental) ouvre la voie au recensement de nouveaux taxons. Ces inventaires innovants pourraient mettre en avant ces taxons, être valorisés par les crédits biodiversité et ainsi permettre aux concessions certifiées de voir leurs efforts en faveur de la conservation de la biodiversité reconnus.

6. Bibliographie

Buxton, R. T., Lendrum, P. E., Crooks, K. R., & Wittemyer, G. (2018). Pairing camera traps and acoustic recorders to monitor the ecological impact of human disturbance. *Global Ecology and Conservation*, *16*, e00493. https://doi.org/10.1016/J.GECCO.2018.E00493

Haurez, B., Fonteyn, D., Toint, S., Bracke, C., Doucet, J.-L., Daïnou, K., Kéhou, S., & Vermeulen, C. (2020). *Elaboration et mise en oeuvre d'un plan de gestion de la faune. Guide Technique à destination des gestionnaires des forêts de production d'Afrique centrale*. https://orbi.uliege.be/handle/2268/253115

Laguardia, A., Gobush, K. S., Bourgeois, S., Strindberg, S., Abitsi, G., Ebouta, F., Fay, J. M., Gopalaswamy, A. M., Maisels, F., Ogden, R., White, L. J. T., & Stokes, E. J. (2021). Assessing the feasibility of density estimation methodologies for African forest elephant at large spatial scales. *Global Ecology and Conservation*, *27*, e01550. https://doi.org/10.1016/J.GECCO.2021.E01550

Reece, S. J., Radloff, F. G. T., Leslie, A. J., Amin, R., & Tambling, C. J. (2021). A camera trap appraisal of species richness and community composition of medium and large mammals in a Miombo woodland reserve. *African Journal of Ecology*, *59*(4), 898–911. https://doi.org/10.1111/aje.12913

Rovero, F., & Marshall, A. R. (2009). Camera trapping photographic rate as an index of density in forest ungulates. *Journal of Applied Ecology*, *46*(5), 1011–1017. https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2009.01705.x

Thompson, M. E., Schwager, S. J., Payne, K. B., & Turkalo, A. K. (2010). Acoustic estimation of wildlife abundance: methodology for vocal mammals in forested habitats. *African Journal of Ecology*, *48*(3), 654–661. https://doi.org/10.1111/J.1365-2028.2009.01161.X

7. Annexes

ANNEXE 1 : ARTICLE SOUMIS À CONSERVATION BIOLOGY "SYNERGIES OF CAMERA TRAPS AND ENVIRONMENTAL DNA FOR WILDLIFE SURVEYS IN TROPICAL FORESTS" – CONFIDENTIEL

ABSTRACT

Considering the importance of the current biodiversity crisis, effective wildlife monitoring is increasingly essential, particularly in logging concessions where logging activities and hunting can significantly threaten wildlife. Traditional monitoring methods can be labor-intensive and costly, necessitating the exploration of more efficient alternatives. To address these challenges, we compared three recent wildlife monitoring techniques—camera traps (CT), leaf surface environmental DNA (eDNA), and water eDNA—across four contrasting forest areas within an FSC-certified logging concession in northern Congo, each with different logging histories and hunting pressures. Our objectives were to (1) compare the accuracy of these methods in assessing species richness, occupancy, and relative abundance and (2) measure the effectiveness of each method in terms of species richness accuracy and precision, as well as associated costs. Camera traps proved highly effective for medium-to-large mammals. At the same time, leaf surface eDNA was valuable for detecting a broader range of vertebrate species, including bats, smaller species, and arboreal species. Water eDNA, while detecting key species with less effort, was more costly and less cost-effective than leaf surface eDNA and camera traps. Although leaf surface eDNA was the most cost-efficient, it required more extensive sampling to reach the method's full potential. This study highlights the strengths and complementary roles of these monitoring methods. The choice of method should align with specific conservation goals: eDNA can be used to identify areas of high conservation value at one particular time, while camera traps are better for monitoring medium-to-large mammal populations over time. Finally, we developed a novel leaf surface eDNA protocol, becoming only the second study to implement this technique.

INTRODUCTION

Logging directly impacts wildlife through habitat disturbances (tree felling, road construction) (Nasi and van Vliet, 2009), while hunting, an indirect consequence, is a major driver of wildlife decline (Ripple et al., 2016; Tagg et al., 2019). Certification schemes like the Forest Stewardship Council (FSC) help mitigate these pressures by enforcing biodiversity conservation measures, including wildlife monitoring and anti-poaching efforts (Medjibe et al., 2013), thereby contributing to biodiversity conservation (Panlasigui et al., 2018; Zwerts et al., 2024). Monitoring wildlife presence and abundance, a cornerstone of these initiatives, provides direct indicators of defaunation (Nasi and van Vliet, 2011).

In Central Africa, recces and distance sampling through linear transects have traditionally been the most used techniques (Maréchal et al., 2014). These techniques, which focus on medium and large mammals (Mena et al., 2021), require a significant investment in time and manpower (Nasi et al., 2011). Moreover, distance sampling mainly relies on indirect observations, requiring estimates of dung and nest production and degradation rates, which affect abundance estimations (Buckland et al., 2015).

In recent decades, technological advancements have introduced new wildlife research methods, including camera traps and eDNA. Capturing pictures and videos automatically triggered by animal movement, camera trapping has become increasingly popular for monitoring medium to large mammals, including elusive species (Lahoz-Monfort and Magrath, 2021; Leempoel et al., 2020; Mena et al., 2021). It is widely used in conservation to estimate species richness, occupancy, activity patterns, and relative abundance non-invasively (Fonteyn et al., 2020; Mena et al., 2021). While this

approach typically requires long temporal coverage and can be expensive (Leempoel et al., 2020), ongoing technological advancements have facilitated the broader adoption of this technique (Fonteyn et al., 2020). Additionally, managing and visualizing large numbers of images can be resource-consuming. Still, the emergence of Artificial Intelligence (AI) for automated image sorting and species identification is helping to alleviate this burden (Lahoz-Monfort and Magrath, 2021).

Species detection through environmental DNA (eDNA) also emerges as a promising alternative to traditional monitoring methods (Leempoel et al., 2020; Mena et al., 2021). It detects species through biological material shed into the environment, like skin fragments, feces, or saliva. eDNA sampling from water, soil, or leaf surface encompasses promising, easy-to-sample, non-invasive techniques to collect DNA from terrestrial vertebrates (Leempoel et al., 2020; Lynggaard et al., 2023). eDNA analyses allow the estimation of vertebrate species richness in a given environment (Mena et al., 2021) with presence/absence data but provides no information on population abundance. However, at the landscape level, it can document the species occupancy with the number of sample sites detecting each species. This has been primarily applied to water samples and is still in its infancy (e.g., Lyet et al., 2021).

While eDNA collection offers several advantages, including the detection of small and elusive species, non-invasiveness, and minimal time and manpower requirements (Leempoel et al., 2020; Mena et al., 2021), several challenges persist. The main challenge is the incomplete reference databases leading to identification inconsistencies (Leempoel et al., 2020). Although quantitative data on the completeness of these databases across regions is scarce, Mena et al. (2021) highlighted this issue by comparing camera trapping and eDNA of terrestrial mammals in the Peruvian Amazon forest. They found that 42% of all recorded species (combining both methods) were absent from the genetic reference database. Another challenge is the limited use of eDNA for assessing mammalian richness, especially in tropical regions (Van Leeuwen and Michaux, 2023), leaving key questions unanswered, such as the frequency of animal presence required for detectability in eDNA samples, eDNA persistence before degradation and impossible species identification, or the impact of animal size and behavior on the quantity of DNA left behind (Leempoel et al., 2020). Standardized, long-term monitoring protocols are essential for optimizing sampling methods (Leempoel et al., 2020; Van Leeuwen and Michaux, 2023) and facilitating site comparisons (Nasi and van Vliet, 2009). Additional challenges include the lack of laboratory access to conduct genetic analyses in many countries and the risk of DNA degradation if not stored under proper conditions (Van Leeuwen and Michaux, 2023).

Comparative studies highlight the unique advantages of eDNA in biodiversity assessment. For instance, eDNA effectively detects species like arboreal mammals that are challenging for camera traps, providing a broader perspective on species diversity that other methods may not capture (Mena et al., 2021). Conversely, camera trapping often shows a higher detection probability for small mammals than soil eDNA techniques (Verhees et al., 2024). It is also less effective in detecting medium to large mammals than CTs (Mena et al., 2021). Therefore, combining multiple methods is essential to effectively survey a wide range of mammalian species (Mena et al., 2021; Van Leeuwen and Michaux, 2023).

Considering the growing necessity for wildlife monitoring, the main objective of this study is to assess the synergies between the use of camera traps and eDNA for wildlife surveys in tropical forests, using data acquired in an FSC-certified logging concession in the north of the Republic of Congo. Specifically, this study aims to (i) compare the accuracy of species richness estimates, relative abundance index (RAI), naïve occupancy, and beta diversity resulting from leaf surface eDNA, water eDNA, and camera trap data collection methods and (ii) measure the effectiveness of each method in terms of species richness accuracy and precision, and associated costs.

MATERIAL AND METHODS

Study area

This study occurred in the logging concessions managed by the company *Congolaise Industrielle des Bois* (a subsidiary of Olam Agri). It is situated in Northern Congo in the departments of Sangha and Likouala (Figure 1). Currently, CIB is awarded five Forest Management Units (FMU) covering 2.1 million hectares: Pokola, Kabo, Loundoungou-Toukoulaka, Mimbeli Ibenga and Pikounda Nord. They are all FSC-certified (FSC, 2025). The forests in this area support a high diversity of plants and animal species (Poulsen et al., 2009). FMUs managed by CIB are adjacent to Nouabalé-Ndoki National Park and Lac Tele Community Reserve.

Four Forest Production Units (FPU) have been selected for this study: two in the FMU Kabo, one in the FMU Pokola, and one in the FMU Loundoungou-Toukoulaka (Figure 1). These FPUs have been selected as four sub-areas in our sampling strategy based on their Annual Logging Stands (ALS) operating history, constituting a logging and hunting pressure gradient (Table A.2).

Data collection

One sampling grid created with QGIS 3.22.11 has been placed in each of the four selected FPUs. Therefore, four 8 x 8 km grids were installed (Figure 1), serving as a basis for the sampling plan of the three survey methods deployed for this study. In each grid, 25 sampling stations were determined with QGIS with a space of 2 km between each site (TEAM Network, 2011). Each grid has been placed based on the logging history, as well as the accessibility and the presence of water. Two teams worked simultaneously with standardized protocols to optimize field deployment time. The total duration of the survey with the three methods lasted from February 2024 to April 2024.

One camera was placed at each station (25 cameras per grid, total of 100) and left in the field for 40 days to reach a sampling effort of 1000 camera.days per grid. The CTs "ScoutGuard, BOLYGUARD SG2060-T and SG2060-X, Boly Media Communication" were programmed to record a burst of 3 photos at maximum resolution for each detection. A minimum trigger delay of 0 s was set between detection events. We installed camera traps along wildlife trails, following a methodology inspired by previous studies (Fonteyn et al., 2021; Meek et al., 2014; Appendix B).

Two complementary eDNA collection methods were employed: water samples and leaf surface eDNAs.

First, 39 water samples were collected, with 10 samples gathered per grid (position of each collection point in Appendix A.1). The sampling approach was opportunistic, leveraging the Digital Elevation Model (DEM) to identify watercourses inside each grid. Samples were also collected from water points encountered in the field. Following established protocols, the collection focused on the upper 10 cm of the water column (Mena et al., 2021; Miaud et al., 2019). Following the lab procedure, the samples were procured using a peristaltic pump, a 0.45 µm filtration capsule, a silicone tube connected to a strainer, and a plastic evacuation tube (GeCoLAB, 2020; Appendix B).

Leaf surface eDNA was used as a second method to sample eDNA. Sampling was performed at each station on the grids, totaling 100 collection sites. Samples were collected on leaves situated at a height of less than 1 meter, chosen due to a higher probability of animal contact. The plants selected for DNA collection were those located along animal trails previously identified for installing camera traps. Three vegetation strata were defined to ensure maximum diversity: ground level, from the ground to 50 cm, and from 50 cm to 1 m. The sampling process was standardized to use a single cotton swab per stratum, swabbing a total surface area of 300 cm². Within each stratum, the method involved swabbing three separate 100 cm² surfaces from different leaves for 10 seconds each. This ensured the 300 cm² area was swabbed from at least three leaves per stratum. The selection of leaves was guided by the consideration that leaf roughness could influence the quantity of retained DNA. Leaves with a significant layer of residues (dust) or those showing signs of fauna damage nearby were given preference. The details of the protocol, inspired by Lynggaard et al. (2023), is provided in

Appendix B. After eDNA collection, the three swabs from the same site were directly consolidated in a 20 ml bottle filled with 96% ethanol.

To ensure traceability, all eDNA samples were labeled with a unique identifier, including the grid name and sample/station number. After collection, a field sheet was completed for each sample, recording key details such as the grid and sample identifier, collection date, collector's name, GPS coordinates, and context-specific data. For water samples, additional information included filtration duration and the nature of the source (water point or watercourse), while for leaf surface eDNA, the type of animal trail (tracks, nests, feces) and prevailing weather conditions (rain, dry, recent rain) were documented. All samples were all stored at ambient temperature on the field and then promptly transferred to a freezer at -20°C (Lynggaard et al., 2023). Due to the duration of the field trips, the first samples collected in each trip stayed at ambient temperature for a maximum of 7 days before being stored at -20°.

eDNA lab analysis

Metabarcoding was conducted on all DNA samples. This technique uses universal primers to PCR-amplify short DNA markers and identify the target species (Lynggaard et al., 2022). The analysis follows these steps:

DNA sample collection: Water samples were concentrated via centrifugation, and leaf surface eDNAs were processed after ethanol evaporation.

DNA extraction: QIAGEN QIAamp® DNA Mini and Investigator kits were used for water and leaf surface eDNA samples, respectively, following the manufacturer's protocols.

PCR amplification and sequencing: Two sets of primers coding for 133 bp of mitochondrial CO1 gene (Galan et al., 2018) and a 170 bp amplicon of 12S rRNA (MiMammal; Ushio et al., 2017) were used to amplify vertebrate and mammalian DNA respectively, followed by a purification step using magnetic beads. A second PCR allowing the addition of specific tags for sample identification was then performed. These PCR products underwent a second purification step. Following DNA purification, quantification and pooling at equimolarity, sequencing was conducted at the University of Liège GIGA Genomics platform using an Illumina NovaSeq® flow cell.

Sequence analysis: An in-house bioinformatics pipeline, adapted from André et al. (2017) was used for sequence analysis. Quality control of demultiplexed reads was performed with FastQC (Andrews, 2010), and adapters were removed using Cutadapt v2.9 (Martin, 2011). USEARCH was used for detecting, clustering, and chimera-checking amplicon sequences, which were then assigned to reference databases to determine their read abundance in eDNA samples. Species identification was based on BOLD for CO1 and NCBI GENBANK for 12S, using percentage of matching identity with the closest reference sequences.

After genetic analysis, we followed a rigorous method to filter and classify the sequences. Sequences with query coverage below 96% and/or pairwise identity below 97% for 12S and 98% for CO1 were excluded. We also removed sequences with fewer than 10 reads or less than 0.01% of total sequence reads. The remaining species were checked for geographical distribution and classified as "certain" or "potential" based on their presence in the area or related genus. Only the "certain" list was used for the following analysis to guarantee accurate results. The following method generated a table of presence for each taxon per sample. For comprehensive details of the procedure, refer to Appendix C.

Sampling costs

To facilitate cost comparison across methods, we calculated four main cost components: material costs, field expenses, transportation, lab costs, and data processing. Material costs encompassed all the materials necessary for the experiment (camera traps, batteries, SD cards, silicone, swabs, ethanol tubes, water eDNA kits, and peristaltic pump). Field expenses included the salaries of

researchers and workers involved in fieldwork activities and food supplies. Transportation encompassed expenses related to transporting field teams. Lab costs were based on a service agreement with the laboratory, which conducted genetic analyses for species identification, excluding the cost of laboratory equipment. Finally, data processing covered the species identification and data preparation for CT, sorting the sequence identifications for eDNA, and data analysis for both CT and eDNA. Costs were computed assuming pre-acquired essential equipment (GPS, camping gear and computer) and operational data processing software codes.

CT species identification

Every image captured by CTs was processed using the online tool TrapTagger (traptagger.co.uk), an open-source Artificial intelligence (AI) platform developed by Wildeye. It has been designed to rapidly process and classify CT images according to species. Unfortunately, Trap Tagger's AI lacks sufficient training data from Central African forests, leading to less effective automatic recognition. Consequently, images with animal occurrences needed manual processing, despite the system's ability to detect false positives and humans. All vertebrate species were identified to the highest achievable precision, typically at the species or genus level. Species nomenclature followed the IUCN Red List of Threatened Species (IUCN, 2024). The species identification was made with the help of the FauneFAC tool (Fonteyn et al., 2021) and "The Kingdon Pocket Guide to African Mammals"(Kingdon, 2016). Several species were impossible to differentiate on camera trap pictures due to similar anatomical characteristics (Fonteyn et al., 2021), and were grouped accordingly: "forest squirrels" (Sciuridae family), "mongooses" (marsh mongoose *Atilax paludinosus* and long-nosed mongoose *Herpestes naso*), "genets" (large spotted genet *Genetta maculata* and servaline genet *Genetta servalina*), and "small pangolins" (black-bellied *Phataginus tetradactyla* and white-bellied *Phataginus tricuspis*).

Observations of the same species were considered independent if the interval between two detections was superior to 30 min (Fonteyn et al., 2020). The data were standardized by removing cameras that operated for less than 38 days. As a result, 16 cameras were excluded, leaving 84 cameras (Grid A: 23, Grid B: 19, Grid C: 19, Grid D: 23). Images beyond the 38 days, with humans, no animals, or with uncertain species identifications were excluded.

Statistical analysis

Statistical analyses were conducted using Microsoft Excel (version 2406) and R Studio 4.2.2. Three rarefaction curves were calculated for each grid using the `specaccum` package and the `rarefaction` function to compare the species richness among methods. A richness value was extracted from each rarefaction curve at the maximum common effort value shared by all four grids (i.e., 722 camera.days for CT, 24 samples for Leaf surface eDNA, and 9 samples for water eDNA).

For rarefaction curves not reaching a 1° tangent angle, we used an exponential model to extrapolate the sampling effort required to achieve this angle, which we defined as the "necessary sampling effort" for accurate species richness estimation. The model, fitted via nonlinear least squares, predicted species richness across sampling efforts, with 95% confidence intervals assessing uncertainty. The associated costs were estimated using a proportional rule, based on the costs calculated for total sampling effort. See Appendix F for details.

A Venn diagram was constructed to compare β-diversity across methods to illustrate shared and unshared species composition among the three methods. To assess the statistical significance of differences between methods, a PERMANOVA test was performed using Bray-Curtis dissimilarity distances on a presence/absence matrix.

To evaluate the effectiveness of the methods deployed, we conducted a resampling with, per grid: 10, 15, and 19 eDNA samples/camera (functioning for 38 days). Each scenario involved 1000 repetitions per grid to extract species richness from the rarefaction curve. We calculated the mean

richness from the 4000 values (1000 per grid). ANOVA was performed on the aggregated richness values to assess resampling variability, and the Mean Square Residuals (MSR) root was extracted. Resampling was performed without replacement using the `sample` function in R.

For the naïve occupancy, we calculated a Proportion of Area Occupied (PAO) for each detected species (or higher-level taxa when species level identification was not possible) in each grid:

$$\frac{Number\ of\ sites\ where\ the\ species\ is\ detected}{Total\ of\ surveyed\ sites}$$ (MacKenzie et al., 2018)

The Relative Abundance Index (RAI) for 100 camera.days of each detected species with CT, was calculated for each grid:

$$\frac{Number\ of\ independant\ detection\ event}{Number\ of\ considered\ camera.days} x100$$ (O'Brien, 2011)

To assess the relationships between different abundance and occupancy indicators, linear regressions were performed between each pair of indicators (RAI and PAO) derived from the three methods. Note that RAI could not be calculated for eDNA techniques, as they only provide presence-absence data. This was achieved using the `lm` function for linear modeling and the `ggpairs` function for creating matrix plots (Appendix D.3).

RESULTS

Species richness

Using a combination of camera trapping, leaf surface eDNA, and water eDNA, we identified a total of 98 different vertebrate species, including critically endangered species such as the African forest elephant (*Loxodonta cyclotis*) and Western lowland gorilla (*Gorilla gorilla gorilla*), and endangered species such as the grey parrot (*Psittacus erithacus*), the common chimpanzee (*Pan troglodytes troglodytes*), or the giant ground pangolin (*Smutsia gigantea*; IUCN, 2024). However, the sampling effort was insufficient to survey the species richness in the area thoroughly (Figure 2). Camera trapping detected 53 species with rarefaction curves approaching an asymptote (Figure 2A), indicating that the sampling effort was nearly sufficient to capture the medium to large terrestrial species detectable by this method (using four grids of 722 camera.days). Leaf surface eDNA identified the highest number of species (66) with four grids of 24 to 25 eDNA samples (Figure2B). The species accumulation curves for leaf surface eDNA do not approach an asymptote, suggesting that additional sampling could reveal even more species. Water eDNA, detecting 39 species with four grids of 9 to 10 samples, showed curves far from asymptotes (Figure2C), implying that more extensive sampling is necessary to reach the maximum species detection accurately.

Following the rarefaction curves, we estimated the effort required to reach a 1° tangent angle of the rarefaction curve. We calculated the mean value across the four grids. As shown in Table F.2, the mean sampling effort required for each technique across the four grids was 34 samples ± 0.3 for water eDNA, 48 samples ± 0.4 for leaf surface eDNA, and 367 camera.days ± 0.8 for camera traps These results show that eDNA methods require substantially more sampling effort to reach the asymptote and, as a result, achieve the maximum resolving power this method can offer in accurately estimating the species richness. Water eDNA needed roughly three to four times more effort than we implemented, and leaf surface eDNA requires more than double to reach the full potential of respective methods. Concerning camera trapping, with 367 camera.days, this sampling effort was sufficient to reach the species richness achievable with the deployed camera traps.

Species composition

All recorded species are represented in a Venn diagram, where non-terrestrial vertebrates and those ≤0.5 kg are visually shaded out (Figure 3). This distinction reflects our sampling protocol, which

primarily targets medium to large terrestrial vertebrates using camera traps. Average body mass was sourced from Kingdon (2016) for mammals and Birdlife International (2024) for birds.

At least one eDNA method detected species most frequently recorded by camera traps. The three methods detected some of the most emblematic species of the Congolese tropical rainforest *(Loxodonta cyclotis, Cephalophus* spp.*, Cercopithecus* spp.*, Potamochoerus porcus, Panthera pardus, Gorilla gorilla gorilla, Pan troglodytes troglodytes, Tragelaphus* spp.;Figure 3). Each method revealed unique species not identified by the others. Leaf surface eDNA detected seven bat species that were not found using other methods. Both eDNA techniques identified fish species and three arboreal primates (*Lophocebus albigena*, *Colobus guereza*, *Cercopithecus pogonias*) that camera traps missed. Moreover, both eDNA methods combined detected seven species of small rodents that could not be differentiated with CT. These differences in species composition were confirmed by PERMANOVA, which showed significant differences between the three methods (F = 32.189, p-value = 0.001). Additionally, eDNA provided species-level identification for seven taxa—small rodents, mongooses, *Nectariniidae* spp.*, Galago* spp., forest squirrels, small pangolins, and genets—while camera traps only identified these taxa at the genus level at best. Regarding birds, our results showed that CT alone detected 12 bird species or taxa, leaf surface eDNA identified 18 species, and water samples identified 6 species. Regarding medium to large terrestrial vertebrates, CT captured 100% of total terrestrial vertebrate richness detected by all methods, leaf surface eDNA captured 83%, and water eDNA captured 49%.

Species relative abundance and naïve occupancy

The seven taxa identified at different levels by camera traps and eDNA are standardized to the level of identification provided by camera traps to allow comparison of indices between CT and eDNA (Figure 3). These include small rodents, mongooses, *Nectariniidae* spp.*, Galago* spp., forest squirrels, small pangolins, and genets.

For each group and species, we calculated the Relative Abundance Index (RAI) and Proportion of Area Occupied (PAO) for each survey method (Appendix D.1). Camera traps generally exhibited higher PAO values than eDNA for most taxa, recording highest PAO values for 13 of 20 taxa detected by all three methods. Exceptions included four small primates *(C. cephus*, *C. neglectus*, *C. nictitans*, and *Galago* sp.*)* and three Bovidae *(T. spekii*, *T. eurycerus*, and *C. nigrifrons*; Appendix D.2).

Linear regressions revealed no strong correlations between abundance and occupancy indicators from different methods (Appendix D.3). The highest correlation was between PAO and RAI for camera traps, though it did not exceed R^2=0,61. There were statistically insignificant correlations between water eDNA PAO and camera trap abundance estimates.

Resampling and cost comparison

The maximum sample size was 722 camera.days due to two CT grids having only 19 functioning cameras for 38 days (see data processing). Nevertheless, for 722 camera.days, mean richness was still calculated based on resampling, as two grids were characterized by 874 camera.days .

Resampling estimates indicate that with 380 camera.days , the expected species richness is 31 ± 1.8, increasing to 33 ± 1.5 with 570 camera.days (Appendix E.6). These estimates are close to the mean richness of 35 ± 0,8 observed with 722 camera.days. In contrast, with leaf surface eDNA, 10 samples per grid provide a much lower richness estimate (21 ± 2.5) compared to the richness obtained with 19 samples (29 ± 1.7) and the mean richness of 32 observed with 24 samples per grid.

Considering the costs associated with each method (Table), leaf surface eDNA is cheaper than both CT and water eDNA. Fieldwork constitutes the primary expense for all three methods, accounting for 60% of costs for CT and leaf surface eDNA, and 46% for water eDNA (Appendix E.1). However, the material costs paid for CT is a one-time expense (minus the price of batteries) and is considered an

investment. For a second survey, with already available material, the cost of a grid of 25 cameras is 11,910€, making CT competitive with eDNA methods. The materials for eDNA surveys are mostly non-reusable, except for the two peristaltic pumps and their batteries for water eDNA (2,800 €). Comparing method costs across all simulations (n = 10 eDNA samples/380 camera.days; n = 15 samples/570 camera.days; n = 19 samples/722 camera.days), leaf surface eDNA remains approximately 1.7 times cheaper than CT in each case (Appendix E.3, E.4). However, with 380 camera.days (6,464 €), CT detected 31 species, while 19 leaf surface eDNA samples (7,600 €) identified 29 species, both with the same standard deviation indicating that CT achieved higher species richness with equivalent precision (Appendix E.3, E.4).
By dividing costs by the total number of species detected (γ), the cost per species was for CT 1,205€ for a first survey and 884€ for a second, 587€ for leaf surface eDNA, and 1,094€ for water eDNA. Therefore, considering the reusable material, water eDNA is the most expensive method.

DISCUSSION

Comparison of monitoring method accuracy

Species richness

Our vertebrate survey of the tropical rainforest in North Congo identified 98 different vertebrate species. Among the methods used, leaf surface eDNA was the most effective, detecting 67% of the total recorded species, followed by camera traps, which recorded 54% of them. Water eDNA, despite having a sampling effort 2.5 times smaller than leaf surface eDNA and camera traps, detected 40% of the total species richness, demonstrating its potential for broader application with increased sampling effort. This finding aligns with Mena et al. (2021), showing that eDNA can achieve high species richness even with limited sampling effort. However, the full potential of eDNA techniques has yet to be fully realized, as indicated by the rarefaction curves (Figure 2).

Species composition

Our CT survey provided a reliable description of the large to medium-sized mammals in the northern Congolese rainforest, achieving results comparable to those of Morgan et al. (2023) despite our study involving 2.888 camera.days compared to their 10.534 camera.days . While CT are highly effective at detecting medium to large-sized mammals, eDNA also identified several common species of the Congolese tropical forest. These results are consistent with those of Mena et al. (2021) in the Amazon forest, where eDNA also detected a similar range of species.

Despite some species being missed by eDNA, differences between methods were minimal for terrestrial vertebrates >0.5 kg, with CT detecting a broader range of terrestrial mammals. However, camera trapping detected 10 bird species not identified by eDNA, whereas leaf surface eDNA and water eDNA detected 12 and 5 species, respectively, not captured by the other methods. Additionally, leaf surface eDNA provided more accurate identification for the Nectariniidae family, detecting 4 species within this group. These findings underscore the complementary nature of the methods (Leempoel et al., 2020; Mena et al., 2021).

Regarding endangered species, only one of the six terrestrial vertebrates known in the study area has not been detected (*Mecistops cataphractus)*. CT successfully detected all the other five species, while eDNA methods both missed one (water : *Phataginus tricuspis*; leaf surface: *Smutsia gigantea*). However, focusing solely on endangered species offers an incomplete view of biodiversity (Sheil et al., 2010), making it essential to broaden the taxonomic scope of surveys. Our results demonstrate that leaf surface eDNA provides a comprehensive approach, capturing a wide range of vertebrates, including key functional groups such as seed dispersers, which play a crucial role in forest

regeneration. Studies indicate that up to 85% of trees, shrubs, and lianas in DRC's tropical forests rely on frugivorous animals for seed dispersal (Beaune et al., 2013). Species like forest elephants (Beaune et al., 2013), great apes (Haurez et al., 2015), duikers (Dehaudt et al., 2024), arboreal monkeys (Clark et al., 2001) but also birds (Clark et al., 2001; Whitney et al., 1998), bats (Seltzer et al., 2013), rodents (Algrain, 2019) and even fishes (Horn et al., 2011) play significant roles in seed dispersal, highlighting the need for broad-spectrum surveys that incorporate all vertebrates.

We also compared our results with indicator species, which are crucial for assessing ecosystem health (Zhao et al., 2019). Fonteyn et al. (2023) have compiled hundreds of lists of mammal species across central African forests to identify zoogeographical districts in the region. They list indicator species for artiodactyls and primates, estimating their uniqueness across the zoogeographical districts. Among the 8 primate and 9 artiodactyl species considered as indicators for the "Inland" district where our study is located, most of them were detected by all methods. However, some species were detected by specific methods: *C. agilis* and *H. aquaticus* were identified only by CT, *C. pogonias* by both leaf and water eDNA, *C. guereza* by water eDNA, *L. albigena* by leaf eDNA, and *C. leucogaster* by both CT and leaf eDNA. This highlights once more the complementarity of CT and eDNA approaches.

Our Venn diagram and PERMANOVA results reveal that each method detects different sets of species. Camera traps excel at detecting medium to large mammals (Lahoz-Monfort and Magrath, 2021) as well as ground birds (*Guttera plumifera, Peliperdix lathami, Angelases niger*, and *Himantornis haematopus*), while eDNA methods capture species missed by CT, such as bats, amphibians, arboreal species, and small rodents (Leempoel et al., 2020; Mena et al., 2021). We could not identify small rodents at the species level using CT due to their small size and rapid movements (Verhees et al., 2024). This limitation was not confined to small mammals; medium-sized mammals such as *Herpestes naso* (identified as mongooses with CT) and *Genetta servalina* (*Genetta* sp.) were also accurately identified using eDNA with a more precise taxonomical affiliation. Contrastingly, certain species frequently detected by CT, such as *Cercocebus agilis* and *Cricetomys emini*, were not identified by eDNA, potentially due to behavioral and ecological factors affecting eDNA detectability (Leempoel et al., 2020) or the need for more extensive sampling. These discrepancies emphasize again the need for combining methods to achieve a comprehensive species survey (Leempoel et al., 2020; Mena et al., 2021).

Species relative abundance and naïve occupancy

The PAO results support previous findings and confirm CT's ability to detect medium to large mammals and ground birds. It also confirms the effectiveness of eDNA for detecting arboreal species and species typical of wetlands and swamp forests (*T. spekii*, *C. nigrifrons*; Kingdon, 2016; IUCN, 2024). While water eDNA PAO is valuable, its interpretation requires caution. Detection at a specific sampling point does not necessarily indicate local presence, as DNA may originate from upstream areas. This limitation reduces the precision of water PAO at fine scales but remains applicable for large-scale assessments.

A correlation was observed between relative abundance indices (RAI) and PAO from CT (Figure E.1; R^2 = 0.35 to 0.61), suggesting that CT PAO partially reflects the relative abundance estimated by RAI, aligning with recent findings (Soto-Werschitz et al., 2023). However, RAI and PAO have limitations due to variable detectability among species, home range sizes, and sampling designs (Reece et al., 2021; Sollmann et al., 2013). Therefore, both RAI and PAO are influenced by detection probability and should be used cautiously. While RAI is cost-effective and correlates with density estimates (Reece et al., 2021; Rovero and Marshall, 2009), PAO is less reliable for abundance but useful for monitoring species occurrence and spatial distribution (Hedwig et al., 2018). Despite the need for

caution when interpreting relative abundance, it remains a valuable method for understanding species distribution and detecting trends over time (Rovero and Marshall, 2009).

No strong linear correlations were observed between CT abundance or occupancy and eDNA occupancy estimates. This contrasts with the findings of Leempoel et al. (2020) in California, who identified a strong relationship between CT PAO and soil eDNA PAO when camera trapping was conducted 30 to 150 days before soil sampling. Our study's lack of correlation with leaf surface eDNA might be due to mismatched sampling periods. To better compare CT and eDNA, eDNA samples should be collected during camera trap retrieval. Moreover, the results of Leempoel et al. (2020) raise questions about the persistence of DNA in the environment, highlighting that the timing of soil sampling relative to camera trap deployments influences species detection.

Our findings suggest that detection effectiveness can vary significantly based on species ecology, species rarity, and how species release DNA into the environment (Ishige et al., 2017; Mena et al., 2021). For example, Lugg et al. (2018), using a site occupancy detection model, showed a higher detection probability for a freshwater mammal with water eDNA than with classic trapping methods. Similarly, a study has found that felids, which occur at lower densities, are challenging to detect (Lyet et al., 2021). This is particularly true when using water eDNA, as their presence in water is quite rare (Lyet et al., 2021; Ushio et al., 2017). Our results confirm this hypothesis, with smaller PAO for felids in water. Interestingly, Leempoel et al. (2020) found that felids were over-represented in soil eDNA, likely due to their marking behavior, indicating that soil eDNA may be more effective for such species. These findings emphasize the need to consider species-specific behaviors and ecological traits when choosing the survey method (Leempoel et al., 2020).

Comparing effectiveness and costs

Effectiveness and costs

Camera traps remain a cost-effective and efficient tool for monitoring terrestrial mammals, with advancements in AI-driven species identification progressively improving their efficiency. While initial deployment costs are high, their reusability over time makes them cost-effective for regular surveys. Our findings show that 367 camera.days (achieved with 10 cameras for 38 days) provide a reliable estimate of species richness for 6,464€. However, challenges such as equipment durability in harsh tropical conditions and theft emphasize the need to deploy surplus cameras to ensure sufficient functional units (Zwerts et al., 2021). Furthermore, Kays et al. (2020) recommend using 25–35 cameras for at least 3–4 weeks to ensure precise estimates of local detection rates. Since survey duration has minimal impact on total costs (impacts only on data processing cost representing 11% of total budget, see Appendix E.1), deploying 25 cameras for one month optimizes both spatial and temporal coverage, increasing the likelihood of detecting elusive species without significantly raising costs.

In contrast, eDNA methods are less labor-intensive due to their single field sample collection phase. Leaf surface eDNA requires 48 samples to estimate species richness accurately, resulting in a collection cost of 61,841€—substantially higher than the cost of 367 camera.days (using 10 or 25 cameras). Although water eDNA requires fewer samples (34), it still costs 43,804€, making it 3-7 times more expensive than CTs (using 10 or 25 cameras). This need for more samples (and associated costs) for eDNA is linked to its ability to detect a broader range of species, providing more comprehensive estimates of species richness. Our findings diverge from those of Lugg et al. (2018), who argued that water eDNA is more cost-effective than traditional methods for determining species occupancy. Although water eDNA requires less field effort, its high initial costs and consumable constraints make it less cost-effective in our case. Additionally, relying on water sources limits sampling flexibility, and occupancy results may not always reflect local presence, as DNA could originate from upstream areas. Further research is therefore needed to refine and explore protocols, as Lyet et al. (2021) did when

they showed that filtering large water volumes from a few major streams yielded more species detections per dollar than traditional methods.

For terrestrial vertebrates >0.5 kg, leaf swab eDNA detected 83% of species, making it a competitive alternative to CT. Nevertheless, eDNA methods provide only presence/absence data. In contrast, CT allow abundance estimation using non-invasive models such as the Random Encounter Model (Rowcliffe et al., 2008), distance sampling models (Howe et al., 2017), and other advanced models like Time to Event and Space to Event (Moeller et al., 2018). Despite its limitations, leaf swab eDNA can contribute to occupancy studies, and integrating occupancy models accounting for detection probability (Mackenzie and Royle, 2005) would enhance its applicability. Moreover, for a more precise evaluation, a cost analysis can also be associated with occupancy modeling to assess the most efficient and cost-effective methods for detecting changes in occupancy (Beranek et al., 2024).

eDNA obstacles

A significant challenge with eDNA is the incomplete reference databases, which affect species identification accuracy. Our "potential" list shows that additional taxa, particularly birds and fish, could be identified. Water eDNA identified 9 to 19 more potential taxa per grid, while leaf surface eDNA identified 5 to 9 additional potential taxa per grid. Still, other closely related species not resident in the study area (according to the IUCN, 2024) were identified instead. This illustrates the limitations of the current databases. As Leempoel et al. (2020) stated, another consequence of incomplete databases is that many sequence identifications with a query coverage or a pairwise identity below the defined filtering threshold are discarded. As a result, we may overlook potential species, including those present in the area or closely related to well-known local species.

Moreover, risks of cross-contaminations during DNA extraction and PCR and working with degraded environmental DNA pose significant obstacles, leading to potential misidentifications (Ushio et al., 2017). Despite robust filtering efforts, inconsistencies in species identification highlight the need for expert reviews by specialists familiar with local wildlife and the development of more comprehensive taxonomic databases, particularly for less documented species (Mena et al., 2021).

Recommendations

Given that camera traps (CTs) primarily capture medium to large mammals, while eDNA can detect a broader range of species, our study supports a multi-method approach combining eDNA and CT—despite its cost—for more comprehensive biodiversity monitoring (Sales et al., 2020; Zwerts et al., 2021). When choosing among methods, the key challenge in wildlife surveys is determining which species and what information are essential to monitoring based on the study's specific objectives.

In certified forest concessions, management certification schemes, such as FSC, necessitate fauna monitoring to protect rare and threatened species (Daïnou et al., 2016), primarily focusing on mammals. For regular wildlife monitoring, information on abundance is considered essential (Lyet et al., 2021), and it is efficiently provided by CTs, as opposed to more labor-intensive methods like recces or transect distance sampling. CTs offer valuable insights into species abundance, community composition, and occupancy (Mena et al., 2021; Reece et al., 2021), and when precise abundance estimates are needed, they can be paired with semi-automated distance estimation using deep learning, significantly reducing data processing time (Henrich et al., 2024).

FSC certification also require identifying High Conservation Value (HCV) areas within logging concessions (Daïnou et al., 2016). In this case, eDNA can help determine some of these areas by providing insights into a wide range of species. More broadly, eDNA can be employed to evaluate the conservation value of specific areas, potentially guiding the delimitation of new protected zones and the selection of high-priority conservation areas. This aligns with global goals to protect 30% of terrestrial and marine areas by 2030. Protected areas have often been established with a focus on specific taxa (Eckert et al., 2023). Nevertheless, eDNA allows for the identification of new areas of

conservation based on a more comprehensive range of species, including terrestrial vertebrates, arboreal primates, birds, bats, amphibians, and aquatic species. This is especially critical given that currently protected areas only cover 15% of habitats for terrestrial vertebrates, plants, and butterflies and protect just 6.6% of threatened species (Eckert et al., 2023). Finally, the presence of species documented by eDNA could constitute one of several indicators for the future accounting of biodiversity credits.

CONCLUSION

Our study demonstrates that both camera traps (CT) and environmental DNA (eDNA) are highly effective for monitoring wildlife in Central African tropical rainforests, each with unique strengths and limitations. Camera traps are particularly efficient for monitoring medium to large terrestrial mammals, while leaf surface eDNA expands taxonomic coverage, detecting arboreal species, birds, and small mammals that often evade cameras.

Beyond demonstrating the effectiveness of both methods, we developed a rigorous leaf surface eDNA collection protocol and quantified sampling effort requirements. This work refines field methodologies and establishes a baseline for monitoring efficiency in tropical rainforests. Ultimately, the choice of wildlife monitoring methods should align with research objectives and budget constraints: eDNA is particularly valuable for identifying areas of high conservation importance, whereas camera traps are well suited for frequent monitoring of terrestrial vertebrates. While both eDNA methods require further research to evaluate and refine their protocols, leaf surface eDNA, as a newly emerging method, holds significant promises and potential for advancing biodiversity monitoring.

REFERENCES

Algrain, M., 2019. Étude de la dispersion et de la prédation des graines par les rongeurs des genres Cricetomys et Funisciurus en forêt dense humide camerounaise (Travail de fin d'études). Gembloux Agro-Bio Tech, Université de Liège.

André, A., Mouton, A., Millien, V., Michaux, J., 2017. Liver microbiome of *Peromyscus leucopus*, a key reservoir host species for emerging infectious diseases in North America. Infect. Genet. Evol. 52, 10–18. https://doi.org/10.1016/j.meegid.2017.04.011

Andrews, S., 2010. FastQC: a quality control tool for high throughput sequence data. Available online at: http://www.bioinformatics.babraham.ac.uk/projects/fastqc [WWW Document]. URL https://www.bioinformatics.babraham.ac.uk/projects/fastqc/ (accessed 8.2.24).

Beaune, D., Bretagnolle, F., Bollache, L., Hohmann, G., Surbeck, M., Fruth, B., 2013. Seed dispersal strategies and the threat of defaunation in a Congo forest. Biodivers. Conserv. 22, 225–238. https://doi.org/10.1007/s10531-012-0416-x

Beranek, C.T., Southwell, D., Jessop, T.S., Hope, B., Gama, V.F., Gallahar, N., Webb, E., Law, B., McIlwee, A., Wood, J., Roff, A., Gillespie, G., 2024. Comparing the cost-effectiveness of drones, camera trapping and passive acoustic recorders in detecting changes in koala occupancy. Ecol. Evol. 14, e11659. https://doi.org/10.1002/ece3.11659

Buckland, S.T., Rexstad, E.A., Marques, T.A., Oedekoven, C.S., 2015. Distance Sampling: Methods and Applications, Methods in Statistical Ecology. Springer International Publishing, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-319-19219-2

Carignan, V., Villard, M.-A., 2001. Selecting Indicator Species to Monitor Ecological Integrity: A Review.

Clark, C.J., Poulsen, J.R., Parker, V.T., 2001. The Role of Arboreal Seed Dispersal Groups on the Seed Rain of a Lowland Tropical Forest. Biotropica 33, 606–620. https://doi.org/10.1111/j.1744-7429.2001.tb00219.x

Daïnou, K., Bracke, C., Vermeulen, C., Haurez, B., De Vleeschouwer, J.-Y., Fayolle, A., Doucet, J.-L., 2016. Hautes valeurs de conservation (HVC) dans les unités forestières d'aménagement du Cameroun. : Concepts, choix et pratiques. Uliège Library.

Dehaudt, B., Bruce, T., Deblauwe, V., Ferraz, A., Gardner, B., Bibila, T.G. 'Babs,' LeBreton, M., Mempong, G., Njabo, K., Nkengbeza, S.N., Ordway, E.M., Pavan, L., Russo, N.J., Smith, T.B., Luskin, M.S., 2024. Divergent seed dispersal outcomes: Interactions between seed, disperser, and forest traits. Ecology 105, e4409. https://doi.org/10.1002/ecy.4409

Eckert, I., Brown, A., Caron, D., Riva, F., Pollock, L.J., 2023. 30×30 biodiversity gains rely on national coordination. Nat. Commun. 14, 7113. https://doi.org/10.1038/s41467-023-42737-x

Fonteyn, D., Doucet, J.-L., Fayolle, A., Monseur, A., Quevauvillers, S., Holvoet, J., Poulain, F., Delame, H., Peeters, Q., Vermeulen, C., 2021. FauneFAC, la boite à outils méthodologique pour la mise en place d'inventaires par pièges photographiques. ULiège/Gembloux Agro-Bio Tech, PPECF [WWW Document]. Faunefac. URL https://www.gembloux.ulg.ac.be/faunefac/ (accessed 7.11.24).

Fonteyn, D., Vermeulen, C., Deflandre, N., Cornelis, D., Lhoest, S., Houngbégnon, F.G.A., Doucet, J., Fayolle, A., 2020. Wildlife trail or systematic? Camera trap placement has little effect on estimates of mammal diversity in a tropical forest in Gabon. Remote Sens. Ecol. Conserv. 7, 321–336. https://doi.org/10.1002/rse2.191

Fonteyn, D., Vermeulen, C., Gorel, A., Silva de Miranda, P.L., Lhoest, S., Fayolle, A., 2023. Biogeography of central African forests: Determinants, ongoing threats and conservation priorities of mammal assemblages. Divers. Distrib. 29, 698–712. https://doi.org/10.1111/ddi.13677

FSC, 2025. FSC Search [WWW Document]. FSC Search. URL https://search.fsc.org/fr/Recherche Avancée (accessed 2.26.25).

Galan, M., Pons, J.-B., Tournayre, O., Pierre, É., Leuchtmann, M., Pontier, D., Charbonnel, N., 2018. Metabarcoding for the parallel identification of several hundred predators and their prey: Application to bat species diet analysis. Mol. Ecol. Resour. 18, 474–489. https://doi.org/10.1111/1755-0998.12749

Haurez, B., Daïnou, K., Tagg, N., Petre, C.-A., Doucet, J.-L., 2015. The role of great apes in seed dispersal of the tropical forest tree species *Dacryodes normandii* (Burseraceae) in Gabon. J. Trop. Ecol. 31, 395–402. https://doi.org/10.1017/S0266467415000322

Hedwig, D., Kienast, I., Bonnet, M., Curran, B.K., Courage, A., Boesch, C., Kühl, H.S., King, T., 2018. A camera trap assessment of the forest mammal community within the transitional savannah-forest mosaic of the Batéké Plateau National Park, Gabon. Afr. J. Ecol. 56, 777–790. https://doi.org/10.1111/aje.12497

Henrich, M., Burgueño, M., Hoyer, J., Haucke, T., Steinhage, V., Kühl, H.S., Heurich, M., 2024. A semi-automated camera trap distance sampling approach for population density estimation. Remote Sens. Ecol. Conserv. 10, 156–171. https://doi.org/10.1002/rse2.362

Horn, M.H., Correa, S.B., Parolin, P., Pollux, B.J.A., Anderson, J.T., Lucas, C., Widmann, P., Tjiu, A., Galetti, M., Goulding, M., 2011. Seed dispersal by fishes in tropical and temperate fresh waters: The growing evidence. Acta Oecologica, Frugivores and Seed Dispersal: Mechanisms and Consequences of a Key Interaction for Biodiversity 37, 561–577. https://doi.org/10.1016/j.actao.2011.06.004

Howe, E.J., Buckland, S.T., Després-Einspenner, M.-L., Kühl, H.S., 2017. Distance sampling with camera traps. Methods Ecol. Evol. 8, 1558–1565. https://doi.org/10.1111/2041-210X.12790

Ishige, T., Miya, M., Ushio, M., Sado, T., Ushioda, M., Maebashi, K., Yonechi, R., Lagan, P., Matsubayashi, H., 2017. Tropical-forest mammals as detected by environmental DNA at natural saltlicks in Borneo. Biol. Conserv. 210, 281–285. https://doi.org/10.1016/j.biocon.2017.04.023

IUCN, 2024. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2024-1 [WWW Document]. IUCN Red List Threat. Species. URL https://www.iucnredlist.org/en (accessed 2.22.24).

Kays, R., Arbogast, B.S., Baker-Whatton, M., Beirne, C., Boone, H.M., Bowler, M., Burneo, S.F., Cove, M.V., Ding, P., Espinosa, S., Gonçalves, A.L.S., Hansen, C.P., Jansen, P.A., Kolowski, J.M., Knowles, T.W.,

Lima, M.G.M., Millspaugh, J., McShea, W.J., Pacifici, K., Parsons, A.W., Pease, B.S., Rovero, F., Santos, F., Schuttler, S.G., Sheil, D., Si, X., Snider, M., Spironello, W.R., 2020. An empirical evaluation of camera trap study design: How many, how long and when? Methods Ecol. Evol. 11, 700–713. https://doi.org/10.1111/2041-210X.13370

Kingdon, J., 2016. The Kingdon Pocket Guide to African Mammals (Second edition). Bloomsburry Publishing.

Lahoz-Monfort, J.J., Magrath, M.J.L., 2021. A Comprehensive Overview of Technologies for Species and Habitat Monitoring and Conservation. BioScience 71, 1038–1062. https://doi.org/10.1093/biosci/biab073

Leempoel, K., Hebert, T., Hadly, E.A., 2020. A comparison of eDNA to camera trapping for assessment of terrestrial mammal diversity. Proc. R. Soc. B Biol. Sci. 287, 20192353. https://doi.org/10.1098/rspb.2019.2353

Lugg, W.H., Griffiths, J., Van Rooyen, A.R., Weeks, A.R., Tingley, R., 2018. Optimal survey designs for environmental DNA sampling. Methods Ecol. Evol. 9, 1049–1059. https://doi.org/10.1111/2041-210X.12951

Lyet, A., Pellissier, L., Valentini, A., Dejean, T., Hehmeyer, A., Naidoo, R., 2021. eDNA sampled from stream networks correlates with camera trap detection rates of terrestrial mammals. Sci. Rep. 11, 11362. https://doi.org/10.1038/s41598-021-90598-5

Lynggaard, C., Bertelsen, M.F., Jensen, C.V., Johnson, M.S., Frøslev, T.G., Olsen, M.T., Bohmann, K., 2022. Airborne environmental DNA for terrestrial vertebrate community monitoring. Curr. Biol. 32, 701-707.e5. https://doi.org/10.1016/j.cub.2021.12.014

Lynggaard, C., Calvignac-Spencer, S., Chapman, C.A., Kalbitzer, U., Leendertz, F.H., Omeja, P.A., Opito, E.A., Sarkar, D., Bohmann, K., Gogarten, J.F., 2023. Vertebrate environmental DNA from leaf swabs. Curr. Biol. 33, R853–R854. https://doi.org/10.1016/j.cub.2023.06.031

MacKenzie, D.I., Nichols, J.D., Royle, J.A., Pollock, K.H., Bailey, L.L., Hines, J.E., 2018. Chapter 4 - Basic Presence/Absence Situation, in: MacKenzie, D.I., Nichols, J.D., Royle, J.A., Pollock, K.H., Bailey, L.L., Hines, J.E. (Eds.), Occupancy Estimation and Modeling (Second Edition). Academic Press, Boston, pp. 115–215. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-407197-1.00006-5

Mackenzie, D.I., Royle, J.A., 2005. Designing occupancy studies: general advice and allocating survey effort. J. Appl. Ecol. 42, 1105–1114. https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2005.01098.x

Maréchal, C., Cawoy, V., Cocquyt, C., Dauby, G., Dessein, S., Douglas-Hamilton, I., Dupain, J., Fischer, E., Obang, D.F., Groom, Q., Henschel, P., Jeffery, K.J., Korte, L., Lewis, S.L., Luhunu, S., Maisels, F., Melletti, M., Ngoufo, R., Ntore, S., Palla, F., Scholte, P., Stevart, T., Stoffelen, P., 2014. Biodiversity conservation and management.

Martin, M., 2011. Cutadapt removes adapter sequences from high-throughput sequencing reads. EMBnet.journal 17, 10. https://doi.org/10.14806/ej.17.1.200

Medjibe, V.P., Putz, F.E., Romero, C., 2013. Certified and Uncertified Logging Concessions Compared in Gabon: Changes in Stand Structure, Tree Species, and Biomass. Environ. Manage. 51, 524–540. https://doi.org/10.1007/s00267-012-0006-4

Meek, P.D., Ballard, G., Claridge, A., Kays, R., Moseby, K., O'Brien, T., O'Connell, A., Sanderson, J., Swann, D.E., Tobler, M., Townsend, S., 2014. Recommended guiding principles for reporting on camera trapping research. Biodivers. Conserv. 23, 2321–2343. https://doi.org/10.1007/s10531-014-0712-8

Mena, J.L., Yagui, H., Tejeda, V., Bonifaz, E., Bellemain, E., Valentini, A., Tobler, M.W., Sánchez-Vendizú, P., Lyet, A., 2021. Environmental DNA metabarcoding as a useful tool for evaluating terrestrial mammal diversity in tropical forests. Ecol. Appl. 31, e02335. https://doi.org/10.1002/eap.2335

Miaud, C., Arnal, V., Poulain, M., Valentini, A., Dejean, T., 2019. eDNA Increases the Detectability of Ranavirus Infection in an Alpine Amphibian Population. Viruses 11, 526. https://doi.org/10.3390/v11060526

Moeller, A.K., Lukacs, P.M., Horne, J.S., 2018. Three novel methods to estimate abundance of unmarked animals using remote cameras. Ecosphere 9, e02331. https://doi.org/10.1002/ecs2.2331

Morgan, D., Strindberg, S., McElmurray, P., Zambarda, A., Singono, I., Huskisson, S., Musgrave, S., Ayina, C.E., Funkhouser, J., Hellmuth, H., Joshi, P., Cassidy, R., Sanz, C., 2023. Extending the conservation impact of great ape research: Flagship species sites facilitate biodiversity assessments and land preservation. Primates. https://doi.org/10.1007/s10329-023-01080-x

Nasi, R., Taber, A., van Vliet, N., 2011. Empty forests, empty stomachs? Bushmeat and livelihoods in the Congo and Amazon Basins. Int. For. Rev. 13, 355–368. https://doi.org/10.1505/146554811798293872

Nasi, R., van Vliet, N., 2011. Measuring the abundance of wildlife populations in Central African logging concessions 62.

Nasi, R., van Vliet, N., 2009. CASE STUDIES ON MEASURING AND ASSESSING FOREST DEGRADATION.

O'Brien, T.G., 2011. Abundance, Density and Relative Abundance: A Conceptual Framework, in: O'Connell, A.F., Nichols, J.D., Karanth, K.U. (Eds.), Camera Traps in Animal Ecology: Methods and Analyses. Springer Japan, Tokyo, pp. 71–96. https://doi.org/10.1007/978-4-431-99495-4_6

Panlasigui, S., Rico-Straffon, J., Pfaff, A., Swenson, J., Loucks, C., 2018. Impacts of certification, uncertified concessions, and protected areas on forest loss in Cameroon, 2000 to 2013. Biol. Conserv. 227, 160–166. https://doi.org/10.1016/j.biocon.2018.09.013

Poulsen, J.R., Clark, C.J., Mavah, G., Elkan, P.W., 2009. Bushmeat Supply and Consumption in a Tropical Logging Concession in Northern Congo. Conserv. Biol. 23, 1597–1608. https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2009.01251.x

Reece, S.J., Radloff, F.G.T., Leslie, A.J., Amin, R., Tambling, C.J., 2021. A camera trap appraisal of species richness and community composition of medium and large mammals in a Miombo woodland reserve. Afr. J. Ecol. 59, 898–911. https://doi.org/10.1111/aje.12913

Ripple, W.J., Abernethy, K., Betts, M.G., Chapron, G., Dirzo, R., Galetti, M., Levi, T., Lindsey, P.A., Macdonald, D.W., Machovina, B., Newsome, T.M., Peres, C.A., Wallach, A.D., Wolf, C., Young, H., 2016. Bushmeat hunting and extinction risk to the world's mammals. R. Soc. Open Sci. 3, 160498. https://doi.org/10.1098/rsos.160498

Rovero, F., Marshall, A.R., 2009. Camera trapping photographic rate as an index of density in forest ungulates. J. Appl. Ecol. 46, 1011–1017. https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2009.01705.x

Rowcliffe, J.M., Field, J., Turvey, S.T., Carbone, C., 2008. Estimating Animal Density Using Camera Traps without the Need for Individual Recognition. J. Appl. Ecol. 45, 1228–1236.

Sales, N.G., McKenzie, M.B., Drake, J., Harper, L.R., Browett, S.S., Coscia, I., Wangensteen, O.S., Baillie, C., Bryce, E., Dawson, D.A., Ochu, E., Hänfling, B., Lawson Handley, L., Mariani, S., Lambin, X., Sutherland, C., McDevitt, A.D., 2020. Fishing for mammals: Landscape-level monitoring of terrestrial and semi-aquatic communities using eDNA from riverine systems. J. Appl. Ecol. 57, 707–716. https://doi.org/10.1111/1365-2664.13592

Seltzer, C.E., Ndangalasi, H.J., Cordeiro, N.J., 2013. Seed Dispersal in the Dark: Shedding Light on the Role of Fruit Bats in Africa. Biotropica 45, 450–456. https://doi.org/10.1111/btp.12029

Sheil, D., Putz, F.E., Zagt, R.J., 2010. Biodiversity conservation in certified forests. Tropenbos International, Wageningen, the Netherlands.

Shrestha, Y., Lapeyre, R., 2018. Modern Wildlife Monitoring Technologies: Conservationists versus Communities? A Case Study: The Terai-Arc Landscape, Nepal. Conserv. Soc. 16, 91. https://doi.org/10.4103/cs.cs_16_83

Sollmann, R., Mohamed, A., Samejima, H., Wilting, A., 2013. Risky business or simple solution – Relative abundance indices from camera-trapping. Biol. Conserv. 159, 405–412. https://doi.org/10.1016/j.biocon.2012.12.025

Soto-Werschitz, A., Mandujano, S., Passamani, M., 2023. Influence of forest type on the diversity, abundance, and naïve occupancy of the mammal assemblage in the southeastern Brazilian Atlantic Forest. Therya 14, 329–341. https://doi.org/10.12933/therya-23-4991

Tagg, N., Kuenbou, J.K., Laméris, D.W., Meigang, F.M.K., Kekeunou, S., Epanda, M.A., Dupain, J., Mbohli, D., Redmond, I., Willie, J., 2019. Long-term trends in wildlife community structure and functional diversity in a village hunting zone in southeast Cameroon. Biodivers. Conserv. 29, 571–590. https://doi.org/10.1007/s10531-019-01899-1

TEAM Network, 2011. Terrestrial vertebrate protocol implementation manual, v. 3.1. Trop. Ecol. Assess. Monit. Netw. Cent. Appl. Biodivers. Sci. Conserv. Int. Arlingt. VA USA.

Ushio, M., Fukuda, H., Inoue, T., Makoto, K., Kishida, O., Sato, K., Murata, K., Nikaido, M., Sado, T., Sato, Y., Takeshita, M., Iwasaki, W., Yamanaka, H., Kondoh, M., Miya, M., 2017. Environmental DNA enables detection of terrestrial mammals from forest pond water. Mol. Ecol. Resour. 17. https://doi.org/10.1111/1755-0998.12690

Van Leeuwen, P., Michaux, J., 2023. Using eDNA for mammal inventories still needs naturalist expertise, a meta-analysis. Ecol. Evol. 13, e10788. https://doi.org/10.1002/ece3.10788

Verhees, J.J.F., Van Der Putten, T.A.W., Van Hoof, P.H., Heijkers, D., Lemmers, P., Esser, H.J., De Boer, W.F., 2024. Comparing the effectiveness of short-focal camera trapping, live trapping, and soil eDNA for surveying small mammals: A case study on Eurasian water shrew (Neomys fodiens). Eur. J. Wildl. Res. 70, 13. https://doi.org/10.1007/s10344-023-01760-5

Whitney, K., Fogiel, M., Lamperti, A., Holbrook, K., Stauffer, D., Hardesty, B., Parker, V., Smith, T., 1998. Seed dispersal by Ceratogymna hornbills in the Dja Reserve, Cameroon. J. Trop. Ecol. 14, 351–371. https://doi.org/10.1017/S0266467498000273

Zhao, C., Shao, N., Yang, S., Ren, H., Ge, Y., Zhang, Z., Zhao, Y., Yin, X., 2019. Integrated assessment of ecosystem health using multiple indicator species. Ecol. Eng. 130, 157–168. https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2019.02.016

Zwerts, J.A., Stephenson, P.J., Maisels, F., Rowcliffe, M., Astaras, C., Jansen, P.A., Van Der Waarde, J., Sterck, L.E.H.M., Verweij, P.A., Bruce, T., Brittain, S., Van Kuijk, M., 2021. Methods for wildlife monitoring in tropical forests: Comparing human observations, camera traps, and passive acoustic sensors. Conserv. Sci. Pract. 3, e568. https://doi.org/10.1111/csp2.568

Zwerts, J.A., Sterck, E.H.M., Verweij, P.A., Maisels, F., Van Der Waarde, J., Geelen, E.A.M., Tchoumba, G.B., Donfouet Zebaze, H.F., Van Kuijk, M., 2024. FSC-certified forest management benefits large mammals compared to non-FSC. Nature 628, 563–568. https://doi.org/10.1038/s41586-024-07257-8

TABLES AND FIGURES

Table 1: Costs of survey techniques for one grid (25 CT, 25 leaf surface eDNA samples, and 10 water eDNA samples)

Method	*Units*	*Material costs*	*Field expenses*	*Transportation*	*Lab costs*	*Data processing*	*TOTAL*
CT	25	4.250 €	9.400 €	360 €	/	2.150 €	16.160 €
Leaf surface eDNA	25	215 €	5.821 €	180 €	2.925 €	860 €	10.001 €
Water eDNA	10	3.408 €	4.851 €	180 €	3.800 €	645 €	12.883 €

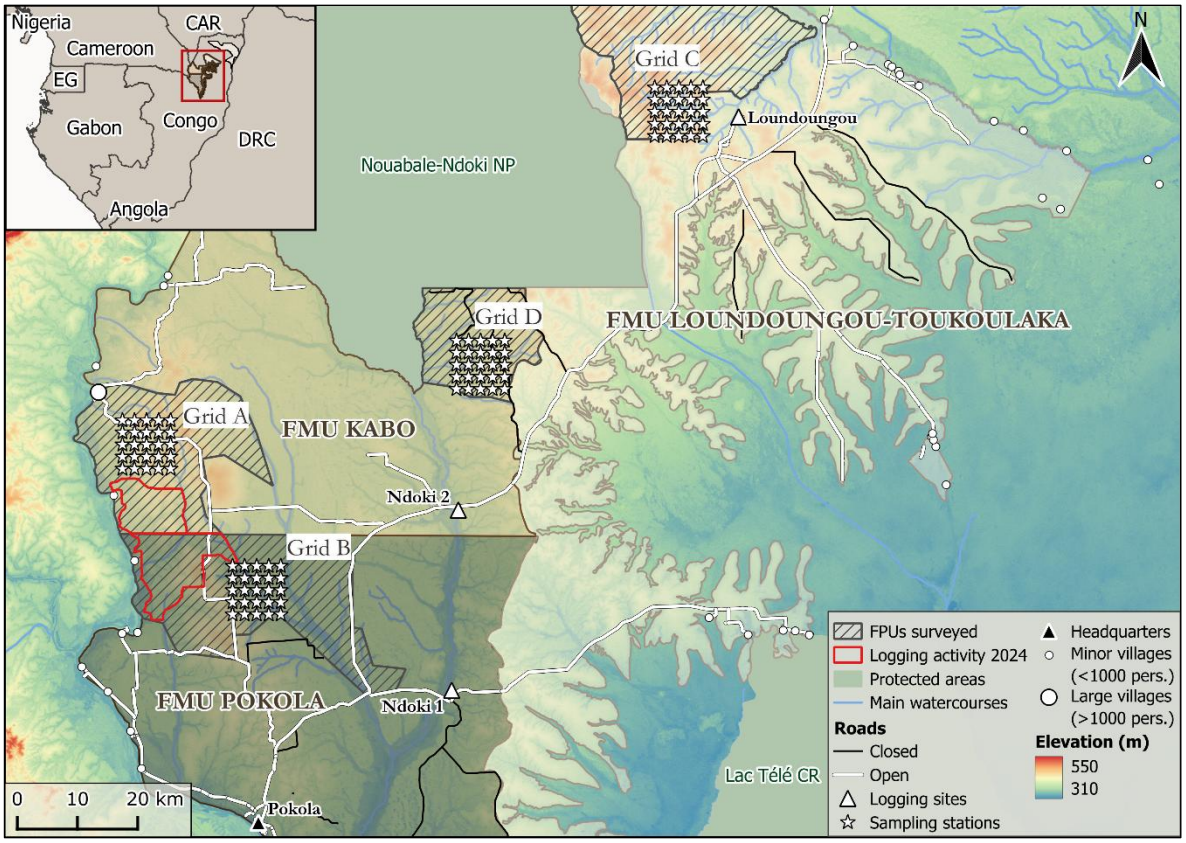

Figure 1: Study area location and four sampling grids in the Northern Republic of Congo.

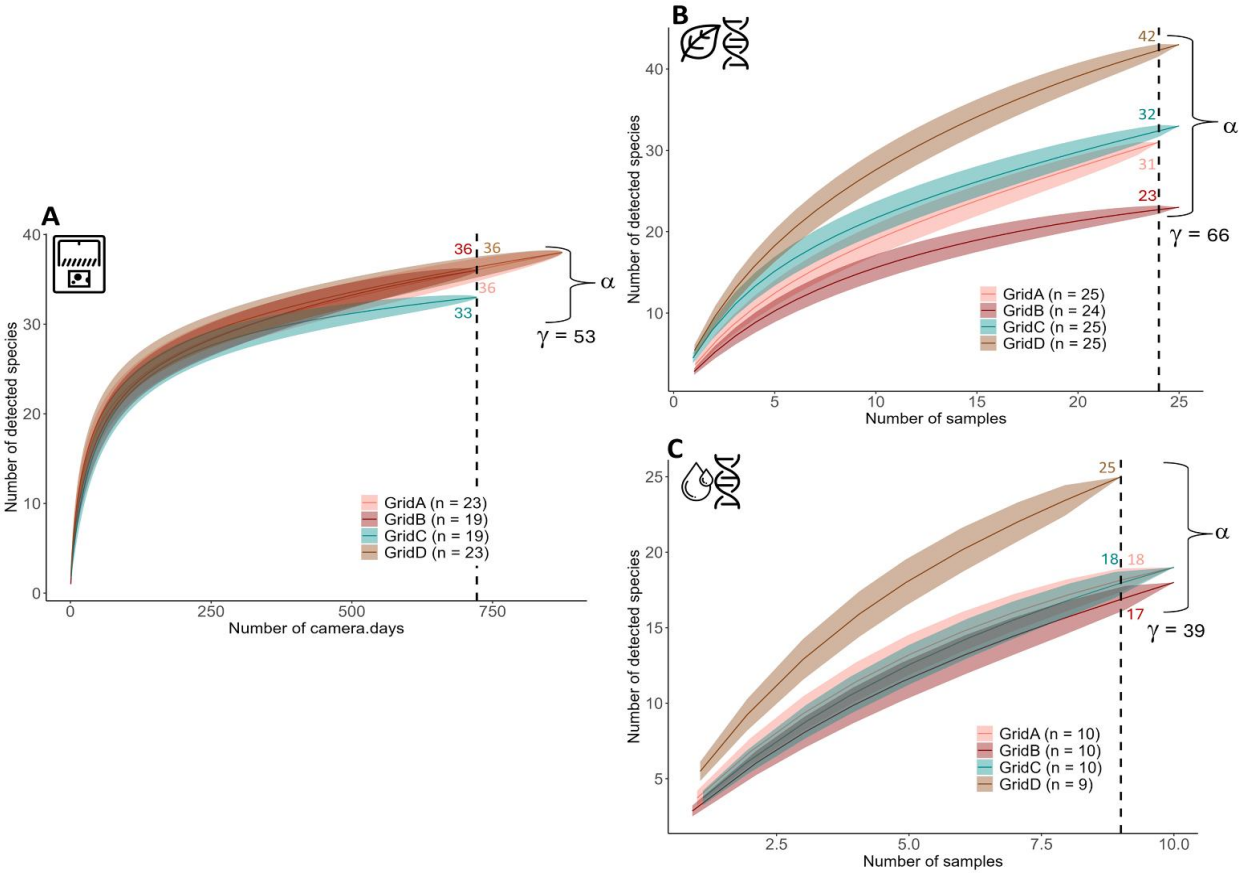

Figure 2 : Rarefaction curves of the three monitoring methods. The rarefaction curves of leaf surface eDNA (CB) and water eDNA (BC) eDNA are sample-based, and the camera trapsCT (A) haves camera.days on the horizontal axis. The alpha diversity at the scale of each grid is provided for 722 camera.days (A), 24 leaf surface eDNA sampless (B), and 9 water eDNA samples (C). Gamma diversity comprises the total variety of inventoried species by each method. The colored shaded areas on rarefaction curves correspond to the rarefied species richness ± its standard deviation.

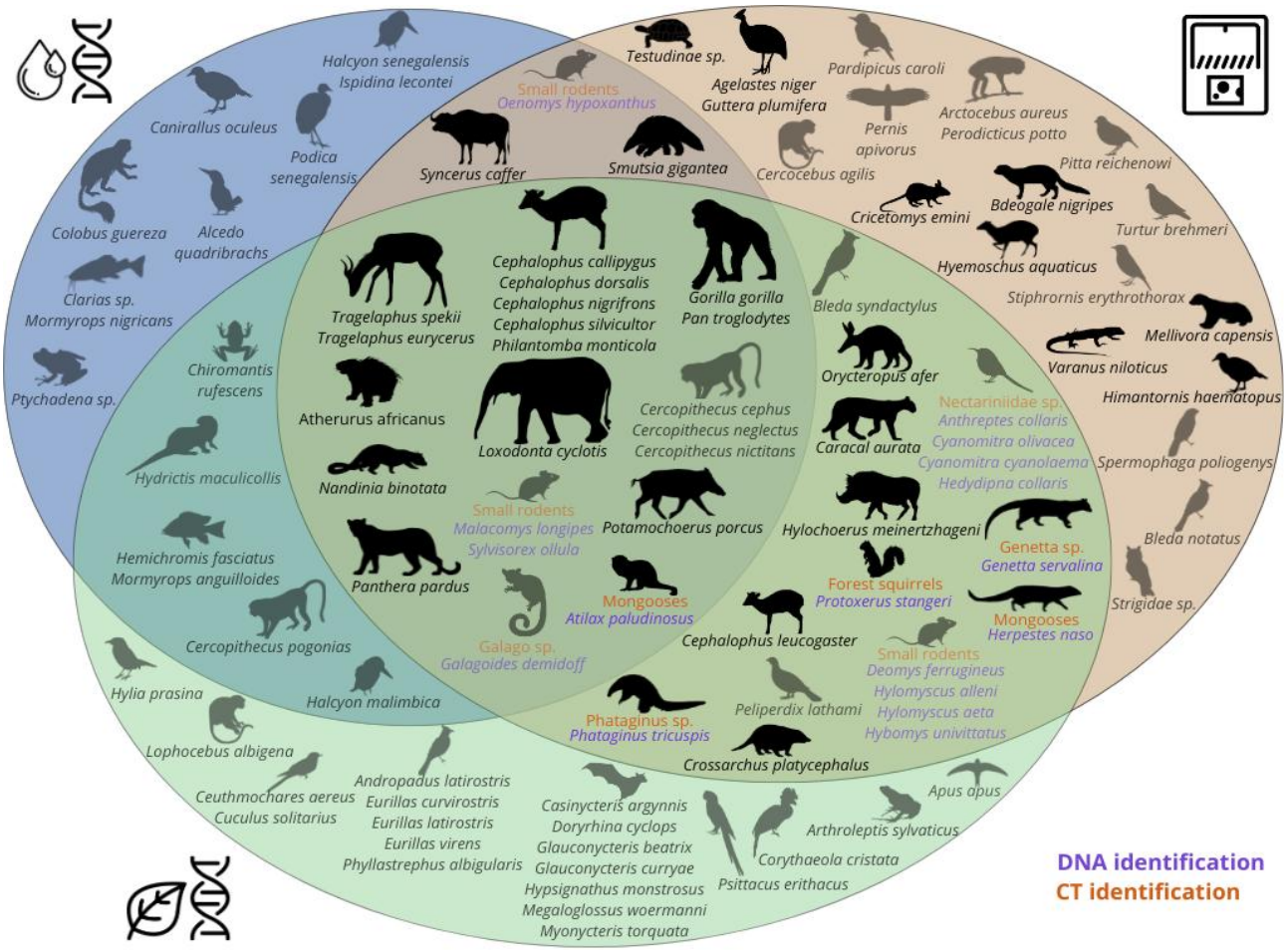

Figure 3: Venn diagram of species detected by CT, water eDNA, and leaf surface eDNA. The names in orange are identifications obtained with CT, and the names in purple were obtained with eDNA methods. Species not meeting the criteria of terrestrial vertebrates >0.5 kg are shaded in gray. Mammal body masses were primarily sourced from The Kingdon Guide to African Mammals (Kingdon, 2016).

ANNEXE 2 : COMPARAISON DE DIFFERENTES TECHNIQUES D'INVENTAIRE DE FAUNE : PIEGES PHOTOGRAPHIQUES, CAPTEURS ACOUSTIQUES ET ADN ENVIRONNEMENTAL

Le tableau ci-dessous présente une synthèse des principales caractéristiques de trois méthodes d'inventaire de la faune sauvage : les **pièges photographiques**, les **capteurs acoustiques** et l'**ADN environnemental**. Il met en évidence leurs avantages et leurs limites afin de guider le choix de la ou des méthodes les plus adaptées aux objectifs et aux conditions spécifiques de chaque étude.
Les informations de ce tableau, consignées fin 2024, doivent être interprétées avec prudence, car ces méthodes et leurs applications évoluent rapidement. L'intégration croissante de l'intelligence artificielle, par exemple, pourrait considérablement réduire le temps d'analyse. De plus, les avancées technologiques devraient rendre ces outils plus accessibles grâce à une réduction des coûts de production. Il est donc essentiel d'adopter un regard critique sur ces informations et de rester attentif aux innovations futures.

Les performances de ces méthodes varient selon les **objectifs de l'étude**, les **conditions de terrain** et le **matériel utilisé**. De même, l'ampleur de l'effort d'échantillonnage influe directement sur les résultats obtenus.

Enfin, bien que l'ADN environnemental puisse détecter une grande diversité de taxa, cette étude se concentre sur les **vertébrés non aquatiques**, afin d'assurer une comparaison cohérente avec les pièges photographiques et les capteurs acoustiques, qui ciblent également ce groupe d'organismes.

	Pièges photographiques	Capteurs acoustiques	ADN environnemental	
			Feuilles	Eau
Groupes fauniques ciblés	Macromammifères terrestres ■■■■ Micromammifères terrestres ■■■■ Mammifères (semi-)arboricoles ■■■■ Oiseaux ■■■■ Reptiles ■■■■ Amphibiens ■■■■ Poissons ■■■■	Macromammifères terrestres ■■■■ Micromammifères terrestres ■■■■ Mammifères (semi-)arboricoles ■■■■ Oiseaux ■■■■ Reptiles ■■■■ Amphibiens ■■■■ Poissons ■■■■	Macromammifères terrestres ■■■■ Micromammifères terrestres ■■■■ Mammifères (semi-) arboricoles ■■■■ Oiseaux ■■■■ Reptiles ■■■■ Amphibiens ■■■■ Poissons ■■■■	
Coûts *	• Entre 100 et 300€ (unitaire) • Réutilisable (20% de perte par déploiement) • 2 sorties terrain (Installation et récupération)	• Entre 70€ et 700€ (unitaire) • Réutilisable (20% de perte par déploiement) • 2 sorties de terrain (Installation et récupération)	Feuilles • 5€ (kit) • 110€ (Analyse/échantillon)	Eau • 80€ (kit) • 300€ (Analyse/échantillon)

			• Usage unique • 1 seule sortie de terrain	• Usage unique • 1 seule sortie de terrain
Temps d'analyse	2 semaines	1 mois et +	De 1 à 2 mois	
Avantages	• Certitude spatio-temporelle de la présence de l'animal • Fonctionnement continu, de jour comme de nuit • Outil de sensibilisation du public (les images ont souvent plus d'impact que des analyses statistiques complexes) • Permet une identification individuelle	• Large surface couverte (enregistrement des sons en trois dimensions) • Certitude spatio-temporelle de la présence de l'animal • Fonctionnement continu, de jour comme de nuit • Permet un suivi anti-braconnage (coups de feu)	• Collecte des données simple et rapide • Spectre d'espèces potentiellement très large	
Désavantages	• Risque élevé de vol du matériel et de dégâts possibles induits par certaines espèces animales • Sujet à dégradation (20% de perte par déploiement) • Biais liés à l'activité comportementale (les espèces	• Non détection des espèces qui n'émettent pas de son • Surface de détection différente pour chaque espèce • Sensibles au bruit ambiant (pluie, vent, humains, insectes)	• Collaboration avec un laboratoire nécessaire, souvent à l'international • Risque de contaminations des échantillons	

	cryptiques, nocturnes ou évitantes sont sous-détectées) ● Ciblent uniquement les espèces mobiles, terrestre et de taille suffisante.		● Pas de précision spatiale ni temporelle fine ● Impossible de détecter l'état biologique (mort, vivant, trace ancienne)
Limites	● Difficultés de définir un événement indépendant ● Dépendant de l'autonomie des batteries et de la capacité de stockage	● Analyse bioacoustique encore très complexe et temps de traitements des données encore fastidieux ● Peu de connaissances sur les distances de détection en fonction des espèces et des habitats ● Difficultés de définir un événement indépendant	● Ne permet actuellement d'obtenir que des données de présences/absence ● Manque de connaissances sur le relâchement, le transport et la dégradation de l'ADN dans l'environnement ● Besoin d'améliorer les bases de données utilisées pour le *metabarcoding*, en particulier pour des régions peu documentées comme l'Afrique centrale
Perspectives	● Amélioration des logiciels d'identification automatique des espèces par enrichissement des banques données d'images pour l'entraînement des algorithmes d'intelligence artificielle	● Amélioration des logiciels d'identification automatique des espèces par enrichissement des banques données sonores pour l'entraînement des algorithmes d'intelligence artificielle	● Diminution des coûts d'analyse avec la démocratisation et généralisation de la méthode ● Possibilité d'augmenter la performance des différents marqueurs utilisés lors de la PCR

Coûts

Les indications de niveaux de coûts présentées ici se basent sur un protocole de suivi de la biodiversité préconisé par Nature+ (projet CAAPP Faune), faisant recours aux pièges photographiques, aux capteurs acoustiques et à la technique d'ADN environnemental.

La stratégie d'échantillonnage pour les pièges photographiques est adaptée du protocole TEAM. L'unité de base de celui-ci est une grille de 8 km x 8 km, couvrant une surface de 64 km^2. Cette grille se compose de 25 stations d'échantillonnage, chacune distante l'une de l'autre de 2 km. Un piège photographique est installé, et une collecte d'ADNe sur les feuilles est effectuée dans chaque station. En raison des contraintes logistiques (nécessité de la présence d'un point d'eau), 10 échantillons d'ADNe sont collectés au sein de chaque grille, de manière opportuniste. En ce qui concerne le suivi acoustique, 9 capteurs ont été placés dans la même zone que les autres dispositifs, mais avec une distance de 4 km entre chaque capteur.

Dans le cadre du projet CAAPP-Faune, le taux d'échantillonnage était d'environ 5% de la surface étudiée (déploiement d'une grille de 64 km^2 pour chaque multiple de 1280 km^2 pour la zone totale à inventorier).

Légende

Probabilité de détection du groupe faunique

■■■■	Nulle
■■■■	Faible
■■■■	Moyenne
■■■■	Elevée
■■■■	Très élevée

ANNEXE 3 : DÉTAILS DES COÛTS TECHNIQUES ET DE LA CHARGE DE TRAVAIL NÉCESSAIRE POUR LA MISE EN ŒUVRE DES DIFFÉRENTS NIVEAUX DE SUIVI PROPOSÉS.

Détails des coûts techniques associés à chaque niveau d'inventaire de suivi. TOTAL pour une grille correspond au coût total d'installation de la première grille de 25 stations. TOTAL par grille supplémentaire correspond au cout total par grille, réalisé par la même équipe ayant installé la première. Ce coût ne reprend plus le matériel de forêt, le temps de préparation des données, etc. TOTAL par grille second inventaire estime le coût d'une grille au second inventaire, en supposant que le matériel acheté pour le premier est réutilisé, en comptant une perte de 20% par déploiement. Dans le cas du niveau 1, il est considéré qu'une surface d'environ 64 km² est parcourue par des recce.

Unité	**Niveau 1**	**Niveau 2**	**Niveau 3**	**Niveau 4**	**Niveau 5**	**ADNe**
Matériel individuel	500 €	500 €	500 €	500 €	500 €	500 €
Matériel foret	4.250 €	4.250 €	4.250 €	4.250 €	4.250 €	4.250 €
Transport sur site	360 €	360 €	360 €	360 €	360 €	360 €
Nourriture	200 €	400 €	500 €	400 €	500 €	140 €
Pièges photographiques		3.750 €	3.750 €	3.750 €	3.750 €	
Transport matos		660 €	660 €	850 €	850 €	40 €
Consommable		1.000 €	1.000 €	2.000 €	2.000 €	
Capteurs acoustiques				4.050 €	4.050 €	
Kit ADN						200 €
Analyse génétique						3.000 €
Rachat matériel pour second inventaire (dégradation de 20%)		1.600 €	1.600 €	2.050 €	2.050 €	
TOTAL pour la première grille	**5.490 €**	**11.590 €**	**11.750 €**	**16.160 €**	**16.260 €**	**8.490 €**
TOTAL par grille supplémentaire	**1.060 €**	**6.170 €**	**6.270 €**	**11.410 €**	**11.510 €**	
TOTAL par grille second inventaire	**1.060 €**	**3.860 €**	**3.960 €**	**5.310 €**	**5.410 €**	**4.240 €**

Estimation de la charge de travail pour la mise en place et l'analyse d'une puis quatre grilles pour les différents niveaux de suivi, exprimé en jours de travail.

Estimation pour 1 Grille	**Niveau 1**	**Niveau 2**	**Niveau 3**	**Niveau 4**	**Niveau 5**	**ADNe**
Assistants technique	30	60	75	60	75	21
Tacherons	20	40	50	40	50	14
Préparation du plan d'échantillonnage	2	2	2	2	2	2
Préparation des données	3	2	4	4	5	2
Identification des espèces	0	2	2	4	4	0
Analyse des données	2	2	3	3	4	3
Rapportage	2	2	2	2	2	2
TOTAL charge travail Ingénieur	**9**	**10**	**13**	**15**	**17**	**9**
Estimation pour 4 Grilles	**Niveau 1**	**Niveau 2**	**Niveau 3**	**Niveau 4**	**Niveau 5**	**ADNe**
Assistants technique	120	240	300	240	300	84
Tacherons	80	160	200	160	200	56
Préparation du plan d'échantillonnage	2	2	2	2	2	2
Préparation des données	5	4	6	6	7	4
Identification des espèces	0	5	5	15	15	0
Analyse des données	3	3	4	4	5	4
Rapportage	2	2	2	2	2	2
TOTAL charge travail Ingénieur	**12**	**16**	**19**	**29**	**31**	**12**

ANNEXE 4 : FICHES TECHNIQUES ET VIDEOS DIDACTIQUES SUR FAUNEFAC

Fiche technique Capteur acoustique

Fiche technique ADNe sur Feuille de végétaux

Fiche technique ADNe dans l'eau

Vidéo Piège photographique

Vidéo Capteur acoustique

Vidéo ADNe sur Feuille de végétaux

Vidéo ADNe dans l'eau

ANNEXE 5: RAPPORT FINANCIER DU CONTRAT C275

Dépenses	Unité	Nombre	Coût unitaire (en Euro)	Coûts (en Euro)	Subvention			Budget à charge du programme	Rapport financier N+ N° 1 01/2024 06/2024	Rapport financier N+ N° 2 07/2024 12/2024	Rapport financier N+ final 01/2025 04/2025	Total dépenses N+ au 30/04/2025	Solde N+ au 30/04/2025
					Nature+	Réallocations N+	ULiège						
A. Marchés de services													
A.1. Etudes, recherches, audits	Analyse des échantillons d'ADN	200	150	30.000			30.000	30.000					
A.2. Organisation d'ateliers, conférences, etc.	Atelier de formation	1	15.000	15.000	15.000	-3.450,00		15.000	0,00	11.550,00	0,00	11.550,00	0,00
A.3. Voyages internationaux	Billets d'avion et Visa	6	1.700	10.200	8.500	2.934,67	1.700	10.200	3.459,46	5.602,82	2.372,39	11.434,67	0,00
A.4. Publications	Forfait outils de diffusion et communication	1	5.000	5.000	5.000	1.060,25		5.000	0,00	0,00	6.060,25	6.060,25	0,00
Sous-total marchés de services				***60.200***	***28.500***		***31.700***	***60.200***	3.459,46	17.152,82	8.432,64	29.044,92	0,00
B. Marchés de fournitures													
B.1. Achat ou location de véhicules : mise à disposition véhicule CIB	Mois	12	500	6.000				0	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
B.2. Mobilier, matériel d'ordinateur	Ordinateur + disque dur	1	2.500	2.500	2.500	1.846,91		2.500	1.381,95	753,97	2.210,99	4.346,91	0,00
B.3. Matériel								0	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
B.3.1. Capteurs acoustiques + piles + cartes SD	Capteurs acoustiques	55	450	24.750	15.750	-1.700,50		15.750	14.049,50	0,00	0,00	14.049,50	0,00
B.3.2. Pièges photographiques + piles + cartes SD	Pièges photographiques	100	300	30.000	15.000	-1.696,05		15.000	13.303,95	0,00	0,00	13.303,95	0,00
B.3.3. Matériel de forêt	Machettes, bottes, tentes, imperméables, etc.	1	2.000	2.000				0	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
B.3.4. Petit matériel de terrain (GPS, thuraya et autres équipements de terrain)	Forfait	1	2.000	2.000	2.000	3.252,29		2.000	1.714,14	572,48	2.965,67	5.252,29	0,00
Sous-total marchés de fournitures				***67.250***	***35.250***		***0***	***35.250***	30.449,54	1.326,45	5.176,66	36.952,65	0,00
C. Appuis directs au Bénéficiaire													

C.1. Salaires (montants bruts)													
C.1.1. Rémunération experts faune juniors N+	Mois	15	6.400	96.000	84.500	-3.996,53		84.500	29.348,16	29.462,25	21.693,06	80.503,47	0,00
C.1.2.Appui cellule scientifique ULiège (3jours/mois)	Jours	45	600	27.000			20.250	20.250	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
C.1.3. Appui cellule scientifique Cornell	Jours	10	600	6.000	6.000	-84,38		6.000	0,00	0,00	5.915,62	5.915,62	0,00
C.1.4. Supervision expert faune senior N+ (missions et suivi projet 1,5 jours/mois)	Jours	74	600	44.400	33.300	12.900,00		33.300	19.800,00	24.000,00	2.400,00	46.200,00	0,00
C.1.5. Rémunération informaticien-développeur N+	Mois	7	5.000	35.000	35.000	-8.598,92		35.000	1.699,00	12.377,37	12.324,71	26.401,08	0,00
C.1.6. Appui administratif et financier N+ (1jour/mois)	Jours	15	600	9.000				&	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
C.1.7. Appui Responsable faune CIB : 1/3 temps sur 15 mois	Mois	15	1.600	24.000				0	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
C.1.8. Appui cellule cartographie CIB : 5% du temps sur 15 mois	Mois	15	100	1.500				0	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
C.2. Per diem								0	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
C.2.1. Per diem sur site mission expert faune senior : 2x21j (hébergement et nourriture)	Jours	42	200	8.400				0	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
C.2.2. Per diem et logement pour séjour et missions en ville : 3x10j (Atelier de formation) + 4x5j (séjour en ville avant et après mission)	Jours	50	105	5.250	4.200	947,64	1.050	5.250	767,99	2.689,57	1.690,08	5.147,64	0,00
C.4. Consommables - fournitures de bureau	Forfait	1	1.000	1.000				0	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
C.5. Autres : Transport et livraison du matériel	Forfait	1	25.000	25.000	5.000	-2.908,25		5.000	1.406,75	685,00	0,00	2.091,75	0,00
C.6. Frais de gestion (maximum 5 % du montant total)	Forfait	1	14.238	14.238	11.588	-507,13	2.650	14.238	4.346,55	4.384,67	2.349,65	11.080,87	0,00
Sous total subvention au Bénéficiaire				***296.788***	***179.588***		***23.950***	***203.538***	57.368,45	73.598,86	46.373,12	177.340,43	0,00
Coût TOTAL de l'Intervention				**424.238**	**243.338**	**0,00**	**55.650**	**298.988**	91.277,45	92.078,13	59.982,42	243.338,00	0,00