



Cartographie de la biodiversité végétale de la Réserve Naturelle de Mabi-Yaya en Côte d'Ivoire.

Koffi Ambroise YEBOUA

AgroParisTech/NITIDAE

En collaboration avec



NITIDAE LAB : Frédérique Montfort, Marie Nourtier, Clovis Grinand

NITIDAE Côte d'Ivoire : Virginie Vergnes, Renaud Lapeyre

OIPR : Directeur de Zone Sud-Est (Lt-Col Toulou Alain), chefs secteur Mabi et Yaya

Novembre 2023



REMERCIEMENTS

J'adresse tout d'abord mes remerciements à Frédérique Montfort, Marie Nourtier et Virginie Vergnes, mon équipe encadrante pour leur disponibilité et leur aide durant toute la durée de ce stage malgré la distance.

Je remercie Jean-Baptiste Féret l'un des concepteurs du package biodivMapR de m'avoir guidé dans la prise en main de leur package et d'avoir répondu à mes nombreuses questions tout au long du stage.

J'adresse également une pensée toute particulière à l'ensemble du personnel de Nitidæ des bureaux de France (Montpellier et Lyon) et de Côte d'Ivoire (Abidjan et Adzopé) pour leur accueil, leur aide et la gestion de mon suivi administratif. Je n'oublie pas non plus les responsables, agents et auxiliaires de l'OIPR à Adzopé pour leur précieuse aide dans la collecte de données terrain. Leur sympathie et leur disponibilité ont facilité la réalisation des campagnes d'inventaires botanique dans la réserve.

Je tiens à remercier toute l'équipe pédagogique pour leur contribution à cette formation et particulièrement Frédéric Portet, responsable du Master SILAT pour son aide sur le volet équipement de travail. Votre sens du travail ainsi que les remarques judicieuses que vous nous avez prodiguées ont de toutes évidences contribué à l'amélioration de ce travail.

Je souhaite enfin exprimer ma reconnaissance à toutes les personnes qui d'une façon ou d'une autre m'ont supporté, aidé, encouragé et ont rendu possible ce travail notamment ma famille et mes ami(e)s. Vos prières m'ont toujours accompagné et aidé à surmonter tous les obstacles.

Table des matières

RESUME	7
ABSTRACT	8
GLOSSAIRE	9
1 INTRODUCTION.....	10
1.1 Contexte	10
2.1 Justification de l'étude et du choix du site	11
2.3 Objectifs	12
2 GENERALITES	13
2.1 Télédétection et cartographie de la biodiversité	13
2.2 Présentation de la zone d'étude	16
2.2.1 Situation géographique et administrative de la RNMY	16
2.2.2 Historique de la RNMY	17
2.2.3 Climat.....	18
2.2.4 Relief	19
2.2.5 Hydrographie.....	19
2.2.6 Géomorphologie et sols	19
2.2.7 Faune.....	19
2.2.8 Végétation.....	20
2.2.9 Population de la région de la Mé et activités socio-économiques	21
3 MATERIEL ET METHODES	22
3.1 Matériel.....	22
3.2 Méthodologie de collecte de données	23
3.2.1 Inventaires floristiques	23
3.2.2 Analyse des données floristiques	25
3.2.3 Cartographie de la biodiversité.....	28

3.2.4	Validation de la méthode	33
3.2.5	Production la carte de biodiversité et indentification des communautés végétales	33
4	RESULTATS	34
4.1	Biodiversité de la végétation ligneuse de la RNMY	34
4.2	Relation entre indicateurs de biodiversité (observés vs estimés à partir de biodivMapR)	41
4.2.1	Indicateurs de diversité alpha	41
4.2.2	Indicateurs de diversité bêta	42
4.3	Cartographie de la biodiversité	43
4.3.1	Cartographie de la biodiversité α	43
4.3.2	Cartographie de la biodiversité β	43
4.4	Identification des espèces prépondérantes de chaque communauté végétale	45
4.4.1	Communauté 1 : <i>Dacryodes klaineana</i> - <i>Diospyros sanza-minika</i>	45
4.4.2	Communauté 2 : <i>Cecropia peltata</i> – <i>Theobroma cacao</i>	45
4.4.3	Communauté 3 : <i>Trichilia monadelpha</i> - <i>Musanga cecropioides</i>	46
4.4.4	Communauté 4 : <i>Cynometra ananta</i> - <i>Drypetes aylmeri</i>	46
5	DISCUSSION	48
5.1	Caractérisation de la diversité végétale de la RNMY	48
5.2	Relation entre diversité spectrale et biodiversité	49
5.3	Taille des placettes individuelles ou taille des <i>buffers</i> autour des points d’inventaire	50
5.4	Cartographie de la biodiversité β	51
5.5	Applications pour la gestion de la RNMY	52
6	CONCLUSION	53
	BIBLIOGRAPHIE	54
	ANNEXES	60

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Quatre grandes catégories de méthodes utilisées en télédétection de la biodiversité et des exemples de sous-méthodes spécifiques.	14
Figure 2 : Carte de la localisation de la Réserve Naturelle de Mabi-Yaya	16
Figure 3 : Diagramme ombrothermique du Sud-Est de la Côte d'Ivoire sur la période 1901-2016	18
Figure 4 : Prise de vue d'un groupe de chimpanzés à partir de caméras pièges posées dans la RNMY.....	20
Figure 5 : Aperçu de quelques types d'habitats issus des activités anthropiques dans la RNMY...21	
Figure 6 : Plan d'échantillonnage	24
Figure 7 : Images rasters d'entrée prétraitées pour l'application de la méthode biodiMapR	30
Figure 8 : Schéma synthétique de la méthodologie biodivMapR	31
Figure 9 : Composantes principales obtenues avec l'ACP	32
Figure 10 : Courbe d'accumulation des espèces montrant la variation de la richesse spécifique des espèces ligneuses en fonction de l'effort d'échantillonnage.	36
Figure 11 : Dendrogramme des différents des types de peuplements de la RNMY	40
Figure 12 : Nuages de points des valeurs de trois indicateurs de diversité calculés à partir des données terrain par rapport aux valeurs estimées par la méthode biodivMapR	42
Figure 13 : Matrices de dissimilarité de Bray-Curtis	43
Figure 14 : carte de diversité α	44
Figure 15 : Carte de diversité β	44

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Indicateurs utilisés pour évaluer la diversité α et β	26
Tableau II : Nombre d'espèces, de genres et de familles, de chaque habitat échantillonné.....	35
Tableau III : Fréquence des espèces les plus rencontrées dans les habitats échantillonnés.....	35
Tableau IV : Liste des espèces menacées recensées dans la flore de la RNMY selon UICN (2023)	37
Tableau V : Indicateurs de diversité calculés par type d'habitats	39
Tableau VI : Valeurs d'importance de quelques espèces (IVI) caractéristiques de chaque communauté.....	47

LISTE DES ANNEXES

Annexe 1 : Les caractéristiques techniques du satellite Sentinel-2.....	60
Annexe 2 : Liste floristique	61
Annexe 3 : Boîtes à moustaches représentant la dispersion des trois indicateurs de biodiversité alpha calculés pour l'ensemble des habitats.....	73
Annexe 4 : Courbe de l'évolution du score de correspondance entre matrices dissimilarité de Bray-Curtis issues de données terrain et de l'information spectrale en fonction de la taille de buffer à l'aide d'un test de Mantel.....	74
Annexe 5 : Boîtes à moustaches représentant la dispersion des trois indicateurs de biodiversité alpha calculés pour l'ensemble des communautés.....	75
Annexe 6 : Valeur d'importance de chaque espèce de la communauté 1	76
Annexe 7 : Valeur d'importance de chaque espèce de la communauté 2	86
Annexe 8 : Valeur d'importance de chaque espèce de la communauté 3	93
Annexe 9 : Valeur d'importance de chaque espèce de la communauté 4	102

RESUME

La connaissance de la distribution spatiale des espèces revêt une importance cruciale pour de nombreuses applications scientifiques et opérationnelles, notamment en raison de l'enjeu majeur lié au déclin de la biodiversité. Actuellement, plusieurs techniques de télédétection sont utilisées pour surveiller la biodiversité, parmi lesquelles les méthodes de cartographie de la biodiversité basées sur le spectre d'images acquises à partir de capteurs aéroportés ou de satellites.

À cet égard, Féret et de Boissieu (2020) ont développé un package en langage R appelé *biodivMapR*. Ce package comprend une chaîne opérationnelle de classification non supervisée d'images optiques, permettant ainsi de produire des cartes d'indicateurs de biodiversité à partir des données obtenues par imagerie spectrale. Cependant, il convient de noter que cette méthodologie a très peu été validée avec des données de terrain.

Dans cette étude, nous explorons si cette méthode peut être utilisée pour prédire la diversité végétale ligneuse bêta de la Réserve Naturelle de Mabi-Yaya au sud-est de la Côte d'Ivoire. L'abondance des espèces ligneuse a été collectée dans 44 placettes de 1256 m² chacune. Les indicateurs de diversité alpha (l'indice de Shannon) et bêta (la dissimilarité de Bray-Curtis) ont été calculés à partir des données terrain et d'informations spectrales (images sentinel 2) obtenues à l'aide de *biodivMapR*. Une comparaison des résultats de cette méthode (*biodivMapR*) avec ceux des indicateurs de diversité calculés à partir du jeu de données de terrain a été effectuée dans cette étude.

Il existe une relation significative entre les données mesurées sur le terrain et celles estimées par *biodivMapR* pour les données de diversité alpha avec un $R^2 = 46,11\%$ (indice de Shannon). En ce qui concerne la diversité bêta, la correspondance entre les données mesurées (terrain) et estimées (*biodivMapR*) a été évaluée à 44,34 %. Nos résultats indiquent que la méthode *biodivMapR* utilisant des images Sentinel-2 peut prédire un pourcentage relativement élevé de variance de la richesse en espèces et potentiellement fournir un cadre pour cartographier et prédire la diversité alpha et bêta des arbres des forêts tropicales. Néanmoins, afin de permettre son utilisation tant dans des contextes opérationnels et scientifiques tels que l'aide à la décision, des études supplémentaires ciblant différents écosystèmes doivent être menées.

Mots clés : *télédétection ; forêts tropicales ; biodiversité bêta ; images Sentinel-2 ; Réserve Naturelle Mabi-Yaya, Côte d'Ivoire*

ABSTRACT

Knowledge of the spatial distribution of species is of crucial importance for various scientific and operational applications, particularly due to the significant issue of biodiversity decline. Currently, several remote sensing techniques are employed to monitor biodiversity, including biodiversity mapping methods based on spectral imaging spectroscopy acquired from airborne sensors or satellites.

In this context, Féret and de Boissieu (2020) developed an R package called *biodivMapR*. This package includes an operational chain for unsupervised classification of optical images, allowing the production of biodiversity indicator maps from spectral imaging data. However, it is worth noting that this methodology has been sparsely validated with field data.

In this study, we explore whether this method can be used to predict the beta plant diversity of the Mabi-Yaya Nature Reserve in southeastern Côte d'Ivoire. The abundance of plant species was collected in 44 plots, each measuring 1256 m². Alpha diversity indicators (Shannon's index) and beta diversity (Bray-Curtis dissimilarity) were calculated from both field data and spectral information (Sentinel-2 images) obtained using *biodivMapR*. A comparison of the results of this method (*biodivMapR*) with those of diversity indicators calculated from field data was conducted in this study.

A significant relationship exists between field-measured data and *biodivMapR*-estimated data for alpha diversity, with an R² of 46.11% (Shannon's index). Concerning beta diversity, the correspondence between measured (field) and estimated (*biodivMapR*) data was evaluated at 44.34%. Our results indicate that the *biodivMapR* method using Sentinel-2 images can predict a relatively high percentage of species richness variance and potentially provide a framework for mapping and predicting alpha and beta diversity of tropical forest trees. However, additional studies targeting different ecosystems are necessary to enable its use in both operational and scientific contexts, such as decision support.

Keywords : remote sensing ; tropical forests ; beta biodiversity ; Sentinel-2 images ; Mabi-Yaya Nature Reserve ; Côte d'Ivoire.

GLOSSAIRE

Classification : affectation d'une catégorie unique (classe) à un élément de l'image (pixel, objet) à partir de descripteurs ou attributs (spectraux, texturaux, de forme, structure contexte temporels)

Classification non supervisée : classification basée sur des algorithmes mathématiques opérant sans connaissance à priori.

Classification supervisée : classification obtenu à partir d'algorithme reposant sur un modèle obtenu par apprentissage à partir de connaissances à priori.

Diversité alpha (α) : la diversité α représente la diversité locale, mesurée à l'intérieur d'un site uniforme et délimité. Les indices couramment utilisés pour estimer cette diversité sont ceux de Shannon et de Simpson, et la richesse spécifique.

Diversité bêta (β) : Variation de la composition en espèces entre différents sites au sein d'une même région d'intérêt. Elle peut se décomposer en deux aspects de la structure des communautés (i) la diversité bêta directionnelle qui mesure le changement dans la composition des communautés le long d'un gradient spatial ou temporel prédéfini (remplacement ou turnover) ; (ii) la diversité bêta non directionnelle mesure la variation de la composition dans l'espace entre différentes unités d'échantillonnage sans se référer à un gradient explicite.

Diversité spectrale ou optique : Variabilité observée dans les propriétés optiques de la végétation.

Résolution spatiale : désigne la taille réelle du plus petit élément représenté dans un jeu de données. En mode raster, elle correspond à la taille d'une cellule dans une grille.

Résolution spectrale : représente l'ensemble des caractéristiques spectrales d'un capteur, telles que le nombre de bandes et l'intervalle du spectre électromagnétique couvert par chacune d'elles.

Spectroscopie : étude de la lumière en fonction de sa longueur d'onde.

Spectroscopie d'imagerie à haute résolution spatiale : technique qui combine la spectroscopie avec l'imagerie à haute résolution spatiale, qui consiste à obtenir des images détaillées d'une zone spécifique avec une grande précision en termes de position spatiale. Elle permet de cartographier les caractéristiques et les propriétés de la végétation à différentes échelles spatiales et spectrales.

1 INTRODUCTION

1.1 Contexte

Actuellement, des changements rapides de l'environnement modifient la répartition des espèces végétales dans le monde. Au cours du dernier demi-siècle, les impacts des activités humaines sur notre planète se sont intensifiés entraînant ainsi la dégradation des écosystèmes de la Terre et une augmentation du taux de perte de la biodiversité mondiale (Pereira *et al.*, 2010 ; Barnosky *et al.*, 2011). Afin d'assurer le suivi et une gestion durable de cette ressource menacée les approches de cartographie de la biodiversité végétale n'ont cessé de s'améliorer au cours des dernières décennies grâce aux innovations dans les méthodes de télédétection (Asner, 2013 ; Féret et Asner, 2014). La principale approche parmi les techniques utilisées pour la détection et l'analyse de la biodiversité a été l'imagerie hyperspectrale (Féret et Asner, 2014 ; Asner *et al.*, 2017). Cependant, son applicabilité n'était pas garantie en raison de la quantité importante de données de terrain nécessaires pour former des modèles de régression ou de classification (Féret et Asner, 2014). De plus, ces données sont et resteront indisponibles pour une majeure partie du monde du fait que les enquêtes traditionnelles sur le terrain sont souvent limitées par des contraintes logistiques et financières. Les approches non supervisées apparaissent alors comme des alternatives valables pour l'analyse de l'hétérogénéité des écosystèmes.

Pour répondre à ces exigences, Féret et Asner, (2014) ont mis au point une méthode originale non supervisée qui permet l'estimation de la diversité alpha et la production de cartes de diversité bêta (communautés d'espèces du couvert arboré) des forêts tropicales humides en se basant sur la spectroscopie d'imagerie aérienne à très haute résolution spatiale. Ils ont par la même occasion validée la capacité de cette méthode à estimer correctement l'hétérogénéité du paysage à une échelle spatiale de quelques dizaines de kilomètres carrés sur divers sites de la forêt tropicale amazonienne péruvienne. La disponibilité de capteurs satellite combinant une résolution spatiale, spectrale et temporelle suffisamment élevée et surtout open source, a permis d'ajuster cette méthode.

Récemment, Féret et de Boissieu, (2020) ont développé un package R, biodivMapR, en cours de test avec des images Sentinel-2 pour la cartographie de la biodiversité. Bien que les résultats préliminaires avec la méthode utilisant des images hyperspectrales à très haute résolution soient encourageants (Féret et Asner, 2014) comparativement aux autres méthodes testées, la version adaptée aux images Sentinel-2 de cette méthode n'a pas fait l'objet de validation avec des données d'inventaires terrain à notre connaissance. Les parcelles utilisées par Féret et de Boissieu, (2020) pour la validation de cette méthode ont été définies sur la base de l'interprétation visuelle de l'image. L'insuffisance de données expérimentales et de parcelles de validation limite la possibilité

d'effectuer une étude exhaustive du domaine de validité de la méthode. Pour être généralisable dans l'espace et dans le temps, cette méthode a besoin d'être validée avec des données terrain.

Elle pourrait devenir une approche puissante pour la cartographie de la biodiversité des forêts tropicales qui demeure une priorité fondamentale en matière de conservation (Féret et Anser 2014) du fait de la grande diversité végétale qu'elles abritent (Myers *et al.*, 2000) et du rôle essentiel qu'elles jouent dans le cycle mondial du carbone et l'atténuation du changement climatique, comme le reconnaissent les processus internationaux tels que REDD⁺ (Paoli *et al.*, 2010). Le besoin de cartographie de la biodiversité des forêts tropicales est particulièrement grand pour les pays d'Afrique en raison de l'augmentation des menaces liées à la perte d'habitat, à la fragmentation et au changement climatique (Vaglio Laurin *et al.*, 2014).

2.1 Justification de l'étude et du choix du site

La Côte d'Ivoire, confrontée à une dégradation et à une perte importante de son couvert forestier, poursuit un objectif d'amélioration de la gouvernance forestière pour une gestion durable de ses ressources forestières. En effet, le pays s'est engagé, depuis 2011, dans le mécanisme de l'ONU, REDD+ (réduction des émissions issues de la déforestation et de la dégradation des forêts) avec pour objectif de restaurer 20% de la couverture forestière nationale à l'horizon 2030 (Boiko, 2019 ; Ouattara, 2022). Faisant partie de l'une des zones où se trouvent encore les rares forêts rémanentes de la Côte d'Ivoire et vue les pressions qui pèsent sur elles du fait du développement des cultures de rente, le Sud-Est du pays et plus précisément la région de la Mé a été désignée par l'État Ivoirien pour abriter le projet pilote REDD+. Ce tout premier projet du mécanisme REDD+ dénommé Projet REDD+ de la Mé (PRM) a été initié depuis 2016 dans l'objectif principal de réduire les émissions de gaz à effet de serre issues de la déforestation dans la région de la Mé (Nitidae, 2019 ; Nitidae, 2020). Dans la seconde phase du projet ((PRM2), l'ONG Nitidae en partenariat avec l'Office Ivoirien des Parcs et Réserves (OIPR) s'est engagée dans la mise en œuvre d'activités de développement zéro-déforestation dans les localités situées autour de cette nouvelle aire protégée, la Réserve Naturelle de Mabi-Yaya (RNMY). L'objectif de ce projet étant de « *Préserver la biodiversité de la Réserve naturelle de Mabi-Yaya & Renforcer le développement socio-économique de la Région de la Mé* ».

La RNMY regorge une grande diversité d'espèces désignée "en danger critique d'extinction" selon l'UICN le Chimpanzé d'Afrique de l'Ouest, *Pan troglodytes verus* mais également d'espèces "en danger" comme la grenouille, *Phrynobatrachus annulatus*. Cependant, la RNMY est soumise à une forte pression des exploitants forestiers, des braconniers, mais surtout des cacaoculteurs (Nitidae, 2019 ; Nitidae, 2020). Nitidae, à travers son laboratoire d'analyses spatiales et environnementales (Nitidae Lab[®]) réalise des suivis des terres dans la région la Région de la Mé (Ouattara *et al.*, 2021 ; Ouattara, 2022). Cependant des informations spatiales sur la biodiversité de cette réserve sont rares. Les seules informations spatiales sur la biodiversité de cette réserve proviennent d'un réseau clairsemé de parcelles au sol mise place dans le cadre de l'inventaire floristique national (Vroh Bi *et al.* 2018). La majorité des études sur la végétation de cette réserve ont essentiellement

porté sur la cartographie de l'occupation du sol (Zaouri et al., 2021, Ouattara 2021 ; Ouedraogo et al. 2023). A ce jour, aucune carte de la biodiversité n'est disponible pour cette réserve.

En tant que paysages très dynamiques et hétérogènes avec de forts enjeux de conservation, la Réserve Naturelle de Mabi-Yaya présente des défis importants pour l'utilisation des nouvelles technologies de télédétection dans l'évaluation de sa biodiversité. La connaissance de la répartition spatiale des espèces de cette aire protégée permettrait aux décideurs d'identifier les zones privilégiées pour la conservation et d'aider à l'élaboration d'une stratégie de planification et de gestion forestières.

Dans la littérature, il existe deux grands groupes de techniques de télédétection pour l'estimation de d'indicateurs et ou la cartographie de la biodiversité. Ce sont les approches non supervisées et supervisées. En raison de la quantité importante de données de terrain nécessaires dans l'utilisation d'approches supervisées et vu les contraintes logistiques, financières et temporelles lié à la réalisation de cette étude, nous nous sommes orientés vers une approche non supervisé.

Nous avons donc opté pour une méthode originale non supervisée développée par Féret et de Boissieu (2020) en cours de test qui permet d'estimer des indicateurs de diversité et de produire des cartes de biodiversité (communautés d'espèces du couvert arboré) des forêts tropicales humides. Cette méthode est conçue pour utiliser des images optiques fournies par plusieurs types des capteurs notamment, Sentinel-2. Elle offre de ce fait un moyen peu coûteux d'obtenir une couverture spatiale complète de l'information environnementale pour de grandes zones d'une manière cohérente et qui peuvent être mises à jour régulièrement.

Nitidae a initiée un programme d'incitations financières type PSE (paiements pour services environnementaux) initiées dans la région de la Mé en Côte d'Ivoire, sur les vieilles cacaoyères agroforestières. Dans le cadre de ce programme Nitidae envisage d'ajouter un paiement supplémentaire à travers des prix premium pour les cacaoyères présentant un couvert forestier diversifié d'où l'intérêt de tester cette approche dans cette zone.

2.3 Objectifs

L'objectif global de cette étude était de cartographier la biodiversité de la Réserve Naturelle de Mabi-Yaya (RNMY) à l'aide du package R, biodivMapR en utilisant des images Sentinel-2. Les objectifs spécifiques étaient (i) de caractériser la biodiversité de la végétation ligneuse à travers l'analyse des données issues de l'inventaire floristique, (ii) produire des cartes de diversité (α et β) végétale de la RNMY à l'aide de la méthode de cartographie de la biodiversité biodivMapR, (iii) évaluer les relations entre diversité issues de données terrain et celle provenant de l'analyse de du spectre d'images Sentinel-2 à l'aide de biodivMapR.

Cette étude contribuera à l'identification d'une approche opérationnelle pour la cartographie de la biodiversité.

2 GENERALITES

2.1 Télédétection et cartographie de la biodiversité

Depuis les années 1990, les données de télédétection optiques multispectrales sont utilisées pour cartographier le paysage ou les habitats à travers la classification de l'occupation du sol (Wang et Gamon, 2019 ; Mwampongo, 2021). Au-delà de la cartographie de l'occupation du sol, l'une des applications les plus répandues a été l'élaboration des cartes de distributions d'espèces, de communautés et d'écosystèmes. Cette ouverture vers l'utilisation de la télédétection pour étudier la biodiversité a été motivée par la difficulté de collecter des informations écologiques à partir d'observations de terrain à grandes échelles spatiales, de manière cohérente et reproductible (Turner *et al.*, 2003). Ainsi plusieurs études ont permis d'identifier les variables essentielles de la biodiversité (VEB) qui peuvent être utilisées comme approximations pour estimer la richesse, cartographier et surveiller la distribution spatiale des espèces (Turner *et al.*, 2003 ; Pettorelli *et al.*, 2016). Wang et Gamon, (2019) ont identifié quatre catégories (Figure 1) d'études explorant la diversité à l'aide de la télédétection. Il s'agit d'études qui :

- Évaluent indirectement la biodiversité en cartographiant les différents types d'habitats,
- Se concentrent sur la cartographie de la distribution des individus comme base pour évaluer la composition et la diversité des communautés,
- Estiment la diversité fonctionnelle en se basant sur les caractéristiques fonctionnelles des plantes,
- Évaluent la composition des espèces en utilisant des modèles de variation spectrale, c'est-à-dire la diversité optique, pour obtenir des informations sur la diversité végétale.

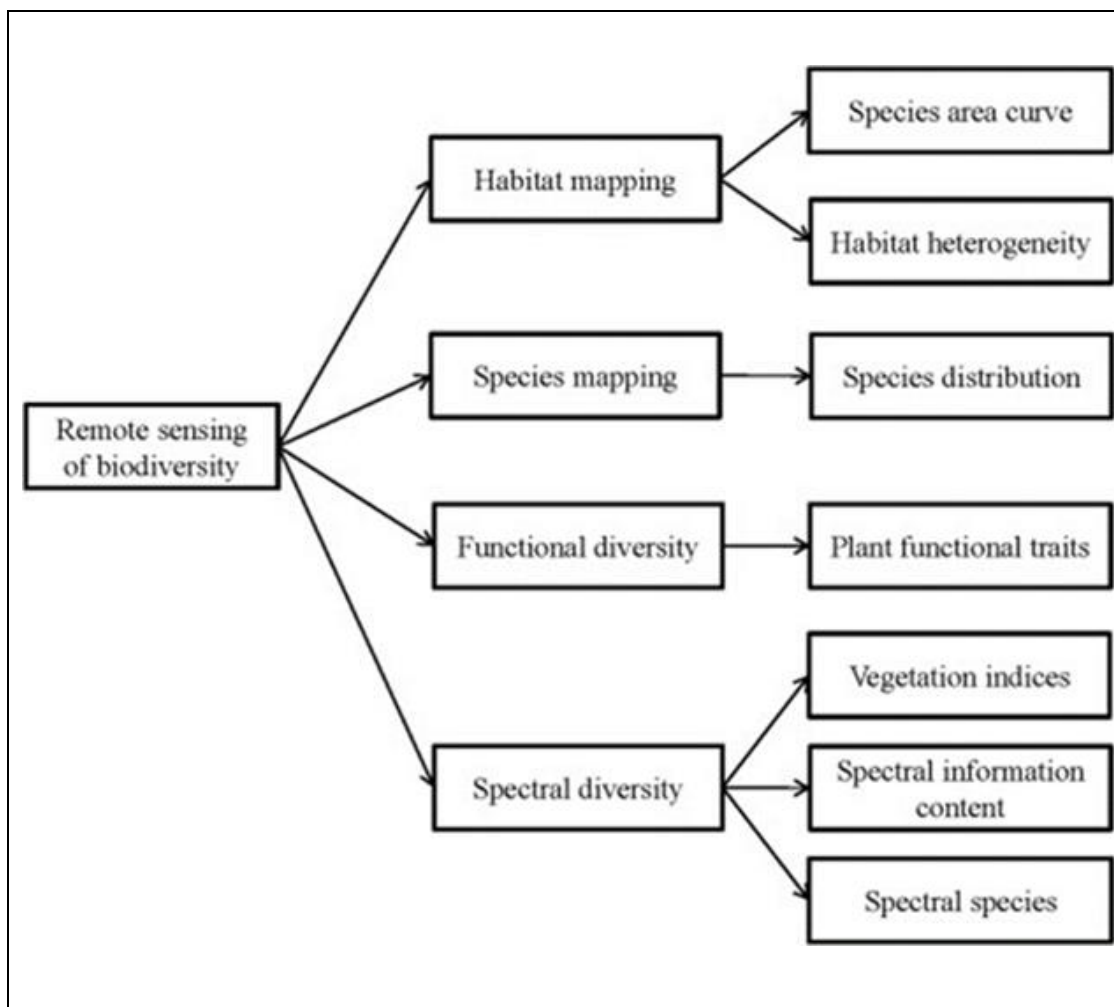


Figure 1 : Quatre grandes catégories de méthodes utilisées en télédétection de la biodiversité et des exemples de sous-méthodes spécifiques.

Source : (Wang et Gamon, 2019).

La dernière catégorie d'études utilisant les variations des réponses spectrales (diversité spectrale ou diversité optique) est récente. Ces méthodes offrent de nouvelles possibilités d'explorer les relations entre la télédétection et les mesures traditionnelles de la biodiversité. Elles sont basées sur l'hypothèse de variation spectrale (SVH) proposée par (Palmer *et al.*, 2002). Cette hypothèse stipule que la variabilité spatiale du signal détecté à distance appelée hétérogénéité spectrale ou variabilité spectrale, est liée à l'hétérogénéité environnementale. En d'autres termes la «diversité spectrale ou diversité optique», est liée à la diversité des espèces, à la diversité fonctionnelle et à la diversité génétique. De ce fait, elle pourrait être utilisée comme un indicateur de la diversité des espèces. La SVH a été testée dans différentes situations et les conclusions ont montré que la performance de cette approche dépend fortement de plusieurs facteurs (Rocchini *et al.*, 2010), notamment les

caractéristiques des capteurs spatiaux (résolution spectrale, spatiale et temporelle), le type de végétation étudié et les métriques dérivées des informations de télédétection pour estimer l'hétérogénéité spectrale (Rocchini *et al.*, 2018). C'est dans cette catégorie de méthodes que se situe l'approche utilisée dans la présente étude.

Il convient de noter qu'il existe plusieurs familles de capteurs optiques, que l'on peut classer en trois catégories en fonction du nombre de bandes spectrales qu'ils couvrent, selon les travaux de Zhu *et al.*, (2017). Premièrement, les capteurs panchromatiques sont des dispositifs dotés d'un unique canal de détection sensible à un large spectre de longueurs d'onde s'étendant sur plusieurs centaines de nanomètres. Deuxièmement, les capteurs multispectraux (ex : SPOT-6/7, Landsat-8, Sentinel-2, Pléiades) mesurent l'intensité du rayonnement électromagnétique sur un nombre limité de bandes spectrales, généralement entre trois et dix, sensibles à des plages de longueurs d'onde plus restreintes, typiquement de l'ordre de quelques dizaines de nanomètres. Troisièmement, les capteurs hyperspectraux (ex : PRISMA) enregistrent l'intensité du rayonnement sur un très grand nombre de bandes, souvent dépassant la centaine. Ces bandes spectrales sont adjacentes et très étroites, avec une sensibilité au rayonnement couvrant généralement moins de 10 nm.

Grâce aux progrès technologiques dans le domaine spatial, il est désormais possible d'accéder à des produits résultant de la fusion de données et de méthodes extrêmement pertinentes pour la cartographie de la biodiversité. Par exemple, en combinant des données d'imagerie hyperspectrale aéroportée de haute résolution avec des données LiDAR (Light Detection And Ranging), il devient possible de cartographier et de suivre divers aspects de la biodiversité, élargissant ainsi la gamme des caractéristiques de la végétation pouvant être détectées par télédétection (Ustin et Gamon, 2010). Laybros *et al.* (2019) en utilisant des données hyperspectrales ont mis en place une méthode permettant de distinguer les espèces d'arbres émergeant de la canopée. De même Féret et Asner, (2014) ont réussi à établir la cartographie de la richesse taxonomique locale et la distribution spatiale des communautés d'espèces en utilisant des données hyperspectrales. De plus, Durán *et al.* (2019) Durán *et al.* 2019 ont utilisé ces mêmes données hyperspectrales pour estimer les caractéristiques chimiques des feuilles et les aspects fonctionnels de la biodiversité.

La disponibilité des données optiques multispectrales provenant de capteurs spatiaux qui offrent une résolution spatiale, spectrale et temporelle suffisamment élevée, notamment des données en accès libre telles que celles fournies par Sentinel-2, permet d'envisager la transposition de méthodes existantes pour le suivi de la biodiversité à une échelle régionale. C'est ce que propose biodivMapR, un package en langage R récemment développée par Féret et de Boissieu, (2020) pour l'étude des forêts tropicales.

2.2 Présentation de la zone d'étude

2.2.1 Situation géographique et administrative de la RNMY

Cette étude a été réalisée dans la Réserve Naturelle de Mabi Yaya (RNMY). Elle est située entre les latitudes 05°36' et 05°48'05 Nord et les longitudes 3°25' et 3°40' Ouest. Cette réserve se trouve dans la Région de la Mé dans le sud-est de la Côte d'Ivoire. Elle s'étend sur les départements d'Alépé et de Yakassé Attobrou. Sa limite Nord-Est coïncide avec la Sous-préfecture de Bettie (Figure 2). Elle est traversée par la rivière Mabi dans sa partie Nord-ouest et s'étend le long du fleuve Comoé dans sa partie Est jusqu'à la rivière Kossan au Sud-ouest. La réserve est sous la responsabilité de l'Office Ivoirien des Parcs et Réserves (OIPR)¹ qui gère un réseau de huit Parcs Nationaux et dix réserves (de faune et de flore, naturelle ou intégrale).

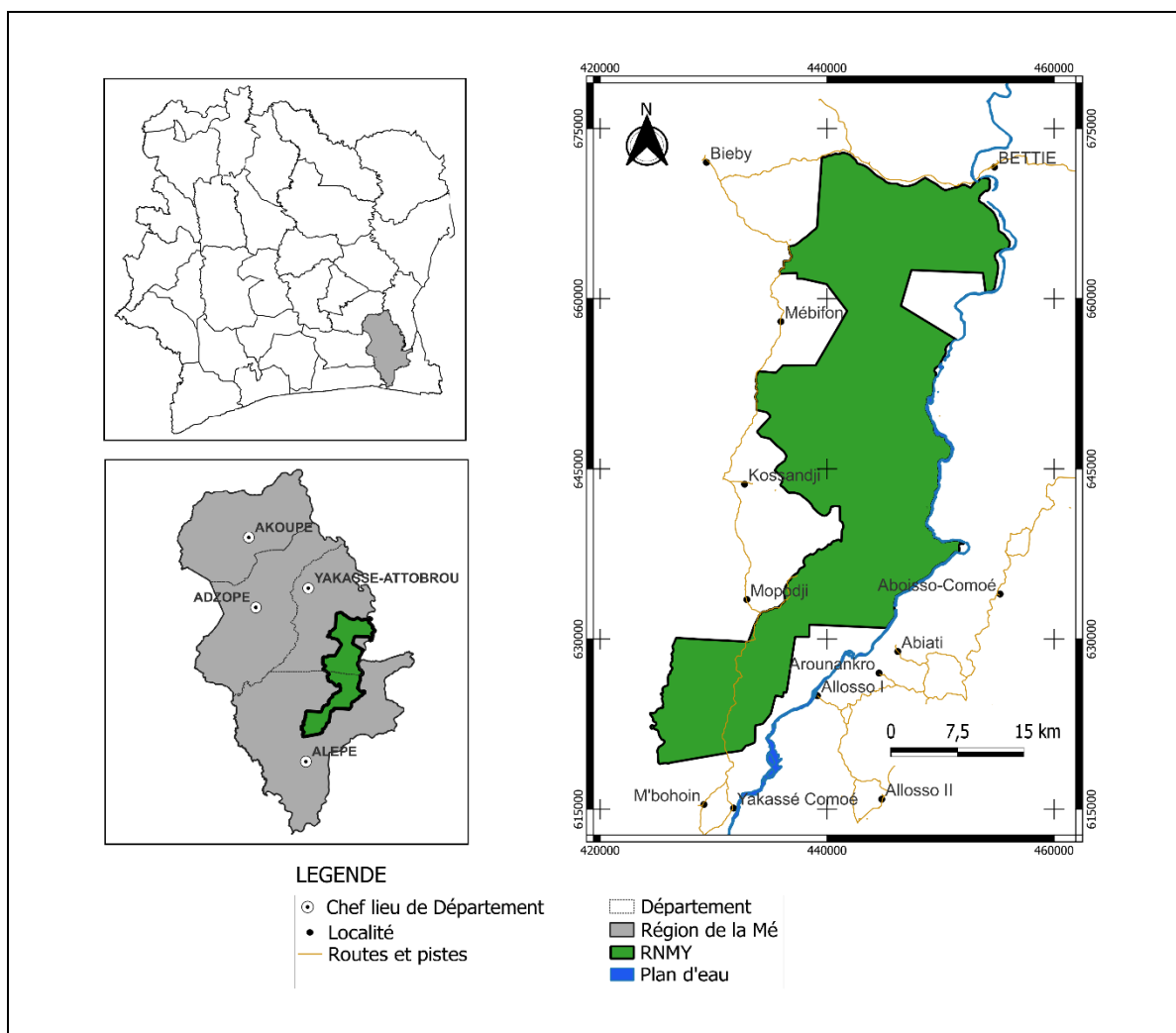


Figure 2 : Carte de la localisation de la Réserve Naturelle de Mabi-Yaya

¹ <https://www.oipr.ci/index.php/parcs-reserves/reserves-naturelles/reserve-naturelle-mabi-aya>

2.2.2 Historique de la RNMY

Face à l'accroissement de la déforestation dans les forêts classées depuis les années 2000 (BNETD, 2016), l'État Ivoirien a élaboré une nouvelle stratégie de préservation, de réhabilitation et d'extension de ses forêts. En 2011, le pays s'engage dans le mécanisme REDD+ avec pour objectif de restaurer 20% de la couverture forestière nationale à l'horizon 2030.

Faisant partie de l'une des zones où se trouvent encore les rares forêts rémanentes de la Côte d'Ivoire et vue les pressions qui pèsent sur elles du fait du développement des cultures de rente, le Sud-Est du pays et plus précisément la région de la Mé a été désignée par l'État Ivoirien pour abriter le projet pilote REDD+. Ce tout premier projet du mécanisme REDD+ dénommé Projet REDD+ de la Mé (PRM) a été initié depuis 2016 dans l'objectif principal de réduire les émissions de gaz à effet de serre issues de la déforestation dans la région de la Mé.

Ce projet a eu la contribution du Conseil Général de la Mé, des ONG notamment Nitidae et la Fondation pour les Parcs et Réserves de Côte d'Ivoire (FPRCI). Grâce aux actions menées dans le cadre du Projet REDD+ de la Mé et avec l'adoption du nouveau code forestier en 2019, qui permet désormais, de surclasser en aire protégée des forêts classées dont le niveau de conservation est jugé satisfaisant, le gouvernement décide par Décret² en octobre 2019 n°2019-897 du 30 octobre 2019 de la création de la Réserve Naturelle de Mabi-Yaya (RNMY). Sa superficie est de 61 282,559 ha.

Cette réserve a été établie par la fusion de deux anciennes forêts classées placées sous la responsabilité de la Société de Développement des Forêts (SODEFOR) organisme étatique placé sous la tutelle du ministère des Eaux et Forêts qui assure la gestion des forêts classées sur l'ensemble du territoire ivoirien. Il s'agit précisément de l'ancienne Forêt classée de Mabi, qui couvrait une superficie de 59 614 hectares, et de l'ex-Forêt classée de Yaya, qui s'étendait sur 23 873 hectares. Elles ont été créées respectivement en 1929 et 1957. En effet depuis 2019, le code forestier en 2019 ivoirien permet, de surclasser en aire protégée des forêts classées dont le niveau de conservation est jugé satisfaisant. En Côte d'Ivoire, les zones protégées³ diffèrent en termes d'objectifs de gestion, allant des zones de conservation stricte à des zones où certaines activités humaines sont autorisées. Ainsi une réserve naturelle désigne *une aire protégée gérée dans le but de la conservation in situ des écosystèmes naturels pour d'espèces ou peuplements ou biotopes spécifiques au profit et à l'avantage et pour l'utilisation durable, la récréation et l'éducation du public*. Dans ces zones, la chasse ou la pêche, toute d'exploitation forestière, agricole ou minière sont interdites. Contrairement aux forêts classées où

² <https://eauxetforets.gouv.ci/communiquede/decree-ndeg2019-897-portant-creation-de-la-reserve-naturelle-de-mabi-yaya>

³

https://www.gouv.ci/doc/textes_fondamentaux/CREATION,%20GESTION%20ET%20FINANEMENT%20DES%20ARCS%20NATIONAUX%20ET%20DES%20RESERVES%20NATURELLES.pdf

l'exploitation du bois est réglementée, mais d'autres activités, telles que l'agriculture, le pâturage du bétail, les feux, l'exploitation minière, la chasse et les dommages aux ressources naturelles sont interdits.

2.2.3 Climat

La zone d'étude est soumise à un climat de type subéquatorial à quatre saisons de durées inégales (Avenard et al., 1971). Ce climat est caractérisé par une grande saison des pluies, de mars à juillet et une grande saison sèche de décembre à février alternant avec une petite saison des pluies de mi-septembre à novembre et une petite saison sèche de mi-juillet à mi-septembre (figure). La pluviométrie moyenne annuelle varie entre 1200 mm et 1700 mm (Ouattara 2021). Le diagramme ombrothermique (figure), présente juin comme le mois le plus arrosé et janvier le moins pluvieux. Dans cette zone, les températures sont relativement stables tout au long de l'année. La température moyenne annuelle est de 26,5°C, l'amplitude thermique de 3 à 5°C et l'humidité relative moyenne de l'air de 75 % (Ouattara, 2021).

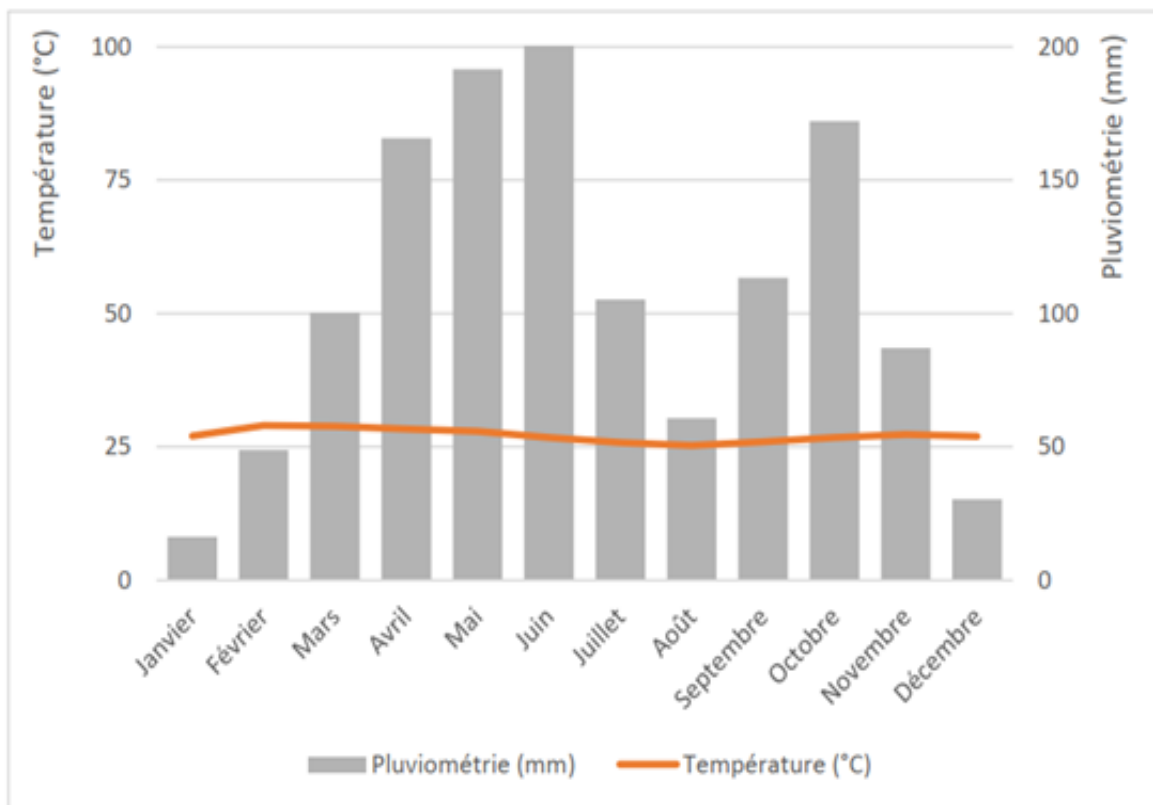


Figure 3 : Diagramme ombrothermique du Sud-Est de la Côte d'Ivoire sur la période 1901-2016 (source : Ouattara, 2022)

2.2.4 Relief

Le relief de la région de la Mé, est dominé par de vastes plateaux. La zone se caractérise par un gradient altitudinal de 50 et 200 mètres au-dessus du niveau moyen de la mer (Avenard, 1971). Dans la partie Nord de la réserve s'étendent des plateaux avec de faibles altitudes tandis que la partie Sud présente des formes plus nuancées et très vallonnées avec de petits bas-fonds.

2.2.5 Hydrographie

La RNMY est drainée par des affluents du fleuve Comoé et par de petits cours d'eau. Son réseau hydrographique est constitué de trois principaux cours d'eau. Il s'agit de la rivière Mabi qui traverse la réserve dans sa partie Nord-ouest, de la rivière Kossan au Sud-ouest et du fleuve Comoé qui borde la réserve dans sa partie Est.

2.2.6 Géomorphologie et sols

La Réserve Naturelle Mabi-Yaya repose sur socle primaire précambrien dominé par des roches métamorphiques schisteuses fortement désaturées. Ce socle schisteux est parsemé de taches granitiques. De ces roches issues des sols sont ferrallitiques. Ils sont caractérisés par leur horizon humifère est peu épais, médiocrement pourvu en matière organique et plus acide que les horizons sous-jacents avec une texture principalement fine argileuse sur roches basiques et schistes mais plus grossière sur granites (Avenard, 1971).

2.2.7 Faune

La faune de la RNMY se compose de mammifères tels que les rongeurs, les primates, les artiodactyles et les carnivores, de reptiles, d'oiseaux, d'amphibiens et de poissons (Ouattara, 2022). Les informations sur la faune de cette réserve faisaient état de la présence de 247 espèces d'oiseaux, 52 espèces de mammifères, 19 espèces d'amphibiens et 4 espèces de reptiles. La faune aviaire comprend entre autres le Calao longibande (*Tockus semifasciatus*), le Touraco à gros bec (*Touraco macrorhynchus*) et le Pigeon gris (*Columba unicolor*). Figure : aperçu de quelques types d'habitats issus des activités anthropiques dans la RNMY. Cette réserve abrite des espèces menacées. Parmi elles, le Chimpanzé d'Afrique de l'Ouest, *Pan troglodytes verus* (Figure 4) désignée "en danger critique d'extinction" et une grenouille, *Phrynobatrachus annulatus*, classée sur la Liste Rouge de l'UICN comme espèce en danger d'extinction (EN).



Figure 4 : Prise de vue d'un groupe de chimpanzés à partir de caméras pièges posées dans la RNMY

2.2.8 Végétation

Les subdivisions éco-climatiques établies par Guillaumet et Adjanohoun (1971), placent l'ensemble de la Réserve Naturelle de Mabi-Yaya dans le secteur ombrophile du domaine guinéen, caractérisé par la forêt dense humide sempervirente ou forêt ombrophile. De type *Eremospatha macrocarpa* (Arecaceae) et *Diospyros manni* (Ebenaceae). Les forêts sempervirentes à *Eremospatha macrocarpa* et à *Diospyros manni* (Ebenaceae) sont considérées comme le type fondamental de la forêt dense humide sempervirente. Les espèces caractéristiques sont entre autres : *Antidesma membranaceum*, *Chrysophyllum pruniforme*, *Diospyros mannii*, *Diospyros kamerumensis*, *Dracaena hunilis*, *Ixora laxiflora*, *Momcydon guineense*, *Ouratea schoenleiniana*, *Pachypodanthium staudtii*, *Ptychopetalum anceps*, *Scytopetalum tieghemii*, toutes espèces érigées ligneuses ; des lianes comme *Dichapetalum toxicarium*, *Eremospatha macrocarpa*.

Dans les conditions hydromorphes on y rencontre d'autres types de formations végétales dont les principales sont :

- la forêt marécageuse à Bahia (*Mitragyna ledermannii* ou *Fleury ledermannii*) et Beu (*Symphonia globulifera*) dans les parties basses des larges bas-fonds à pente très faible ; et à palmier *Raphia* (*Raphia hookeri*) ;
- la forêt ripicole sur les bourrelets de berge de cours d'eau permanents ou la forêt périodiquement inondée ;

Des plantations de cultures pérennes (caféiers, cacaoyers) et de cultures vivrières (principalement le maïs) sont établies dans la RNMY par des agriculteurs clandestins (Figure 5). La SODEFOR ex-gestionnaire de la zone avait établi des plantations de reboisement à *Terminalia superba*, *Tectona*

grandis, *Kahya ivorensis* etc. On y rencontre également des végétations en régénération dans des zones anciennement exploitées pour la production de bois ou l'agriculture marquant les fortes des pressions humaines (Figure 5) auxquelles elle fait face.



Cacaoyère



Champ de maïs



Zone en régénération dominée par *Alborea cordifolia*



Zone en régénération dominée par *Cassia pennata*

Figure 5 : Aperçu de quelques types d'habitats issus des activités anthropiques dans la RNMY
(Source : Yéboua, 2023)

2.2.9 Population de la région de la Mé et activités socio-économiques

L'histoire du peuplement de la région de la Mé est essentiellement dominée par les Akyé (ou Attié), un peuple du groupe Akan venu de l'actuel Ghana. Leur arrivée dans la zone remonte au début du 17^e siècle. À cette période, le peuple Akyé, s'est installé dans le village d'Asseudji, à proximité d'Afféry, ont progressivement occupé la région pour en constituer majoritairement le peuple autochtone (Ouattara, 2022). A ce peuple s'ajoute des :

- Autochtones minoritaires notamment les Agni et les M'Batto,

- Allochtones Baoulé, Sénoufo, Abron et Abouré
- Allogènes burkinabés, ghanéens et maliens
- Européens...

Le Recensement Général de la Population et de l'Habitat (RGPH⁴) réalisé en 2021 estime la population de cette région à 726 665 habitants.

L'économie de la région de la Mé est diversifiée. Elle est basée sur l'agriculture, le commerce, l'industrie, l'élevage et la pêche ainsi que l'artisanat et le tourisme. La population riveraine de la réserve, pratique généralement l'agriculture soutenue par le Fond Interprofessionnel pour la Recherche et le Conseil Agricole (FIRCA) avec l'appui de l'ANADER (Agence Nationale d'Appui au Développement Rural). Les cultures vivrières telles que le manioc, la banane plantain et le riz, ainsi que les cultures de rente comme le cacao, le café, l'hévéa et le palmier à huile, sont plus pratiquées. Cependant, le cacao et l'hévéa occupent une position centrale dans les activités économiques de la population vivant près des rivières. L'activité industrielle locale est principalement caractérisée par les installations de transformation du bois, notamment l'Industrie et Promotion du Bois (INPROBOIS), en plus de grandes entreprises industrielles telles que la Société Agro-pastorale de la Mé (SAP la Mé). L'élevage, la pêche, l'artisanat et le tourisme même s'ils sont pratiqués sont très peu développés dans la région (Ouattara, 2022).

3 MATERIEL ET METHODES

3.1 Matériel

Le matériel technique comprend le matériel d'inventaire floristique, des données spatiales et cartographiques et le matériel de traitement des données.

- Le matériel d'inventaire était composé essentiellement de :
- Décamètre pour la délimitation des placettes d'inventaire ;
- Mètre ruban de diamètre pour la mesure des diamètres à hauteur de poitrine (dhp) des espèces ;
- un téléphone portable avec l'application ODK pour l'enregistrement de toutes les informations sur une placette ainsi que pour les prises de vues ;
- un récepteur GPS (Global Positionning System) de type Garmin 64 ST, d'une précision de 3 m, pour l'enregistrement des coordonnées des placettes ;

⁴ <https://www.plan.gov.ci/assets/fichier/RGPH2021-RESULTATS-GLOBAUX-VF.pdf>

- Deux grands ensembles ont composé les données spatiales et cartographiques :
- une image Sentinel-2B acquise le 25 décembre 2022 ;
- l'ensemble des couches numériques des limites de la Réserve Naturelle Mabi-Yaya, de l'occupation du sol (Ouattara, 2022), du réseau routier, des localités, du découpage administratif et un masque forêt ;
- Un ordinateur et des logiciels ont servi au traitement des données. Les logiciels qui ont été utilisés sont :
- R 3.3.2 et RStudio 1.0.136 pour le traitement des images images Sentinel 2 et le traitement statistique des données floristiques;
- QGIS 3.28 pour la cartographie et l'analyse spatiale ;

3.2 Méthodologie de collecte de données

Dans cette étude, la méthodologie adoptée pour la collecte de données, s'est articulée autour de deux (2) étapes qui ont nécessité une approche pluridisciplinaire. Des outils et techniques d'analyses de Télédétection et un Système d'Informations Géographiques (SIG) ont d'abord été utilisés pour établir une cartographie de la biodiversité de la RNMY. Des inventaires botaniques ont été réalisés pour caractériser la flore et la structure de la végétation dans différents habitats de la RNMY.

3.2.1 Inventaires floristiques

Nous avons recueilli des données sur la richesse des espèces ligneuses et la densité des tiges sur 44 unités d'échantillonnage stratifiées et aléatoirement distribuées sur l'ensemble de la RNMY entre mai et août 2003.

Disposition des placettes

Pour obtenir une stratification spatiale, la zone d'étude a été subdivisée en grilles carrés de 4 km × 4 km. Certaines cellules ont été supprimées. Il s'agit des cellules se trouvant hors des limites de la réserve ou contenant moins de la moitié ou se trouvant à l'intérieur de la réserve mais dans une zone très dégradée (occupée par les cultures). Dans chaque cellule de 4 km × 4 km restante, un point a été positionné de manière aléatoire (Figure 6).

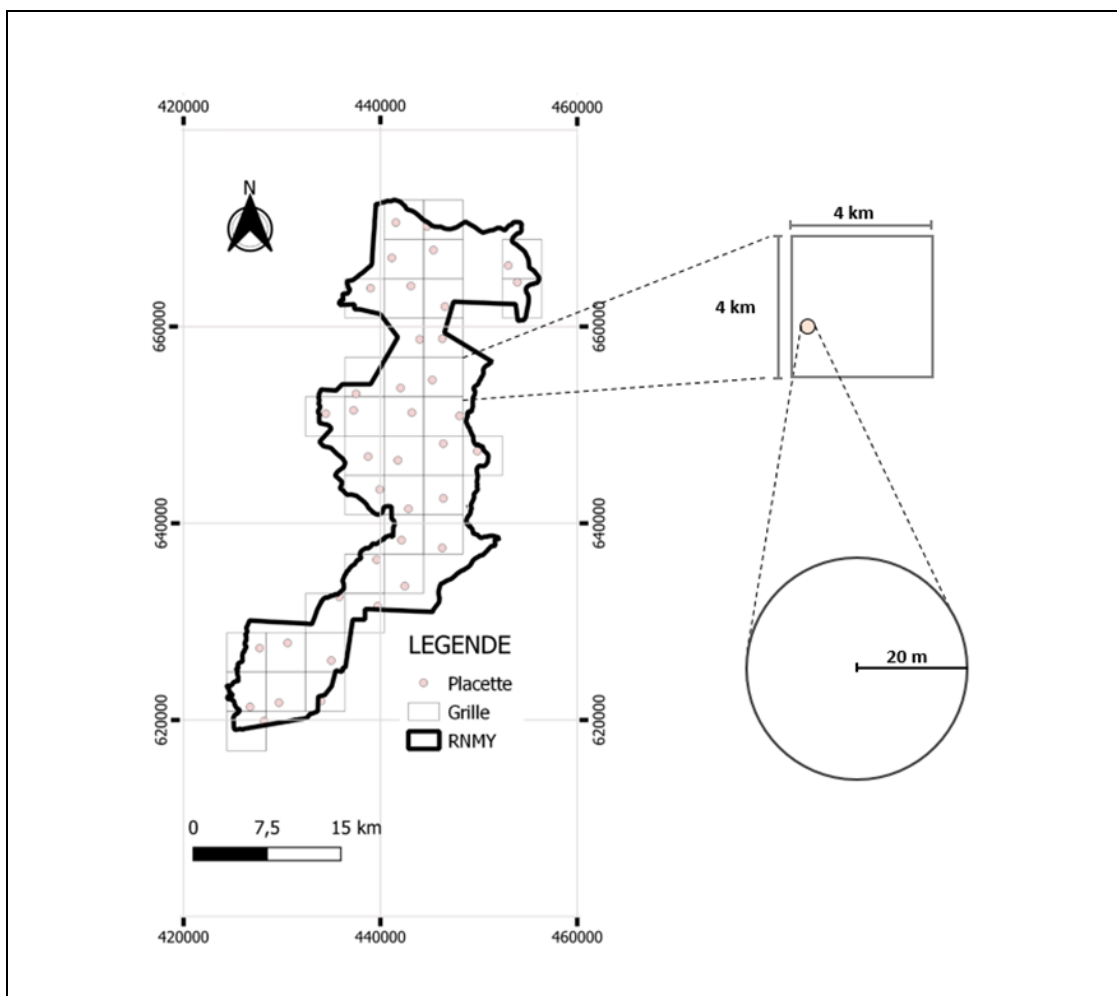


Figure 6 : Plan d'échantillonnage

Collecte des paramètres floristiques de la végétation

Les parcelles ont été échantillonnées à l'aide d'une méthode de relevés floristiques. Cette méthode permet d'obtenir des données quantitatives sur la composition floristique générale d'un habitat. Sur chaque site préalablement sélectionné, une placette circulaire de 20 m de rayon est installée et toutes les tiges ligneuses (arbre, arbuste et arbrisseau) d'un diamètre à hauteur de poitrine (DHP) supérieur ou égal à 10 cm ont été recensées et les espèces enregistrées. Pour les individus présentant des contreforts et des racines échasses à plus de 1,30 m de haut, le diamètre a été mesuré 50 cm juste au-dessus des contreforts ou des racines échasses. Au niveau des individus ramifiés à moins de 1,30 m, chaque tige a été considérée comme une plante à part entière et les mesures sont effectuées sur chacune d'elles.

Les espèces végétales ont été déterminées au moins jusqu'au genre et jusqu'à l'espèce quand cela était possible. Les espèces végétales dont l'identification était confuse sur le terrain ont été photographiées ou échantillonnées pour permettre leur identification au Centre National de

Floristique (CNF). En plus des données sur les espèces, nous avons collecté des données de géolocalisation de haute précision (5m) au centre de chaque parcelle à l'aide d'une unité de système de positionnement global (GPS). La végétation de chacune des placettes échantillonnée a également été décrite.

3.2.2 Analyse des données floristiques

Composition floristique

Avant de dresser la liste floristique de notre échantillonnage, nous avons standardisé les noms scientifiques suivant la taxonomie de «The Plant List » Version 1.1. Cette normalisation taxonomique a été effectuée à l'aide du package R, Taxonstand (Cayuela *et al.*, 2012). La richesse spécifique totale et par type d'habitat a été déterminée par le nombre total d'espèces végétales mesurées dans l'ensemble des relevés.

Espèces à statut particulier

La valeur de la RNMY pour la conservation de la biodiversité a été analysée à travers la détermination des espèces dites à statut particulier. Les espèces menacées de la flore de la RNMY ont été listées par la confrontation de liste floristique établie dans cette étude et celle de la liste rouge de l'UICN (2023).

Prépondérance des espèces

Il a été également calculé l'indice de valeur d'importance des espèces (IVI) pour évaluer la prépondérance d'une espèce au sein d'un peuplement, par rapport à l'ensemble des autres espèces. L'IVI est calculé par sommation de la fréquence relative, la densité relative et la dominance relative.

Il se traduit par la formule suivante : **$IVI = FrR + DeR + DoR$**

La fréquence relative d'une espèce (FrR) est le rapport de sa fréquence spécifique par le total des fréquences spécifiques de toutes les espèces multiplié. La fréquence spécifique d'une espèce est le nombre de parcelles dans lesquelles cette espèce est présente. La densité relative d'une espèce (DeR) est le rapport de sa densité absolue (le nombre d'individus par unité de surface) par le total des densités absolues des espèces. La dominance relative d'une espèce (DoR) est le quotient de son aire-basale (la surface de la section du tronc correspondant au DHP) par l'aire-basale totale des espèces. L'IVI s'exprime en pourcentage. Dans cette étude toute espèce dont l'indice de valeur d'importance est supérieur ou égal à 10 % est considérée écologiquement importante. L'objet placette constitue l'unité de base de l'étude présentée ici : toutes les variables sont calculées à l'échelle de la placette.

Diversité α et β

Pour chaque placette d'inventaire des indicateurs de biodiversité (**Erreur ! Source du renvoi introuvable.**), tels que la richesse spécifique (nombre d'espèces) et les indices de diversité de Shannon (H) et d'équitabilité de Pielou (E) associés à la composante α de la biodiversité, ainsi que des indicateurs relatifs à la répartition des communautés d'espèces (biodiversité β), qui sont exprimés par la dissimilarité de Bray-Curtis (BC). L'indice de Shannon permet de mesurer la diversité spécifique d'un peuplement étudié en tenant compte de la richesse spécifique et de l'abondance relative. En revanche, il accorde plus d'importance aux espèces rares. Afin de mieux apprécier l'état d'un écosystème, l'indice de Shannon s'accompagne souvent de l'indice d'équitabilité de Pielou. Ce dernier renseigne sur la répartition des individus entre les différentes espèces présentes sur un site donné. En d'autres termes, il rend compte des différences de structure de dominance d'une communauté végétale donnée. En plus de la dissimilarité de Bray-Curtis, la diversité β peut également être évaluée à l'aide de différents indices tels que les indices de Jaccard et Sørensen, qui évaluent la similarité des communautés en fonction de la présence ou de l'abondance des espèces qu'elles contiennent. Mais le choix de la dissimilarité de Bray-Curtis dans cette étude est motivé par le fait que cette métrique soit adaptée pour être appliquée dans le traitement de l'information spectrale avec biodivMapR (Féret et de Boissieu, 2020).

Tableau I : Indicateurs utilisés pour évaluer la diversité α et β .

Pour la diversité α , p_i représente la proportion relative de chaque individu de l'espèce i et n représente le nombre total des espèces et S désigne le nombre total d'espèces dans le milieu dans le plot alors que la diversité β représentée ici par BC_{ij} est la dissimilarité entre les parcelles i et j , et x_{is} et x_{js} sont les abondances des espèces s dans les parcelles i et j .

Diversité	Indicateur	Formule	Référence
Alpha (α)	Richesse spécifique	Nombre d'espèces	(Aké-Assi, 1984)
	Indice de Shannon	$H = - \sum_{i=1}^n p_i \cdot \log_2(p_i)$	(Shannon, 1948)
	Indice de Pielou	$E = \frac{H}{\log_2(S)}$	(Pielou, 1966)
Bêta (β)	Dissimilarité de Bray-Curtis	$BC_{ij} = \frac{\sum_{s=1}^n x_{is} - x_{js} }{\sum_{s=1}^n x_{is} + x_{js} }$	(Bray et Curtis, 1957)

Analyse de variance

L'analyse de variance (ANOVA) a été utilisée dans le but de comparer les moyennes des paramètres et indices calculées des différents groupes d'habitats étudiés. L'ANOVA compare la variance intragroupe à la variance intergroupe. Il s'agit d'une analyse paramétrique, c'est-à-dire que l'on considère que la variable mesurée a une distribution normale. Le but de l'analyse est d'établir si les moyennes des valeurs mesurées dans différents groupes, sont significativement différentes. Elle repose sur trois principes : l'indépendance des observations, la normalité de la distribution, et l'homogénéité des variances (l'homoscédasticité). La normalité est vérifiée par le test de Shapiro-Wilk. L'homogénéité des variances a été vérifiée par le test de Levene. Le risque de première espèce a été fixé pour l'ensemble des analyses à 5 %. Chaque fois que la probabilité calculée était significative, le test de Tukey a été effectué afin de comparer deux à deux les moyennes et apprécier les différences significatives qui existent entre celles-ci. Ainsi, lorsque les conditions de réalisation de l'ANOVA n'étaient pas respectées, le test non paramétrique de Kruskal-Wallis a été effectué. Tous les tests statistiques ont été réalisés avec le logiciel R (Version 4.2.3).

Similarité floristique des différents habitats

La méthode de classification Ascendante Hiérarchique (CAH) est l'une des techniques multivariées les plus couramment utilisées pour analyser la communauté de données écologiques. Il permet de regrouper un ensemble d'échantillons de végétation en fonction de leurs similitudes floristiques calculées à l'aide d'une matrice de distance (la dissimilarité dans notre cas). La représentation graphique en forme de dendrogramme à deux dimensions simplifie la visualisation de cette matrice de distance.

En utilisant les données d'abondance des espèces dans chaque placette, la classification hiérarchique des placettes a été réalisée à l'aide de la distance de Bray-Curtis et de l'algorithme de regroupement par lien moyen «Unweighted Pair Group with Arithmetic Mean» (UPGMA). Le choix du critère d'agrégation était basé sur l'analyse des valeurs de la norme-2 (annexe) de quatre critères d'agrégation présélectionnés (lien simple, UPGMA, lien complet et critère de Ward). Cette analyse a montré que l'UPGMA fournissait la matrice ultramétrique la plus proche de la matrice de dissimilarité initiale (norme-2 = 1,38), tandis que le critère de Ward donnait le moins bon ajustement (norme-2 = 64,61). De plus, l'UPGMA a fourni la valeur seuil de la norme-2 égale à 2,17. Comme la norme-2 était strictement inférieure au seuil, nous avons considéré que la matrice ultramétrique fournie par la méthode UPGMA était fidèle à la matrice de dissimilarité initiale. Par conséquent, nous avons accepté le dendrogramme fourni par la méthode UPGMA. La décision sur le nombre de groupes (clusters) était basée sur des méthodes objectives de partitionnement *k-means*

pour obtenir un nombre optimal de clusters (K). Nous avons calculé 22 indices différents et retenu le nombre de groupes proposés par le maximum d'indices. Parmi les 22 indices étudiés pour déterminer le nombre objectif de groupes à considérer sur le dendrogramme, l'un a proposé trois groupes, trois ont proposé cinq groupes, six ont proposé deux groupes et sept ont proposé quatre groupes. Conformément à la loi de la majorité (ici sept), nous avons retenu quatre groupes floristiques distincts. Toutes ces analyses ont été réalisées à l'aide des packages *clue* et *Nbclust* du logiciel R.

3.2.3 Cartographie de la biodiversité

Rappelons-le, la méthodologie appliquée pour la cartographie de la biodiversité de la RNMY est une méthode développée par Féret et Asner (2014) réajustée par Féret et de Boissieu (2020) pour utiliser des images satellites de type Sentinel-2 avec le package R, *biodivMapR*. Ce package a été conçu avec un script illustrant le flux de travail de la méthode. Cette méthode est basée sur le regroupement (correctement prétraité) de l'information spectrale. Ce regroupement vise à attribuer des étiquettes aux pixels en fonction du regroupement multiple de données spectroscopiques acquises à l'échelle du paysage. Ces pixels, étiquetés avec un ensemble d'espèces dites spectrales, peuvent ensuite être utilisés directement afin de calculer diverses mesures de diversité telles que l'indice de Shannon pour la diversité α et la dissimilitude de Bray-Curtis pour la diversité β .

Dans étude nous avons utilisé deux ensembles de données. Une donnée spatiale constituée d'une image Sentinel-2 et une donnée cartographique représentée par un masque forêt.

Données Sentinel-2

En opération depuis 2015 et 2017 respectivement Sentinel-2A et Sentinel-2B, ces deux capteurs de la constellation Sentinel-2 fournissent des images multispectrales (13 bandes spectrales dans le spectre optique et infrarouge proche) à 10, 20 et 60 m de résolution spatiale. La résolution temporelle ou la répétitivité de prise d'images d'une même zone est de 10 jours avec un seul satellite et de 5 jours deux satellites (Annexe 1).

Dans cette étude, une image Sentinel-2B acquise le 25 décembre 2022 au-dessus de la zone d'étude a donc été téléchargée. Une image correspondant à la période d'inventaire floristique (mai 2023) n'a pu être téléchargée à cause de la nébulosité persistante sur certaines images. La sélection de cette image s'explique par sa faible couverture nuageuse soit moins de 30%.

Nous supposons que la différence de temps entre les deux dates est négligeable par rapport à l'échelle temporelle caractéristique de la variation des peuplements forestiers (de l'ordre d'une décennie). De plus, la RNMY n'a pas subi de transformation major au cours de cette période bien qu'elle soit soumise à une pression anthropique due à agriculture. Dans cette réserve, les

défrichements ne se caractérisent pas par un abattage systématique des grands arbres, mais plutôt par un processus discret commençant dans le sous-bois sur de petites surfaces avant de s'étendre à une plus grande échelle. Il est essentiel de garder à l'esprit que les résultats discutés plus bas dans ce rapport se doivent être interprétés en prenant en considération cet aspect.

Création d'un masque forêt

Un masque forêt (Figure 7) a été réalisé sous QGIS, à partir de la carte d'occupation du sol du sud-est de la Côte d'Ivoire produite par Ouattara (2022). Pour être utilisés dans le package `biodivMapR`, les rasters d'entrée (image Sentinel-2 et masque forêt) doivent avoir des dimensions et résolutions identiques. Ainsi la carte d'occupation du sol du sud-est de la Côte d'Ivoire a été découpée sur la zone d'étude. Puis une reclassification des pixels a été réalisée. Tous les pixels à l'extérieur de la limite de la RNMY ainsi que ceux correspondant aux zones agricoles ou non forestières à l'intérieur de la réserve se voient attribuer une valeur 0. Les pixels correspondants aux zones forestières à l'intérieur de la réserve sont affectés de la valeur 1.

Prétraitement de l'image Sentinel-2

Le prétraitement des images désigne l'ensemble des opérations qui sont normalement requises avant l'analyse principale et l'extraction de l'information. Il a pour objectif de corriger les déformations géométriques et radiométriques des plates-formes, des capteurs spécifiques, afin d'améliorer la lisibilité des images. Dans cette étude l'image acquise (Sentinel-2B) avait déjà subi un prétraitement de niveau L2A, c'est-à-dire qu'il s'agit d'une image ortho-rectifiée où les valeurs correspondent aux réflectances sont enregistrées au bas de l'atmosphère "bottom of atmosphere reflectance". En effet, Féret et de Boissieu (2020) recommandent fortement d'utiliser la réflectance au niveau du bas de l'atmosphère (L2A) plutôt qu'au niveau du sommet de l'atmosphère (L1C) ou de la radiance.

La principale opération effectuée a donc été le filtrage radiométrique de l'image. L'objectif de la réalisation d'un filtrage préliminaire des pixels non pertinents obtenir des résultats optimaux à partir de la méthode. Il permet de supprimer sur la base d'un seuillage des pixels non pertinents notamment les zones non végétalisées, les zones ombragées et les zones nuageuses (Féret et de Boissieu, 2020). Avant cette étape nous avons fait une conversion de nos données d'entrée c'est-à-dire l'image sentinel-2 et le masque forêt (Figure 7) dans un format attendu par `biodivMapR` à l'aide d'une fonction intégrée. En effet, La version actuelle du package nécessite un format ENVI HDR avec un ordre de bande défini en BIL ('Bands Interleaved by Line') pour toutes les données raster d'entrée.

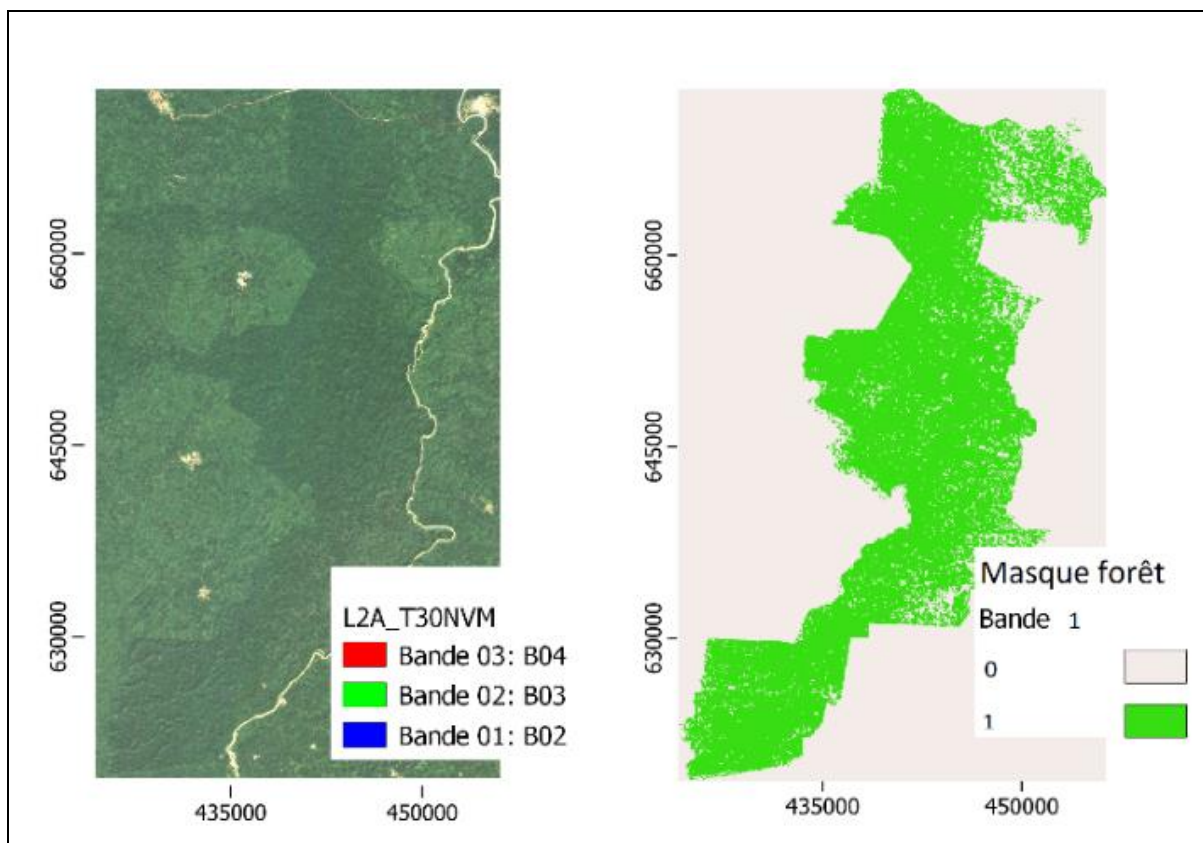


Figure 7 : Images rasters d'entrée prétraitées pour l'application de la méthode biodiMapR
De la gauche vers la droite : composition coloré à trois bandes de l'image Sentinel 2 et le masque forêt de la zone d'étude

Le résultat du filtrage radiométrique a fait l'objet d'une extraction de la zone d'étude afin d'avoir des dimensions qui soient conformes à celles du masque. Cette extraction permet également d'alléger la suite du processus de traitement.

Traitement de l'image Sentinel-2

La Figure 8 présente un schéma synthétique de l'approche méthodologique de biodivMapR que nous avons adoptée dans cette étude. Le package comprend un script illustrant le flux de travail de la méthode. Cette méthode est basée sur le regroupement (correctement prétraité) de l'information spectrale.

Après masquage de tous les pixels non végétalisés ou correspondant aux zones agricoles, une normalisation basée sur l'élimination continue est appliquée à chaque pixel et sur l'ensemble du domaine spectral, puis une analyse en composantes principales (ACP) est effectuée sur les données spectrales supprimées en continu. La normalisation réduit les effets dus aux changements d'éclairage, de géométrie du couvert forestier et d'autres facteurs non liés à la végétation, tout en améliorant le signal correspondant à la végétation (Féret et de Boissieu, 2020).

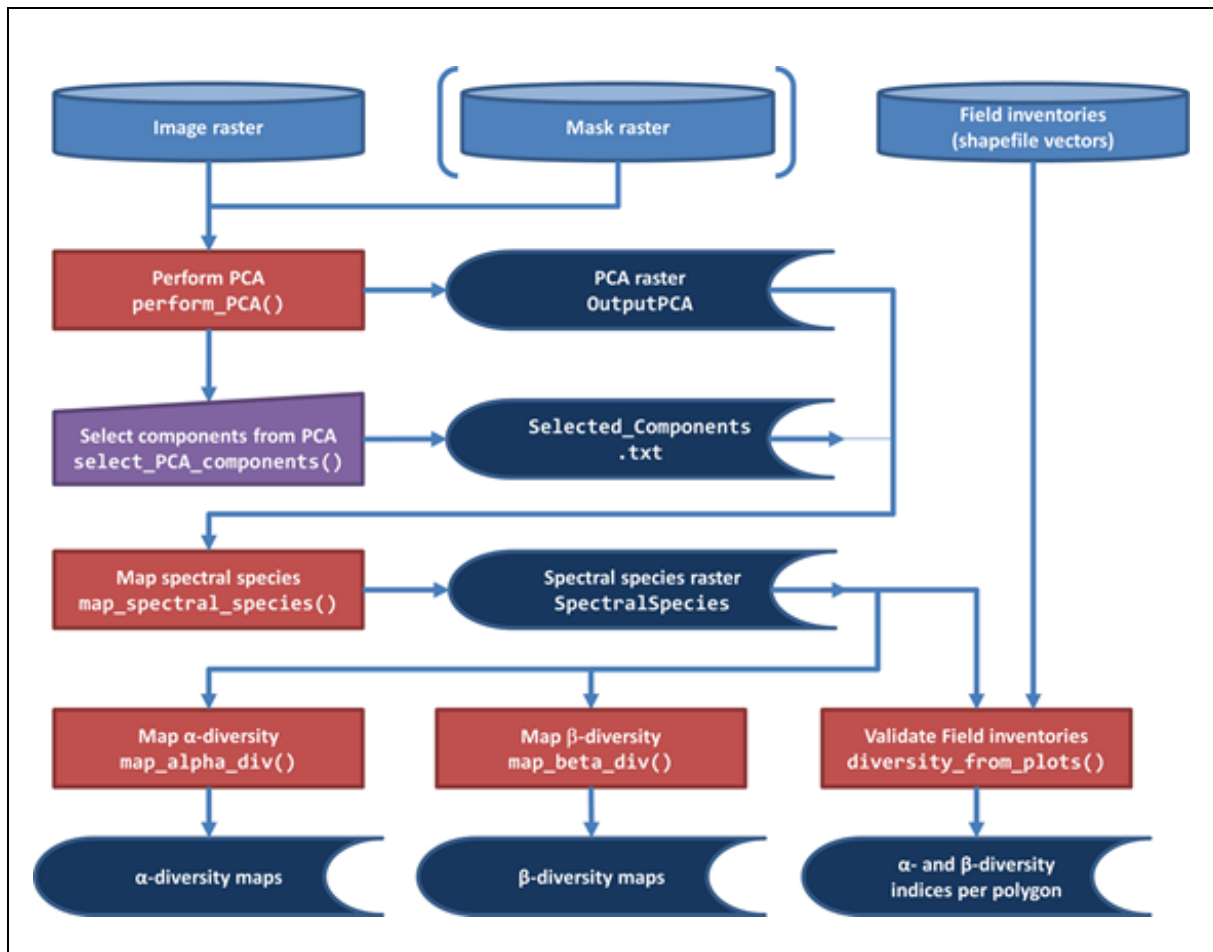


Figure 8 : Schéma synthétique de la méthodologie biodivMapR
(Source : Feret et de Boissieu, 2020)

Suite à une inspection visuelle, les composantes 1, 2 et 5 ont été identifiées comme composantes d'intérêt car elles mettent en évidence des différences dans les propriétés de la végétation (Figure 9). Les composantes non sélectionnées présentent soit un niveau de bruit élevé, c'est le cas des composantes 3 et 7 soit une non uniformité de la réponse spectrale, un artéfact lié au capteur. Un tel artéfact est présent dans les composantes 4, 6 et 8. Cette sélection de composante est la seule étape de tout le processus qui a nécessité une décision de notre part. Elle peut donc être source de biais dans l'estimation de la biodiversité. Par conséquent les résultats discutés plus bas dans ce rapport se doivent d'être analysés en prenant en compte un tel aspect.

Ce sous-ensemble de composantes sélectionnées a été utilisé pour produire des cartes d'espèces dites « spectrales » basées sur une classification en *k-means* avec 50 classes définies par défaut dans le package biodivMapR.

A partir de cette carte d'espèces spectrales nous avons calculé les valeurs moyennes d'indicateurs de diversité α et β , c'est-à-dire la richesse spécifique, l'indices de Shannon et ainsi que la dissimilarité de Bray-Curtis sur des fenêtres de 10 pixels que nous avons définie à partir de l'image originale. Ce choix se justifie par la résolution spatiale de l'image sentinel-2 qui est de 10 m.

En effet cette taille de fenêtre de 10 correspond à 100 pixels pour une image Sentinel-2 de résolution 10 m. C'est également l'équivalent d'une surface de 1 ha sur le terrain. Une telle surface est compatible avec les avec la surface couramment définie sur le terrain (entre 0,5 ha et 4 ha) pour réaliser des inventaires d'espèces et permet d'inclure un nombre d'individus pertinent pour mieux capter la variabilité spectrale (Féret et de Boissieu, 2020). La taille de la fenêtre est donc définie afin de se situer dans la plage de surfaces comprises entre 0,5 ha et 4 ha. A l'aide de fonctions spécifiques biodivMapR, ces rasters d'espèces spectrales nous avons créé des cartes illustrant les changements dans la composition des espèces, c'est-à-dire la diversité bêta et de diversité alpha (diversité locale).

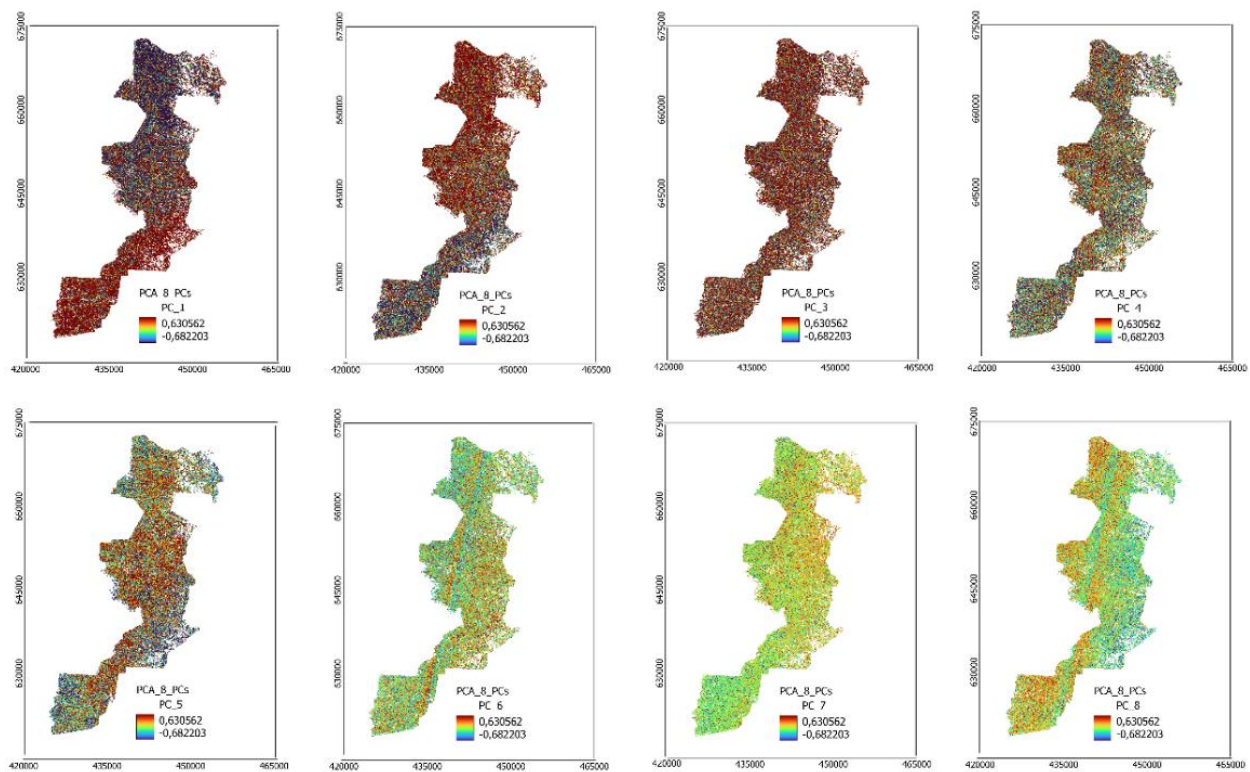


Figure 9 : Composantes principales obtenues avec l'ACP

Création de vecteurs de forme circulaire

Comme évoqué dans la partie précédente les inventaires floristiques ont été réalisés sur des placettes circulaires de 20 m de rayon soit une surface de 0,12 ha. Pour être en conformité avec les données terrain, la taille ou surfaces des vecteurs (*shapefiles*) qui doivent servir de données d'entrées

pour l'estimation des indicateurs à partir de l'information spectrale avec le *biodivMapR* devraient être identique à celle des placettes d'inventaire. Cette taille (20 m de rayon \sim 0,12 ha) correspond environ 12 pixels, pour une image Sentinel-2 de 10 m de résolution spatiale. Ce nombre de pixels correspondant n'est pas suffisant pour inclure un nombre d'individus pertinent pour mieux évaluer la variabilité spectrale (Féret et de Boissieu, 2020). Pour trouver un meilleur compromis entre les observations terrain (dont la superficie des parcelles individuelles est limitée par le temps disponible pour les inventaires) et les observations Sentinel-2 (dont les informations sont contraintes par les données à 10 m de résolution spatiale et le processus d'analyse qui doit intégrer l'information sur un nombre de pixels suffisant), nous avons fait le choix de créer des tailles de vecteurs différents. Ainsi à l'aide du logiciel QGIS nous avons créé pour chacun des points d'échantillonnage des vecteurs (*shapefiles*) de forme circulaire d'une surface de 0,12 ; 0,28 ; 0,50 ; 0,78 ; 1,13 ; 1,54 ; 2,01 et 3,14 ha correspondant respectivement à des zones tampon (*buffers*) de 20, 30, 40, 50, 60, 80 et 100 m de rayon établis autour de chaque point.

Ces fichiers *shapefiles* créés ont servi de données d'entrée pour le calcul de différents indicateurs de diversité (α et β) à l'aide de *biodivMapR*. Pour la composante α de la diversité la richesse spécifique et l'indice de Shannon ont été calculé pour chaque placette suivant différentes tailles de buffers. De même, pour la diversité bêta des matrices de dissimilarité de Bray-curtis ont été établies.

3.2.4 Validation de la méthode

La validation de la méthode *biodivMapR* a consisté évaluer les relations entre les indicateurs de biodiversité calculés à partir des données de terrain et ceux dérivés de la télédétection (avec la méthode *biodivMapR*). Cette mise en relation a été effectuée à l'aide d'une régression linéaire simple pour les indicateurs de diversité alpha (Richesse spécifique et indice de Shannon). En ce qui concerne la diversité bêta, la signification de la corrélation entre les matrices de Bray-Curtis a été déterminée à l'aide du test de Mantel avec 999 permutations. Tous les calculs statistiques ont été effectués à l'aide du logiciel R.

3.2.5 Production la carte de biodiversité et indentification des communautés végétales

La carte finale des communautés végétales de la RNMY a été établie par une reclassification de la des pixels issues de la carte de diversité initiale à l'aide la méthode des *k-means* avec un nombre optimal de quatre classes. Ce nombre optimal a été défini sur la base du nombre de groupes obtenu à l'aide de classification ascendante hiérarchique réalisée sur l'ensemble des données d'abondance des espèces végétales inventoriées (Figure 11). L'identification des espèces indicatrices des quatre communautés végétales a été réalisée par analyse des indices de valeur d'importance des espèces (IVI) préalablement calculés en fonction des quatre groupements établis. En d'autres termes, nous

d'abord projeter les points d'échantillonnages sur la carte de biodiversité bêta. Cela a permis de regrouper les placettes d'échantillonnage suivant les quatre classes puis de calculer les IVI (à partir de données terrain).

4 RESULTATS

4.1 Biodiversité de la végétation ligneuse de la RNMY

A partir des informations recueillies lors des campagnes d'inventaires, cinq (5) types d'habitats ont été identifiés dont les forêts anciennes (FDA) ; les forêts de type secondaire (FDS) ; les forêts des zones humides (FZH) et les zone en régénération (ZenR).

Richesse floristique

Les relevés floristiques ont permis de recenser au total 255 espèces (Annexe 2) dont 219 identifiées. Ces espèces se répartissent entre 187 genres appartenant à 48 familles. Les familles les plus diversifiées sont les Leguminosae (*Faboideae*, *Caesalpinoideae*, *Mimosoideae* confondues) représentées par 36 espèces, puis les Malvaceae (19), les Annonaceae (14), les Ebenaceae, les Meliaceae et les Sapotaceae avec 12 espèces chacune.

La richesse spécifique varie d'un habitat à un autre (Tableau II). Les forêts anciennes (FDA) présentent la plus grande richesse avec 172 espèces végétales réparties en 126 genres et 39 familles botaniques dominées par les Leguminosae (23 espèces), les Malvaceae (13 espèces), les Annonaceae (11 espèces), les Rubiaceae (9 espèces), les Sapotaceae et les Phyllanthaceae avec 8 espèces chacune. Sept espèces ont été régulièrement rencontrées dans ce type de biotope. Ces sept espèces ont des fréquences relatives supérieures à 70% (

Tableau III). Il s'agit de : *Drypetes aylmeri* (Putranjivaceae) (100%), *Dacryodes klaineana* (Burseraceae), *Diospyros sanzã-minika* (Ebenaceae) et *Strombosia pustulata* (Clusiaceae) avec une fréquence relative de 85,71 % chacune, *Amanao bracteosa* (Phyllanthaceae), *Cynometra ananta* (Leguminosae) et *Dialium aubrevillei* (Leguminosae) avec une fréquence relative de 78,57 % chacune.

Les forêts des zones humides (FZH) avec 75 espèces ont enregistré le plus faible nombre d'espèces réparties entre 61 genres et 26 familles botaniques (Tableau II). Les familles les plus diversifiées sont celles des Leguminosae (12 espèces), des Annonaceae (8 espèces) et des Clusiaceae, des Phyllanthaceae avec six (6) espèces chacune. Dans ces zones, cinq espèces sont systématiquement rencontrées (

Tableau III). La fréquence relative calculée pour chacune de ces espèces est égale à 100%. Il s'agit de : *Amanao bracteosa* (Phyllanthaceae), *Cola nitida* (Malvaceae), *Dacryodes klaineana* (Burseraceae), *Diospyros sanzã-minika* (Ebenaceae) et *Strephonemea pseudocola* (Combretaceae).

Tableau II : Nombre d'espèces, de genres et de familles, de chaque habitat échantillonné
 FDA = forêt ancienne ; FDS = forêt secondaire ; FZH = forêt des zones humides, ZenR = zone en régénération

Habitats	Nb espèces	Nb genre	Nb famille
FDA	172	126	39
FDS	154	112	35
FZH	75	61	26
ZenR	108	100	36
Total	255	180	48

Tableau III : Fréquence des espèces les plus rencontrées dans les habitats échantillonnés
 FDA : forêt ancienne, FDS : forêt secondaire, FZH : forêt des zones humides, ZenR : zone en régénération

Espèce	Fréquence (%)			
	FDA	FDS	FZH	ZenR
<i>Amanoa bracteosa</i>	78,57	38,46	100,00	21,43
<i>Baphia nitida</i>	50,00	53,85	33,33	21,43
<i>Cecropia peltata</i>	14,29	46,15	0,00	92,86
<i>Cola chlamydanthra</i>	35,71	84,62	0,00	42,86
<i>Cola nitida</i>	28,57	53,85	100,00	28,57
<i>Cynometra ananta</i>	78,57	61,54	66,67	35,71
<i>Dacryodes klaineana</i>	85,71	92,31	100,00	35,71
<i>Dialium aubrevillei</i>	78,57	92,31	33,33	21,43
<i>Diospyros sanzã-minika</i>	85,71	100,00	100,00	28,57
<i>Drypetes aylmeri</i>	100,00	84,62	33,33	28,57
<i>Funtumia elastica</i>	42,86	46,15	0,00	42,86
<i>Hannoa klaineana</i>	64,29	61,54	66,67	35,71
<i>Maesobotrya barteri</i>	64,29	84,62	0,00	28,57
<i>Memecylon lateriflorum</i>	57,14	46,15	66,67	14,29
<i>Napoleona vogelii</i>	57,14	53,85	33,33	21,43

<i>Parkia bicolor</i>	50,00	46,15	33,33	28,57
<i>Protomegabaria stapfiana</i>	57,14	38,46	0,00	21,43
<i>Scottelia klaineana</i>	57,14	69,23	66,67	14,29
<i>Strephonema pseudocola</i>	71,43	53,85	100,00	7,14
<i>Strombosia pustulata</i>	85,71	92,31	66,67	35,71

Effort d'échantillonnage

La courbe d'accumulation des espèces (Figure 10) construite à partir de chacune des parcelles d'échantillonnage d'une taille de 0,1256 ha chacune présente une certaine régularité. La courbe augmente avec les 10 premières placettes. Avec un nombre de placettes entre 10 et 44 on observe une diminution progressive de la pente. La diminution de la pente montre que nous ne sommes pas loin d'atteindre un plateau. Cela indique une probabilité limitée d'échantillonner de nouvelles espèces.

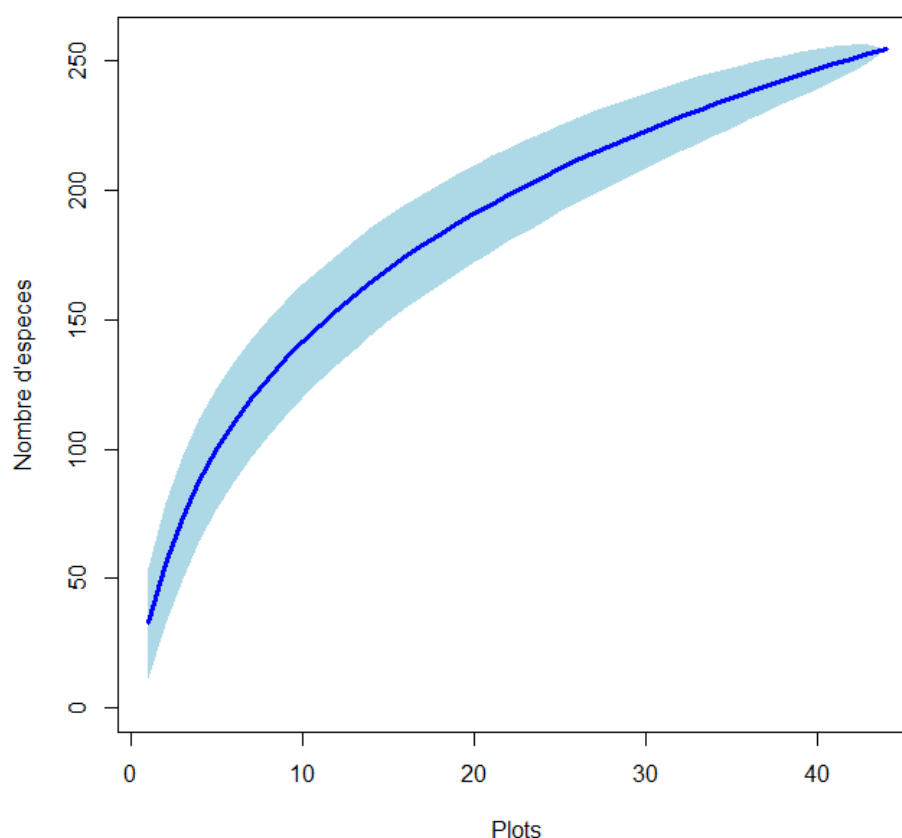


Figure 10 : Courbe d'accumulation des espèces montrant la variation de la richesse spécifique des espèces ligneuses en fonction de l'effort d'échantillonnage.

En bleu foncé: la courbe réelle; en bleu clair : l'intervalle de confiance ; l'axe des abscisses représente le nombre de plots

Espèces menacées

Sur l'ensemble des espèces recensées, 197 espèces appartiennent à la liste rouge de l'UICN (Annexe 2). Elles comprennent trois espèces en danger (EN), 19 espèces vulnérables (VU) (Tableau IV), neuf quasi menacées (NT), 162 espèces à préoccupation mineure LC et une seule espèce dans la catégorie données insuffisantes (DD). La liste des espèces menacées (EN et VU) est renseignée dans le Tableau IV.

Tableau IV : Liste des espèces menacées recensées dans la flore de la RNMY selon UICN (2023)
EN : En danger ; VU : Vulnérable

Espèces recensées	Famille	Statut UICN
<i>Okoubaka aubrevillei</i>	Santalaceae	EN
<i>Omphalocarpum abia</i>	Sapotaceae	EN
<i>Placodiscus pseudostipularis</i>	Sapindaceae	EN
<i>Anopyxis klaineana</i>	Rhizophoraceae	VU
<i>Berlinia occidentalis</i>	Leguminosae	VU
<i>Copaifera salikounda</i>	Leguminosae	VU
<i>Entandrophragma utile</i>	Meliaceae	VU
<i>Garcinia afzelii</i>	Clusiaceae	VU
<i>Garcinia kola</i>	Clusiaceae	VU
<i>Gilbertiodendron splendidum</i>	Leguminosae	VU
<i>Gluema ivorensis</i>	Sapotaceae	VU
<i>Gymnostemon zaiɛɛrou</i>	Simaroubaceae	VU
<i>Khaya ivorensis</i>	Meliaceae	VU
<i>Lophira alata</i>	Ochnaceae	VU
<i>Milicia regia</i>	Moraceae	VU
<i>Nesogordonia papaverifera</i>	Malvaceae	VU
<i>Placodiscus boya</i>	Sapindaceae	VU
<i>Pterygota bequaertii</i>	Malvaceae	VU
<i>Schumanniohyton problematicum</i>	Rubiaceae	VU
<i>Sterculia oblonga</i>	Malvaceae	VU

<i>Terminalia ivorensis</i>	Combretaceae	VU
<i>Turraeanthus africana</i>	Meliaceae	VU

Diversité alpha

À partir des données d'échantillonnage réparties dans les différents habitats explorés, nous avons calculé trois indicateurs de diversité : la richesse spécifique, l'indice de Shannon et l'indice d'équitabilité de Pielou (Tableau V). En moyenne, les richesses spécifiques des forêts denses anciennes (FDA) et des forêts denses secondaires ont les valeurs les plus élevées avec respectivement 39,14 et 36,54 espèces. La plus faible valeur de la richesse spécifique moyenne a été observée dans les zones en régénération (ZenR). Les différences entre les valeurs moyennes sont significatives (ANOVA : $F = 8,66e-06$; $p < 0,001$).

En ce qui concerne l'indice de Shannon, les ZenR affichent les valeurs les plus faibles, avec une moyenne de 2,18. Pour les forêts, la diversité des espèces est globalement élevée, avec des valeurs moyennes de 3,29 pour FDA, 3,17 pour FDZ et 3,08 pour les FDS. Les différences entre ces moyennes sont statistiquement significatives (ANOVA : $F = 8,81.10^{-06}$; $p < 0,001$).

La valeur moyenne de l'indice d'équitabilité de Pielou la plus élevée (0,62) a été observée dans les forêts denses anciennes, FDA et secondaires FDS. Les ZenR enregistrent encore la plus faible valeur moyenne de l'indice de Pielou (0,53). D'un type de biotope à un autre, la différence entre les valeurs moyennes demeure significative (ANOVA : $F = 0,00524$; $p < 0,01$). Les représentations graphiques de la dispersion des trois indicateurs de biodiversité alpha calculés pour l'ensemble des habitats sont en Annexe 3.

Tableau V : Indicateurs de diversité calculés par type d'habitats

Différentes lettres représentent des différences significatives selon le test post hoc de Tukey calculé avec le package *vegan* de R. Pour chaque ligne, les valeurs suivies par une même lettre ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 %. FDA = forêt ancienne ; FDS = forêt secondaire ; FZH = forêt des zones humides, ZenR = zone en régénération.

Indicateurs de diversité	FDA	FDS	FZH	ZenR	Pr(>F)
Richesse spécifique	39,14 ^a ± 8,42	36,54 ^a ± 6,55	35,67 ^{ab} ± 8,08	22,00 ^b ± 9,07	$p < 0,001$
Indice de Shannon	3,23 ^a ± 0,29	3,08 ^a ± 0,37	3,17 ^a ± 0,13	2,18 ^b ± 0,76	$p < 0,001$
Indice de Pielou	0,62 ^a ± 0,03	0,59 ^a ± 0,50	0,62 ^a ± 0,02	0,53 ^{ab} ± 0,15	$p < 0,01$

Peuplements végétaux de la RNMY

L'analyse de classification ascendante (Figure 11) montre quatre groupes floristiques distincts dans la RNMY. Les quatre groupes floristiques sont à environ à 90 % différents les uns des autres. Le premier groupe (G1), rassemble principalement toutes les parcelles situées dans des zones en régénération (ZenR) qui ont été anciennement exploitées pour la production de bois ou l'agriculture. Le second groupe (G2), est un groupe très hétérogène composé à la fois les ZenR et tous les types de forêts rencontrées : les forêts anciennes, que nous désignons comme FDA, les forêts secondaires, que nous appellerons FDS et la forêt de zones humides désignées par FZH. Le troisième groupe (G3) différencie une seule placette présentant une très jeune végétation en régénération. Le dernier groupe (G4) comprend la seule placette située dans une forêt marécageuse mais avec une partie déjà défrichée.

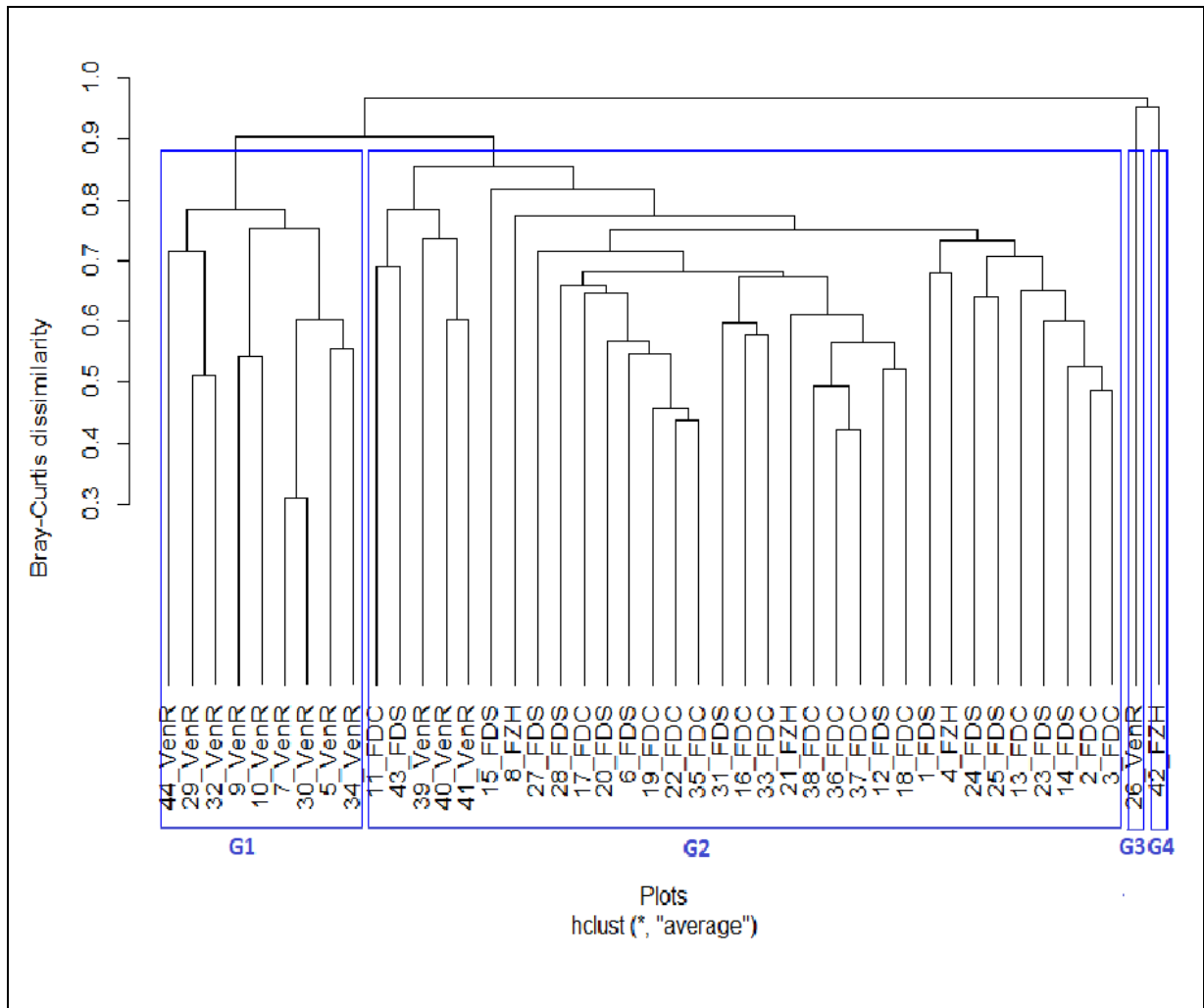


Figure 11 : Dendrogramme des différents des types de peuplements de la RNMY

L'analyse de la valeur indicative a révélé huit (8) espèces indicatrices significatives (p -value < 0,05) réparties comme suit :

- Cinq (5) espèces indicatrices du groupe (G2) qui réunit tous le type de forêts (*Diospyros sanzamunika*, *Drypetes aylmeri*, *Strombosia pustulata* et *Dialium aubrevillei*)
- Deux (2) espèces indicatrices du groupe floristique (G4) des forêts marécageuses (*Hallea ledermanii* et *Nauclea diderichii*)
- Une (1) seule espèce indicatrice pour les ZenR (*Cecropia peltata*)

Aucune espèce n'a été trouvée comme indicatrice du groupe floristique (G3) mais les observations sur le terrain montrent qu'il s'agit d'un groupe dont le couvert végétal est dominé par une espèce d'herbacée, *Chromolaena odorata* (Asteraceae).

4.2 Relation entre indicateurs de biodiversité (observés vs estimés à partir de biodivMapR)

Rappelons que pour trouver un meilleur compromis entre les observations terrain et celles de l'image Sentinel-2 différentes tailles de buffers (vecteur de forme circulaire) ont été établies autour du point central de chaque unité d'échantillonnage (Voir section 3.2.3) et ont servi de données d'entrée pour l'estimation de des indicateurs de diversité à partir d'information spectrale de l'image Sentinel-2 traitée. Les résultats de l'application du processus de traitement biodivMapR avec différentes tailles de buffer a permis d'identifier une taille optimale de *buffer* égal à 50 m rayon correspondant à une placette d'échantillonnage d'une surface d'environ 0,8 ha. Cette taille est celle avec laquelle nous avons obtenu un meilleur score de correspondance entre matrices dissimilarité de Bray-Curtis établies à partir de données terrain et d'informations spectrales d'image Sentinel-2 (Annexe 4). Dans cette partie du rapport, toutes les représentations graphiques sont réalisées avec une taille de buffer égal à 50 m de rayon.

4.2.1 Indicateurs de diversité alpha

Il y a une relation significative entre les indicateurs de diversité alpha (richesse en espèces et l'indice de Shannon) issues de la méthode biodivMapR et ceux calculés à partir des données de terrain (Figure 12). La richesse spécifique des placettes échantillonnées et celle estimée à partir de méthode biodivMapR présentent une relation linéaire positive faible ($R^2 = 0,36$), c'est-à-dire que la richesse spécifique augmente faiblement avec l'augmentation de la richesse estimée par la méthode biodivMapR ; Avec un $R^2 = 46,11\%$, la variabilité expliquée de l'indice de Shannon par la méthode biodivMapR est nettement plus élevée que celle de la richesse spécifique. Les valeurs de l'indice de Shannon estimées à partir de biodivMapR et celles obtenues à partir de données terrain sont corrélées de façon linéaire.

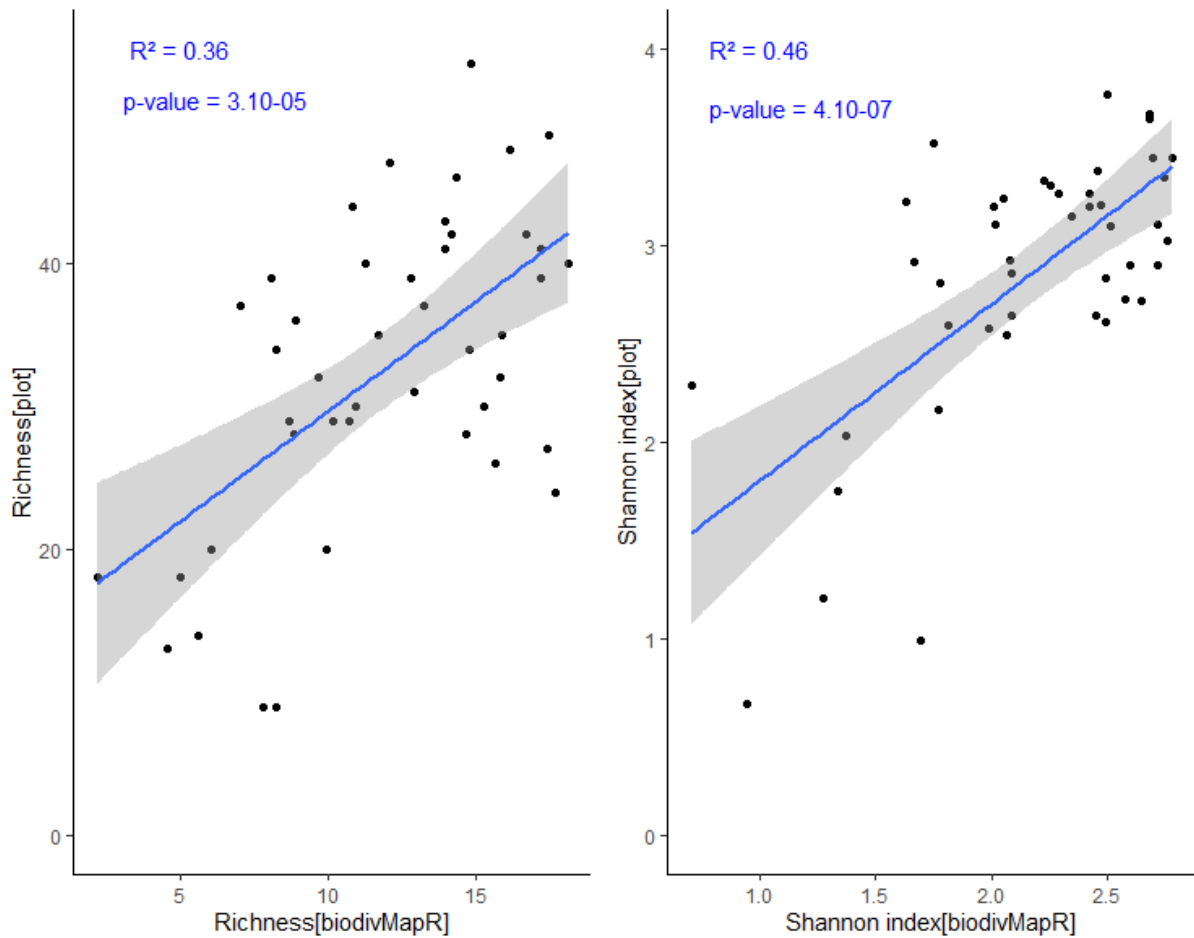


Figure 12 : Nuages de points des valeurs de trois indicateurs de diversité calculés à partir des données terrain par rapport aux valeurs estimées par la méthode biodivMapR

De gauche à droite, la richesse spécifique, l'indice de Shannon et l'indice d'équitabilité de Pielou (la zone ombrée indique un intervalle de confiance de 95 %).

4.2.2 Indicateurs de diversité bêta

La comparaison des matrices de Bray-Curtis issues des données d'inventaires et celles calculées à partir de biodivMapR (Figure 13) à l'aide du test de Mantel montre que la corrélation entre les deux matrices avec 44,34 % des observations ($p\text{-value} < 0,001$).

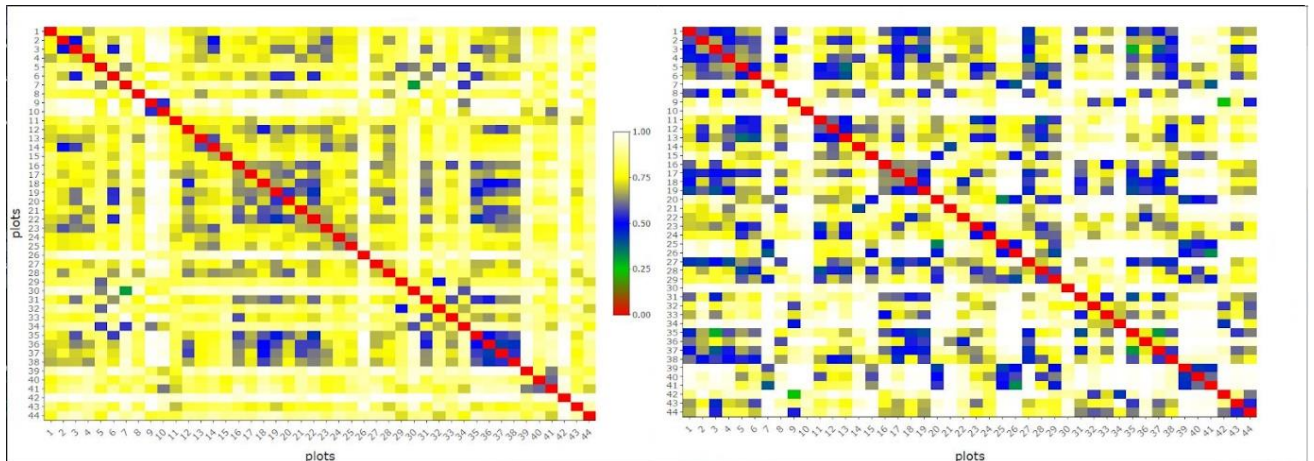


Figure 13 : Matrices de dissimilarité de Bray-Curtis

A gauche avec les données de terrain et à droite à partir de bioDivMapR. 0, les deux parcelles ont la même composition spécifique et 1, les parcelles sont totalement dissemblables.

4.3 Cartographie de la biodiversité

Les traitements réalisés sur l'image satellite de notre zone d'étude à l'aide de bioDivMapR ont permis de produire des cartes de biodiversité alpha (α) et bêta (β).

4.3.1 Cartographie de la biodiversité α

La carte de diversité α montre la répartition spatiale de l'indice de Shannon avec un code couleur correspondant au niveau de diversité (Figure 14). Sur la carte, les zones colorées en rouge indiquent des sites présentant une diversité élevée, avec un indice de Shannon supérieur à 2,43. La couleur jaune représente sites présentant une diversité moyennement élevée avec des indices de Shannon variant entre 1,64 et 2,44. Les zones en cyan correspondent à des sites caractérisés par une faible diversité avec un indice de Shannon compris entre 0,84 et 1,64. En gris sont représentés les sites présentant une diversité très faible, avec un indice de Shannon inférieur ou égal à 0,84.

4.3.2 Cartographie de la biodiversité β

La Carte de diversité β représente les quatre types de communautés végétales que l'on peut rencontrer dans la Réserve Naturelle de Mabi-Yaya (Figure 15). Sur cette dernière carte, les compositions spécifiques similaires sont traduites par des couleurs similaires alors que des couleurs différentes indiquent des compositions spécifiques différentes.

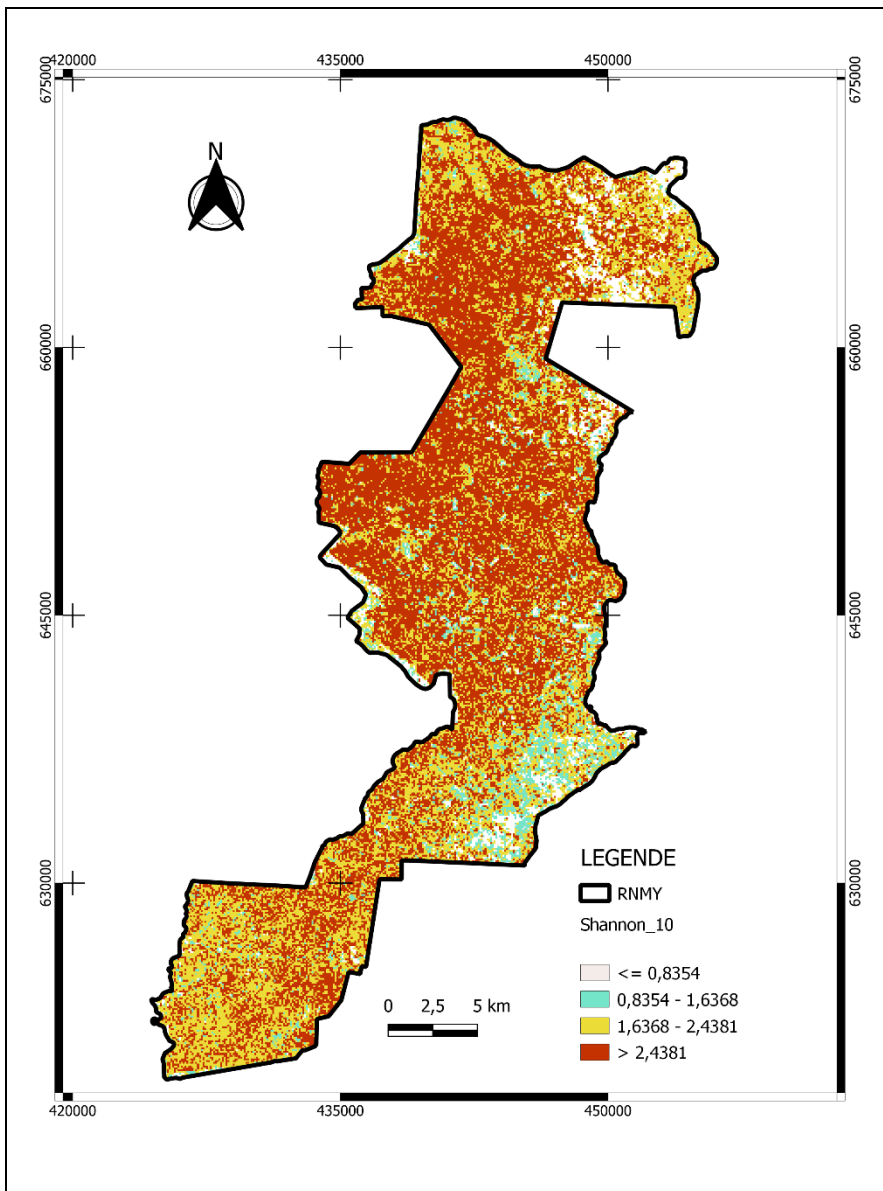


Figure 14 : carte de diversité α

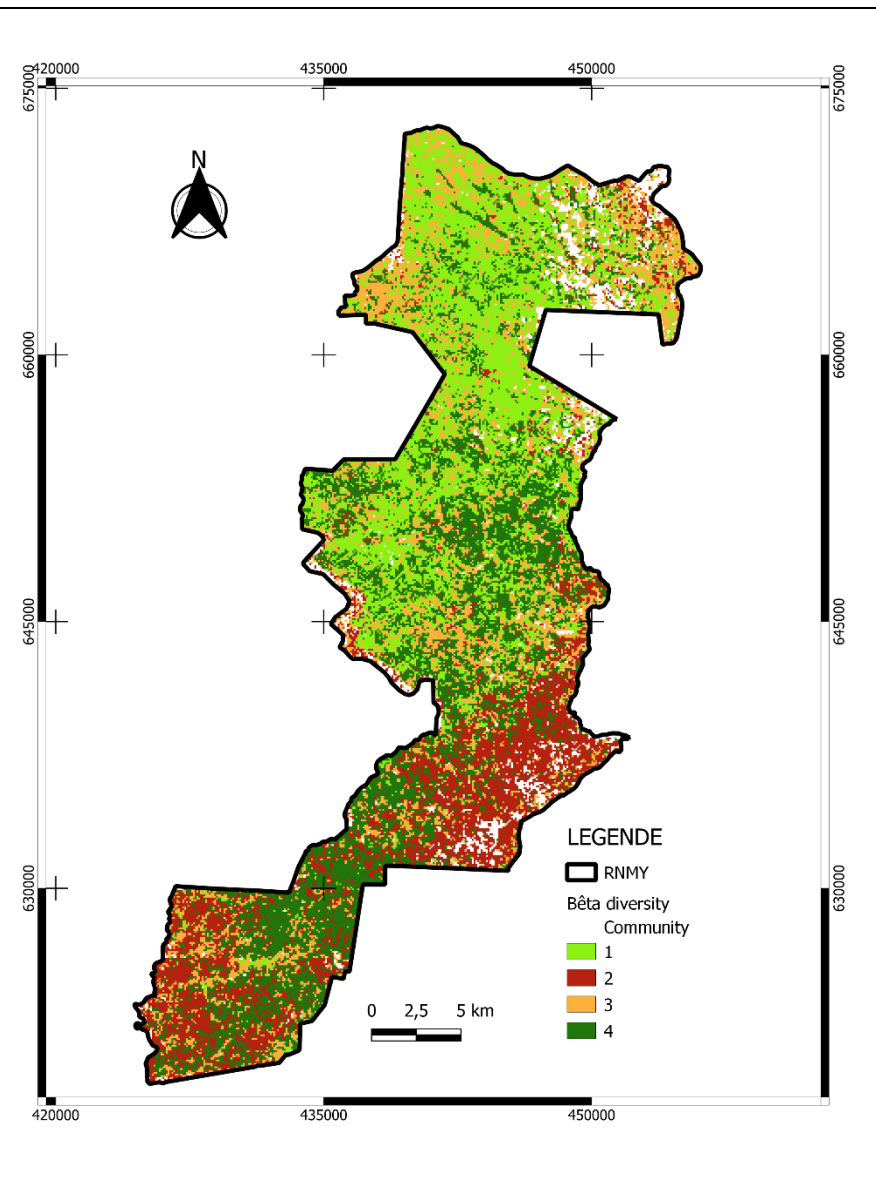


Figure 15 : Carte de diversité β

4.4 Identification des espèces prépondérantes de chaque communauté végétale

La communauté est nommée d'après une ou deux espèces d'arbres ou d'arbustes indicateurs, choisis en fonction de leur valeur d'importance.

L'identification des différentes communautés végétales et les placettes d'inventaires où elles ont été rencontrées a permis de faire une évaluation de la distribution des différents indicateurs de diversité alpha (alpha (richesse spécifique, indice de Shannon et l'indice d'équitabilité de Pielou) observé suivant ces communautés (Annexe 5).

4.4.1 Communauté 1 : *Dacryodes klaineana* - *Diospyros sanza-minika*

Ce type de communauté était représenté par 12 placettes et 151 espèces (Annexe 6). Elle partage communautés 102 espèces avec la communauté 4, 94 espèces avec la communauté 3 et seulement 61 espèces avec la communauté 2. Cette communauté a été nommée d'après fréquence relativement élevée des espèces *Dacryodes klaineana* et *Diospyros sanza-minika*. Les espèces ligneuses dominantes de la strate arborée associées à cette communauté sont *Dialium aubrevillei*, *Canarium swschanctii*, *Cynometra ananta*, *Parkia bicolor*, *Mimocylon lateriflorum*, *Cecropia peltata*, *Hannoa klaineana*, *Pycnanthus angolensis*, *Strephonema pseudocola*, *Cola nitida*, *Cola chlamydantha*. Dans la strate arbustive, *Drypetes aylmeri*, *Scaphopetalum amoenum*, *Strombosia pustulata*, *Cola lateritia*, *Placodiscus boya*, *Baphia nitida*, *Scottellia klaineana*, *Bussea occidentalis*, *Xylopia quintasii* et *Maesobotrya barteri* étaient les espèces dominantes. Les parcelles les plus représentatives de cette communauté se trouvent majoritairement dans la partie nord de la réserve et plus précisément dans des forêts de type secondaire relativement loin des perturbations anthropiques comme l'expansion agricole.

4.4.2 Communauté 2 : *Cecropia peltata* – *Theobroma cacao*

Huit placettes situées majoritairement dans le sud de la réserve contiennent cette communauté. Elle est représentée par 83 espèces (Annexe 7), dont 72 espèces sont partagées avec la communauté 4, 66 espèces sont partagées avec la communauté 3 et 61 espèces avec la communauté 1. Cette communauté a été nommée en raison de la valeur d'importance de *Cecropia peltata* et du fait que la plupart des points GPS de plantations cacaoyères enregistrés lors des campagnes d'inventaires appartiennent à cette communauté. Les espèces ligneuses dominantes associées à cette communauté sont *Glumea ivorensis*, *Fleury ledermannii*, *Cynometra ananta* et *Drypetes aylmeri*. Les parcelles les plus représentatives de cette communauté se trouvent dans des zones très dégradées à cause de l'expansion agricole, caractérisée le plus souvent par une végétation monospécifique équienne avec une seule strate relativement basse. On rencontre généralement cette communauté dans le sud-ouest et dans le sud-est de la réserve.

4.4.3 Communauté 3 : *Trichilia monadelpha* - *Musanga cecropioides*

Cette communauté est répartie sur l'ensemble de l'étendu de la réserve. Elle est représentée par huit placettes composées de 132 espèces (Annexe 8) ; dont 95 espèces sont partagées avec la communauté 4, 94 espèces avec la communauté 1 et 66 espèces sont partagées avec la communauté 2. Les espèces dominantes d'arbres et d'arbustes trouvées dans cette communauté comprennent *Musanga cecropioides*, *Coula edulis*, *Pycnanthus angolensis*, *Drypetes aylmeri*, *Funtumia elastica*, *Cola chlamydantha*, *Diospyros sanzaminika*, *Parkia bicolor*, *Cleistopholis patens*, *Dialium aubrevillei*, *Berlinia confusa*, *Rauwolfia vomitoria*, *Hannoa klaineana*, *Crudia gabonensis*, *Strombosia pustulata* et *Macaranga barteri*. Les parcelles les plus représentatives de cette communauté se trouvent dans des zones en régénération anciennement exploitées pour l'agriculture ou l'exploitation du bois d'œuvre.

4.4.4 Communauté 4 : *Cynometra ananta* - *Drypetes aylmeri*

Ce type de communauté comprend 182 espèces (Annexe 9) rencontrées sur 17 placettes situées majoritairement dans les parties centre et sud de la RNMY. Elle partage 102 espèces avec la communauté 1 ; 95 espèces avec la communauté 3 et seulement 72 espèces avec la communauté 2. Elle a été nommée d'après *Cynometra ananta* et *Drypetes aylmeri* du fait de leur valeur d'importance relativement élevée respectivement au niveau des strates arborée et arbustive. Les espèces ligneuses dominantes de la strate arborée associées à cette communauté sont *Glumea ivorensis*, *Dialium aubrevillei*, *Protomegabaria stapfiana*, *Beilschmiedia manii*, *Parinari excelsa*, *Ricinodendron heudelotii*, *Parkia bicolor*, *Dacryodes klaineana*, *Scytopetalum tieghemii*, *Klainedoxa gabonensis* et *Daniellia thurifera*. *Amanoa bracteosa* et *Strombosia pustulata*, sont les espèces dominantes de la strate arbustive. Les parcelles les plus représentatives de cette communauté sont localisées au sein de forêts anciennes relativement en bon état de conservation qui se distinguent par une canopée fermée avec trois à quatre niveaux de stratification.

Tableau VI : Valeurs d'importance de quelques espèces (IVI) caractéristiques de chaque communauté

Communauté	Espèce	Fréquence	Densité	Dominance	IVI
1	<i>Cecropia peltata</i>	0,50	0,09	28,04	20,56
	<i>Dacryodes klaineana</i>	0,75	0,05	34,92	19,59
	<i>Diospyros sanzga-minika</i>	0,83	0,06	9,06	11,32
	<i>Drypetes aylmeri</i>	0,67	0,05	6,39	9,52
	<i>Scaphopetalum amoenum</i>	0,58	0,06	1,97	8,47
2	<i>Cecropia peltata</i>	0,57	0,18	35,31	61,40
	<i>Glumea ivorensis</i>	0,57	0,02	38,75	31,32
	<i>Fleury ledermannii</i>	0,43	0,05	15,31	22,37
	<i>Cynometra ananta</i>	0,57	0,00	7,53	8,07
	<i>Drypetes aylmeri</i>	0,57	0,01	2,87	7,36
3	<i>Trichilia monadelphba</i>	0,88	0,04	7,89	12,61
	<i>Musanga cecropioides</i>	0,25	0,04	9,43	11,28
	<i>Coula edulis</i>	0,50	0,01	14,80	10,97
	<i>Cecropia peltata</i>	0,88	0,03	4,63	9,01
	<i>Pycnanthus angolensis</i>	0,75	0,02	6,51	8,07
4	<i>Cynometra ananta</i>	0,82	0,04	60,82	17,78
	<i>Drypetes aylmeri</i>	0,76	0,13	18,95	15,38
	<i>Protomegabaria stapfiana</i>	0,71	0,07	24,02	11,85
	<i>Glumea ivorensis</i>	0,41	0,03	39,52	11,41
	<i>Dialium aubrevillei</i>	0,71	0,03	27,96	9,79

5 DISCUSSION

5.1 Caractérisation de la diversité végétale de la RNMY

Les inventaires floristiques réalisés au cours de cette étude ont permis de dresser une liste floristique de 255 espèces ligneuses. Dans cette même réserve (RNMY), Adou *et al.* (2018) ont inventoriés 346 espèces lors de l'Inventaire Faunique et Floristique National (IFFN). Cette différence d'estimation de la richesse pourrait s'expliquer par la différence des techniques d'échantillonnage utilisées. En effet, ces auteurs avaient combiné deux méthodes d'inventaire, la méthode des relevés itinérants et celle des relevés de surface. De plus, ils ont recensé tous les ligneux arborescents. Par contre, dans cette étude, nous nous sommes focalisés sur la dernière méthode et avons uniquement considéré les tiges ayant un diamètre minimum de 10 cm à 1,30 m du sol. L'association de plusieurs méthodes d'inventaire permet d'obtenir des listes floristiques plus grandes même quand les superficies sont moins importantes (Vroh *et al.*, 2010).

Les Leguminosae (Faboideae, Caesalpinoideae, Mimosoideae confondues), les Malvaceae et les Annonaceae sont les familles de plantes les plus prépondérantes. Ces familles de plantes sont parmi les familles les plus riches en espèces identifiées dans la RNMY (Adou *et al.*, 2018). Ce même cortège de familles fait partie des familles caractéristiques de la forêt dense en Côte d'Ivoire (Nusbaumer *et al.*, 2005). Par ailleurs, les Leguminosae et les Malvaceae font partie des plus grandes familles dominantes de la flore exotique naturalisée (c'est-à-dire un taxon exotique capable de se reproduire spontanément et de maintenir des populations dans sa région d'introduction sans intervention humaine supplémentaire) à l'échelle mondiale (Pyšek *et al.*, 2017). Cela pourrait représenter une menace pour la biodiversité locale vu que les espèces exotiques naturalisées constituent de potentielles invasives (Akodéwou *et al.*, 2019).

Parmi les 255 espèces recensées, 197 espèces sont inscrite sur la liste rouge de l'UICN. La présence d'un grand nombre d'espèces inscrites sur la liste rouge de l'UICN au sein de la réserve atteste de l'importance du rôle joué par la RNMY dans la préservation de la biodiversité.

Lorsqu'on considère les variations de la richesse spécifique suivant les types d'habitats, on remarque que la diversité décroît des forêts (FDA, FDS FZH) vers les habitats de plus en plus anthropisés (ZenR). La richesse spécifique très faible dans les ZenR (zone en régénération), pourrait se justifier par notre protocole d'inventaire qui a fixé à 10 cm, le diamètre minimum des tiges à recensées dans chaque unité d'échantillonnage. Cette restriction ne permet pas de prendre en compte les espèces de régénération qui sont souvent très abondantes dans ce type de milieux. Adou Yao (2005) a montré que la diversité traduite par les seuls individus de $DHP \geq 10$ cm ne reflète pas plus de 50 % de toute la diversité d'un milieu donné. Le choix d'un $DHP \geq 10$ cm a été motivé par nos objectifs de départ. Les ZenR affichent l'indice de Shannon la plus faible (2,18 en moyenne). Cette

faible diversité met en évidence l'impact humain dans ces milieux qui ressort également avec une valeur faible de l'Équitabilité de Pielou (0,53). Cette valeur traduit la forte abondance de deux espèces exotiques, *Cecropia peltata* et *Theobroma cacao* observés dans ces habitats.

Les FDA présentent l'indice de diversité de Shannon la plus élevée (3,29). Cette forte diversité peut être liée au fait que ces habitats ne semblent pas avoir connues de perturbations majeures comme le montre aussi la valeur élevée de l'Équitabilité de Pielou (0,62). Cette valeur traduit une bonne répartition des individus de chacune des espèces présentes dans ce type de peuplement.

5.2 Relation entre diversité spectrale et biodiversité

L'application de la méthode biodivMapR en utilisant une image Sentinel-2 a révélé que la variation intra et inter parcellaire du spectre d'images est relativement liée à la biodiversité mesurée sur le terrain ($R^2 = 46,11\%$ pour l'indice de Shannon, 36% pour la richesse spécifique et $44,34\%$ pour l'indice de Bray-Curtis).

Contrairement à nos résultats, Féret et Asner (2014) ont eu un peu plus de succès avec l'imagerie hyperspectrale avec une résolution spatiale fine des paysages de forêt tropicale péruvienne. En combinant l'imagerie hyperspectrale à bandes infrarouge à ondes courtes et du visible (VSWIR avec une résolution spatiale de 2m) avec l'imagerie LiDAR (détection et télémétrie par laser), ils ont obtenu un R^2 maximum de 0,86 entre l'indice de Shannon et les réflectances. Ils ont constaté que l'indice de Bray-Curtis pouvait être prédit avec un R^2 de 61% - 76% . Cette différence pourrait être liée aux caractéristiques spécifiques des capteurs. Les capteurs Sentinel-2 fournissent des images multispectrales (13 bandes spectrales dans le spectre optique et proche infrarouge) à 10, 20 et 60 m de résolution spatiale. La limitation de la résolution spectrale du capteur sentinel-2 ne permet pas de saisir la variabilité spectrale nécessaire pour cartographier la diversité végétale, comme indiqué par Rossi et Gholizadeh (2023). Il est connu que plusieurs facteurs notamment, la couverture végétale, l'exposition du sol et la structure du couvert influencent considérablement les signaux de réflectance (Conti *et al.*, 2021 ; Hauser *et al.*, 2021) et par ricochet la relation entre diversité spectrale et diversité végétale. Roberts *et al.* (2004) souligne qu'avec l'imagerie satellitaire optique, la complexité structurelle des sous-étages n'est qu'en partie représentée par la quantité de rayonnement réfléchi. Pourtant il a été démontré en écologie que par accumulation d'espèces appartenant à plusieurs strates, les strates inférieures en termes diversité sont plus riches que les strates supérieures (Senterre, 2005). Une estimation précise de la diversité végétale à l'aide de la télédétection exige des données présentant des résolutions spatiales et spectrales fines (Wang *et al.*, 2018 ; Rossi et Gholizadeh, 2023). Malheureusement, les images Sentinel-2, avec leur résolution spatiale de 10 mètres, ne répondent pas à ces critères. Dans les forêts tropicales, en particulier dans des environnements perturbés comme celui de notre zone d'étude, tous les arbres ne forment pas

nécessairement une couronne ayant une taille minimale de 10 mètres. Cette résolution spatiale peut englober plusieurs espèces végétales distinctes, ce qui pourrait avoir un impact négatif sur les mesures de diversité spectrale, car ces mesures considèrent chaque pixel comme une seule classe (Féret et Asner, 2014). Rocchini *et al.* (2004) ont utilisé les quatre bandes d'ondes visibles et infrarouges d'une image satellite Quickbird à haute résolution spatiale (3 m) pour prédire la richesse spécifique au sein d'un écosystème complexe de zones humides, le "lac de Montepulciano" en Italie. Leurs conclusions ont démontré que l'hétérogénéité spectrale contribue à hauteur d'environ 50 % de la variabilité de la richesse spécifique calculée à partir de données de la composition des espèces collectées dans des parcelles d'un hectare. Conformément à ce qui a été exposé précédemment, il est satisfaisant de constater que les indicateurs de la diversité alpha et bêta issus des données d'inventaire concordent à hauteur de 40 à 50 % aux indicateurs estimés à partir d'informations spectrales grâce à biodivMapR dans le cadre de cette étude.

5.3 Taille des placettes individuelles ou taille des *buffers* autour des points d'inventaire

L'analyse des données fournit des résultats différents selon la taille du buffer (buffer de pixels autour des placettes d'inventaire pour comparaison avec les cartes), ce qui devrait être pris en compte lors de la cartographie de la biodiversité bêta dans les paysages forestiers tropicaux. Les variations de la diversité bêta et alpha expliqués sont beaucoup plus faibles avec une taille de buffer inférieure à 50 m (soit 0,8 ha), ce qui signifie que des prédictions similaires doivent être faites pour les parcelles circulaires de rayon minimum de 50 m. Féret et Asner (2014), pour estimer la diversité α et β des forêts tropicales à partir de cette même méthode mais avec des images aéroportées hyperspectrales, ont simulé des parcelles définies par une surface carrée de 36×36 pixels (0,52 ha). Dans une autre étude utilisant des images à haute résolution, Fricker *et al.* (2015) ont relié la richesse des espèces de plantes vasculaires dans les forêts de de l'île Barro Colorado (BCI), aux données hyperspectrales du spectromètre d'imagerie lidar aéroportée et l'imagerie satellitaire Quickbird à quatre bandes et à haute résolution spatiale. Ils ont constaté que les modèles de régression utilisant des réflectances dérivées de toutes les classes de taille d'arbres étaient beaucoup plus informatifs à l'échelle spatiale plus grossière (1,0 ha). De la même manière, Rocchini *et al.* (2004) ont utilisé les quatre bandes d'ondes visibles et infrarouges de l'image satellite Quickbird pour prédire la diversité des espèces à différentes échelles spatiales dans un écosystème complexe de zones humides, le "lac de Montepulciano" en Italie. Leurs résultats ont montré que l'hétérogénéité spectrale explique environ 20 % de la variance de la richesse spécifique à l'échelle de 100 m² et environ 50 % à l'échelle de 1 hectare.

5.4 Cartographie de la biodiversité β

La combinaison de données de terrain et des informations issues de l'imagerie spectrale sentinel-2 nous a permis de cartographier la biodiversité bêta de RNMY représentée par quatre communautés végétales. Ces communautés végétales définies semblent suivre un gradient de perturbation anthropique et ou un processus de succession végétale, comme l'ont déjà montré les recherches antérieures portant sur la cartographie de l'occupation des sols dans cette zone d'étude.

En effet, la première communauté, comprenant les espèces *Dacryodes klaineana* et *Diospyros sanzaminika*, regroupe des plantes que l'on retrouve généralement dans des forêts de type secondaire, comme l'indiquent nos relevés sur le terrain. Ces deux espèces principales au sein de cette communauté présentent une fréquence variant de 75 à 83%. Nos résultats concordent avec ceux de Adou *et al.* (2018), qui ont également enregistré une fréquence élevée de 75% pour *Diospyros sanzaminika* dans des zones de la RNMY ayant subi des perturbations dues à l'activité humaine. En revanche, la valeur de la dominance relative d'environ 35% pour *Dacryodes klaineana* indique que les habitats où nous avons trouvé ces espèces ont atteint un stade avancé de succession végétale. *Dacryodes klaineana* et *Diospyros sanzaminika* sont des arbres de taille moyenne, à feuilles persistantes, atteignant une hauteur de 25 à 30 mètres. On les trouve principalement dans la strate inférieure des forêts sempervirentes, décidues ou ripicoles. De plus, la présence dans cette communauté de quelques autres espèces, en particulier *Cecropia peltata* avec une dominance relative significative de 28% et *Cola nitida* (une espèce introduite par l'homme), témoigne du caractère secondaire des habitats dominés par cette communauté.

Selon nos relevés sur le terrain, la Communauté 2, composée principalement de *Cecropia peltata* et *Theobroma cacao*, est fréquemment observée dans des habitats fortement dégradés, tels que des zones de culture et des zones en régénération. En réalité, *T. Cacao* et *C. peltata* sont deux espèces exotiques originaires d'Amérique. Selon Richardson *et al.*, (2000), la première peut être classée comme une espèce exotique allochtone, c'est-à-dire une espèce dont la présence dans une région donnée résulte de son introduction (intentionnelle ou accidentelle) due à l'activité humaine. En revanche, la seconde peut être considérée comme une plante exotique naturalisée. *C. peltata* est un arbre pionnier dans les forêts humides de son Amérique tropicale d'origine. Sa capacité à s'établir rapidement dans les sols perturbés est bien connue. La présence de cette plante dans certaines zones de la Réserve Naturelle de la Mabi-Yaya (RNMY) indique le degré de dégradation de ces environnements. Elle peut représenter une menace pour la biodiversité de cette réserve, car elle est répertoriée parmi les 100 espèces les plus envahissantes de la liste de l'ISSG⁵ (Invasive Species Specialist Group).

⁵ [GISD \(iucngisd.org\)](http://iucngisd.org)

La Communauté 3, composée principalement de *Trichilia monadelpha* et *Musanga cecropioides*, se rencontre généralement dans des zones en régénération qui avaient précédemment été exploitées pour l'agriculture ou l'exploitation du bois d'œuvre. Comparée à la Communauté 2, la Communauté 3 indique un stade de succession végétale plus avancé, avec un degré de dégradation moindre. Cette observation est corroborée par une variation faible de la valeur d'importance des quatre espèces caractéristiques (de 8 à 12 %) alors que *C. peltata* a une valeur d'importance de 61% au niveau de la communauté 2 (Tableau VI).

La dernière communauté, caractérisée par la présence de *Cynometra ananta* et *Drypetes aylmeri*, se trouve principalement au sein de forêts anciennes relativement bien préservées. La prédominance de ces deux espèces au sein de cette communauté confirme l'excellent état de conservation des environnements où cette communauté est observée. En effet, *Cynometra ananta* est un arbre de taille moyenne, généralement compris entre 35 et 45 mètres, que l'on trouve principalement dans les forêts sempervirentes humides. D'autre part, *Drypetes aylmeri* est un petit arbre à feuilles persistantes, atteignant jusqu'à 10 mètres de hauteur, qui prospère généralement dans des habitats humides et ombragés. De plus, les espèces associées à cette communauté affichent les valeurs de dominance relative les plus élevées (Tableau VI). En outre, la dominance relative élevée des espèces au sein de cette communauté par rapport aux autres communautés met en évidence la forte proportion d'individus de grand diamètre. Cela confirme la maturité des forêts où cette communauté d'espèces est présente.

5.5 Applications pour la gestion de la RNMY

La cartographie de la biodiversité à l'aide de biodivMapR pourrait être une base pour soutenir le travail de terrain d'inventaire des espèces dans cette réserve. Cette approche peut être étendue à des ensembles de données dynamiques afin de surveiller les évolutions au fil du temps et d'acquies une compréhension des déplacements spatiaux et temporels des espèces. Elle permettra d'identifier des zones de grande biodiversité. En revanche, pour mieux établir la relation entre les informations recueillies sur le terrain à l'aide d'inventaires forestiers et la diversité spectrale avec biodivMapR, les inventaires terrain doivent tenir des niveaux de strates de la végétation, de la taille des placettes d'échantillonnage. De plus, les analyses devraient concerner la diversité des arbres de la strate supérieure. Pour profiter du potentiel de cette méthode il les gestionnaire pourrait utiliser des images fournies par d'autres capteurs spatiaux comme Quickbird qui a montré une corrélation statistiquement très significative avec la richesse des espèces comparé à d'autres capteurs comme Aster, Landsat (Rocchini, 2007). En effet, Quickbird fournit des images multispectrales (4 bandes, résolution spatiale de 3 m), tandis que les images Aster et Landsat ETM+, ont des résolutions

spatiales grossières (Aster : résolution spatiale de 15 m pour les bandes 1 à 3 et de 30 m pour les bandes 4 à 9 et Landsat ETM : bandes 1 à 5; résolution spatiale de 30 m).

6 CONCLUSION

La présente étude a démontré que le traitement des images satellites Sentinel-2 à l'aide du package *biodivMapR* permet de cartographier environ 50 % de la diversité bêta des arbres dans une forêt tropicale humide africaine. Cette étude en plus d'évaluer le potentiel de *biodivMapR* à estimer certains de biodiversité (α et β) à l'aide d'informations spectrales de l'imagerie spatiale Sentinel-2 a permis de générer une carte de distribution des communautés d'espèces végétales (biodiversité bêta) de la Réserve Naturelle de la Mabi-Yaya (RNMY). Bien que ces résultats nécessitent une interprétation prudente, ils représentent une avancée prometteuse dans les efforts visant à améliorer la surveillance de la biodiversité. Pour évaluer le potentiel *biodivMapR*, il est important de le tester avec des images satellites multispectrales provenant de différents capteurs spatiaux. Cela permettrait de mettre également en évidence l'effet de résolution (spatiale ou spectrale) sur sa capacité à cartographier la biodiversité. Les analyses effectuées sur chacune des communautés identifiées mettent en évidence l'impact des activités liées à l'exploitation forestière, telles que l'agriculture et la récolte de bois, sur la biodiversité. Les variations de la biodiversité qui en découlent se manifestent clairement sur les images de télédétection. Pour reproduire, valider avec plus de précision la cartographie de la diversité bêta d'un paysage donné, il serait nécessaire de collecter des données floristiques sur le terrain en utilisant des stratégies d'échantillonnage appropriées et en prenant en compte les différents niveaux de stratification verticale de la végétation. Étant donnée la disponibilité limitée d'études sur la méthode que nous avons employée. Dans le cadre du programme d'incitations financières type PSE (paiements pour services environnementaux) initiées par Nitidae dans la région de la Mé en Côte d'Ivoire sur les vieilles cacaoyères agroforestières, la méthode *biodivMapR* constitue une approche puissante pouvant aider à la cartographie ou à l'identification de cacaoyères présentant un couvert forestier diversifié. Notre étude a permis de mettre en évidence la prépondérance de *Cecropia peltata* une espèce qui fait partie de la liste des 100 pires espèces envahissantes au niveau mondial. Sur la base de notre étude, des futures recherches pourraient se pencher sur l'évaluation de la distribution spatiale et temporelle des espèces exotiques naturalisées de la réserve doivent être menées afin de l'état de conservation de cette réserve.

BIBLIOGRAPHIE

- Adou Yao C.Y. 2005. *Pratiques paysannes et dynamique de la biodiversité dans la forêt classée de Monogaga (Côte d'Ivoire)*. (Thèse de doctorat). Paris, Muséum national d'histoire naturelle Disponible sur : <https://www.theses.fr/2005MNHN0011> (Consulté le 28 octobre 2023).
- Adou Y.C.Y., Vroh Bi T.A., Gnagbo A., et Abrou N.J. 2018. *Inventaires de la flore dédiés à l'établissement de l'état de référence environnemental du projet REDD+ de la Mé*. Abidjan, Côte d'Ivoire : 45 p.
- Aké-Assi L. 1984. *Flore de la Côte d'Ivoire : Étude descriptive et biogéographique avec quelques notes ethnobotaniques*. (Thèse de Doctorat d'État). Abidjan, Côte d'Ivoire : Université de Cocody, 1206 p.
- Akodéwou A., Oszwald J., Akpavi S., Gazull L., Akpagana K., et Gond V. 2019. Problématique des plantes envahissantes au sud du Togo (Afrique de l'Ouest) : apport de l'analyse systémique paysagère et de la télédétection. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, , p. 16.
- Asner G.P. 2013. Biological Diversity Mapping Comes of Age. *Remote Sensing*, 5(1), p. 374-376. DOI : 10.3390/rs5010374
- Asner G.P., Martin R.E., Knapp D.E., Tupayachi R., Anderson C.B., Sinca F., Vaughn N.R., et Lactayo W. 2017. Airborne laser-guided imaging spectroscopy to map forest trait diversity and guide conservation. *Science*, 355(6323), p. 385-389. DOI : 10.1126/science.aaj1987
- Avenard J.-M. 1971. Aspects de la géomorphologie.
- Barnosky A.D., Matzke N., Tomiya S., Wogan G.O.U., Swartz B., Quental T.B., Marshall C., McGuire J.L., Lindsey E.L., Maguire K.C., Mersey B., et Ferrer E.A. 2011. Has the Earth's sixth mass extinction already arrived? *Nature*, 471(7336), p. 51-57. DOI : 10.1038/nature09678
- Boiko O. 2019. *Land Cover Changes Within and Around Protected Areas in Côte d'Ivoire From 1986 to 2017: A Case Study of the Mabi-Yaya-Songan-Tamin Reserved Forests*. South Dakota State, USA : South Dakota State University, 139 p. Disponible sur : <https://openprairie.sdstate.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=4297&context=etd>
- Bray J.R. et Curtis J.T. 1957. An Ordination of the Upland Forest Communities of Southern Wisconsin. *Ecological Monographs*, 27(4), p. 325-349. DOI : 10.2307/1942268

- Cayuela L., Cerda Í.G. la, Albuquerque F.S., et Golicher D.J. 2012. taxonstand: An r package for species names standardisation in vegetation databases. *Methods in Ecology and Evolution*, 3(6), p. 1078-1083. DOI : <https://doi.org/10.1111/j.2041-210X.2012.00232.x>
- Conti L., Malavasi M., Galland T., Komárek J., Lagner O., Carmona C.P., de Bello F., Rocchini D., et Šimová P. 2021. The relationship between species and spectral diversity in grassland communities is mediated by their vertical complexity. *Applied Vegetation Science*, 24(3). Disponible sur : <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/avsc.12600> (Consulté le 2 novembre 2023).
- Durán S.M., Martin R.E., Díaz S., Maitner B.S., Malhi Y., Salinas N., Shenkin A., Silman M.R., Wiczynski D.J., Asner G.P., Bentley L.P., Savage V.M., et Enquist B.J. 2019. Informing trait-based ecology by assessing remotely sensed functional diversity across a broad tropical temperature gradient. *Science Advances*, 5(12), p. eaaw8114. DOI : 10.1126/sciadv.aaw8114
- Féret J.-B. et Asner G.P. 2014. Mapping tropical forest canopy diversity using high-fidelity imaging spectroscopy. *Ecological Applications*, 24(6), p. 1289-1296. DOI : 10.1890/13-1824.1
- Féret J.-B. et de Boissieu F. 2020. biodivMapR: An r package for α - and β -diversity mapping using remotely sensed images. *Methods in Ecology and Evolution*, 11(1), p. 64-70. DOI : 10.1111/2041-210X.13310
- Féret J.-B. et Boissieu F. de. 2020. biodivMapR: An r package for α - and β -diversity mapping using remotely sensed images. *Methods in Ecology and Evolution*, 11(1), p. 64-70. DOI : 10.1111/2041-210X.13310
- Fricker G.A., Wolf J.A., Saatchi S.S., et Gillespie T.W. 2015. Predicting spatial variations of tree species richness in tropical forests from high-resolution remote sensing. *Ecological Applications*, 25(7), p. 1776-1789. DOI : 10.1890/14-1593.1
- Guillaumet J.-L. et Adjanohoun E. 1971. La végétation de la Côte d'Ivoire.
- Hauser L.T., Timmermans J., van der Windt N., Sil Â.F., César de Sá N., Soudzilovskaia N.A., et van Bodegom P.M. 2021. Explaining discrepancies between spectral and in-situ plant diversity in multispectral satellite earth observation. *Remote Sensing of Environment*, 265, p. 112684. DOI : 10.1016/j.rse.2021.112684

- Laybros A., Schlöpfer D., Féret J.-B., Descroix L., Bedeau C., Lefevre M.-J., et Vincent G. 2019. Across Date Species Detection Using Airborne Imaging Spectroscopy. *Remote Sensing*, 11(7), p. 789. DOI : 10.3390/rs11070789
- Mwampongo D.E. 2021. *Apport de la modélisation physique pour la cartographie de la biodiversité végétale en forêts tropicales par télédétection optique*. (phdthesis). AgroParisTech Disponible sur : <https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-03520758> (Consulté le 18 octobre 2022).
- Myers N., Mittermeier R.A., Mittermeier C.G., da Fonseca G.A.B., et Kent J. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature*, 403(6772), p. 853-858. DOI : 10.1038/35002501
- Nitidae. 2019. *Rapport annuel d'activités PRM (3)*. Abidjan, Côte d'Ivoire : 40 p.
- Nitidae. 2020. *Rapport final d'activités du Projet REDD+ de La Mé*. Abidjan, Côte d'Ivoire : 74 p.
- Nusbaumer L., Gautier L., Chatelain C., et Spichiger R. 2005. Structure et composition floristique de la Forêt Classée du Scio (Côte d'Ivoire). Etude descriptive et comparative. *Candollea*, Disponible sur : <https://www.semanticscholar.org/paper/Structure-et-composition-floristique-de-la-For%C3%AAt-du-Nusbaumer-Gautier/4864782b3c7e7c46d92768d65ef138639e7dc7d7> (Consulté le 24 novembre 2023).
- Ouattara T., Kouamé F., Zo-Bi C., Vaudry R., et Grinand C. 2021. Changements d'occupation et d'usage des terres entre 2016 et 2019 dans le Sud-Est de la Côte d'Ivoire : impact des cultures de rente sur la forêt. *BOIS & FORETS DES TROPIQUES*, 347, p. 91-106. DOI : 10.19182/bft2021.347.a31868
- Ouattara T.A. 2022. *Suivi des terres et de la déforestation par télédétection spatiale et aérienne à l'Est et au Sud-Est de la Côte d'Ivoire*. Abidjan, Côte d'Ivoire : Université Félix Houphouët Boigny, 239 p.
- Palmer M.W., Earls P.G., Hoagland B.W., White P.S., et Wohlgemuth T. 2002. Quantitative tools for perfecting species lists. *Environmetrics*, 13(2), p. 121-137. DOI : 10.1002/env.516
- Paoli G.D., Wells P.L., Meijaard E., Struebig M.J., Marshall A.J., Obidzinski K., Tan A., Rafiastanto A., Yaap B., Ferry Slik J., Morel A., Perumal B., Wielgaard N., Husson S., et D'Arcy L. 2010. Biodiversity Conservation in the REDD. *Carbon Balance and Management*, 5(1), p. 7. DOI : 10.1186/1750-0680-5-7

- Pereira H.M., Belnap J., Brummitt N., Collen B., Ding H., Gonzalez-Espinosa M., Gregory R.D., Honrado J., Jongman R.H., Julliard R., McRae L., Proença V., Rodrigues P., Opige M., Rodriguez J.P., Schmeller D.S., van Swaay C., et Vieira C. 2010. Global biodiversity monitoring. *Frontiers in Ecology and the Environment*, 8(9), p. 459-460. DOI: 10.1890/10.WB.23
- Pettorelli N., Wegmann M., Skidmore A., Múcher S., Dawson T.P., Fernandez M., Lucas R., Schaepman M.E., Wang T., O'Connor B., Jongman R.H.G., Kempeneers P., Sonnenschein R., Leidner A.K., Böhm M., He K.S., Nagendra H., Dubois G., Fatoyinbo T., Hansen M.C., Paganini M., de Klerk H.M., Asner G.P., Kerr J.T., Estes A.B., Schmeller D.S., Heiden U., Rocchini D., Pereira H.M., Turak E., Fernandez N., Lausch A., Cho M.A., Alcaraz-Segura D., McGeoch M.A., Turner W., Mueller A., St-Louis V., Penner J., Vihervaara P., Belward A., Reyers B., et Geller G.N. 2016. Framing the concept of satellite remote sensing essential biodiversity variables: challenges and future directions. *Remote Sensing in Ecology and Conservation*, 2(3), p. 122-131. DOI: 10.1002/rse2.15
- Pielou E.C. 1966. The measurement of diversity in different types of biological collections. *Journal of Theoretical Biology*, 13, p. 131-144. DOI: 10.1016/0022-5193(66)90013-0
- Pyšek P., Pergl J., Essl F., Lenzner B., Dawson W., Kreft H., Weigelt P., Winter M., Kartesz J., Nishino M., Antonova L.A., Barcelona J.F., Cablesaz F.J., Cárdenas D., Cárdenas-Toro J., Castaño N., Chacón E., Chatelain C., Dullinger S., Ebel A.L., Figueiredo E., Fuentes N., Genovesi P., Groom Q.J., Henderson L., Inderjit, Kupriyanov A., Masciadri S., Maurel N., Meerman J., Morozova O., Moser D., Nickrent D., Nowak P.M., Pagad S., Patzelt A., Pelsler P.B., Seebens H., Shu W., Thomas J., Velayos M., Weber E., Wieringa J.J., Baptiste M.P., et Kleunen M. van. 2017. Naturalized alien flora of the world: species diversity, taxonomic and phylogenetic patterns, geographic distribution and global hotspots of plant invasion. *Preslia*, 89(3), p. 203-274. DOI: 10.23855/preslia.2017.203
- Richardson D.M., Pyšek P., Rejmánek M., Barbour M.G., Panetta F.D., et West C.J. 2000. Naturalization and invasion of alien plants: concepts and definitions. *Diversity and Distributions*, 6(2), p. 93-107. DOI: 10.1046/j.1472-4642.2000.00083.x
- Roberts D.A., Ustin S.L., Ogunjemiyo S., Greenberg J., Dobrowski S.Z., Chen J., et Hinckley T.M. 2004. Spectral and Structural Measures of Northwest Forest Vegetation at Leaf to Landscape Scales. *Ecosystems*, 7(5), p. 545-562. DOI: 10.1007/s10021-004-0144-5

- Rocchini D. 2007. Effects of spatial and spectral resolution in estimating ecosystem α -diversity by satellite imagery. *Remote Sensing of Environment*, 111(4), p. 423-434. DOI: 10.1016/j.rse.2007.03.018
- Rocchini D., Balkenhol N., Carter G.A., Foody G.M., Gillespie T.W., He K.S., Kark S., Levin N., Lucas K., Luoto M., Nagendra H., Oldeland J., Ricotta C., Southworth J., et Neteler M. 2010. Remotely sensed spectral heterogeneity as a proxy of species diversity: Recent advances and open challenges. *Ecological Informatics*, 5(5), p. 318-329. DOI: 10.1016/j.ecoinf.2010.06.001
- Rocchini D., Chiarucci A., et Loiselle S.A. 2004. Testing the spectral variation hypothesis by using satellite multispectral images. *Acta Oecologica*, 26(2), p. 117-120. DOI: 10.1016/j.actao.2004.03.008
- Rocchini D., Luque S., Pettorelli N., Bastin L., Doktor D., Faedi N., Feilhauer H., Féret J.-B., Foody G.M., Gavish Y., Godinho S., Kunin W.E., Lausch A., Leitão P.J., Marcantonio M., Neteler M., Ricotta C., Schmidtlein S., Vihervaara P., Wegmann M., et Nagendra H. 2018. Measuring β -diversity by remote sensing: A challenge for biodiversity monitoring. *Methods in Ecology and Evolution*, 9(8), p. 1787-1798. DOI: 10.1111/2041-210X.12941
- Rossi C. et Gholizadeh H. 2023. Uncovering the hidden: Leveraging sub-pixel spectral diversity to estimate plant diversity from space. *Remote Sensing of Environment*, 296, p. 113734. DOI: 10.1016/j.rse.2023.113734
- Senterre B. 2005. Recherches méthodologiques pour la typologie de la végétation et la phytogéographie des forêts denses d'Afrique tropicale. *Acta Botanica Gallica*, 152(3), p. 409-419. DOI: 10.1080/12538078.2005.10515499
- Shannon C.E. 1948. A mathematical theory of communication. *The Bell System Technical Journal*, 27(3), p. 379-423. DOI: 10.1002/j.1538-7305.1948.tb01338.x
- Turner W., Spector S., Gardiner N., Fladeland M., Sterling E., et Steininger M. 2003. Remote sensing for biodiversity science and conservation. *Trends in Ecology & Evolution*, 18(6), p. 306-314. DOI: 10.1016/S0169-5347(03)00070-3
- Ustin S.L. et Gamon J.A. 2010. Remote sensing of plant functional types. *New Phytologist*, 186(4), p. 795-816. DOI: 10.1111/j.1469-8137.2010.03284.x

- Vaglio Laurin G., Chen Q., Lindsell J.A., Coomes D.A., Frate F.D., Guerriero L., Pirotti F., et Valentini R. 2014. Above ground biomass estimation in an African tropical forest with lidar and hyperspectral data. *ISPRS Journal of Photogrammetry and Remote Sensing*, 89, p. 49-58. DOI : 10.1016/j.isprsjprs.2014.01.001
- Vroh B.T.A., Adou Yao Y., Djaha K., Dibi N., et Edouard N.K. 2010. Diversités floristique et structurale sur le site d'une réserve naturelle volontaire à azaguié, sud-est de la Côte d'Ivoire. *European Journal of Scientific Research*, 45, p. 411-421.
- Wang R. et Gamon J.A. 2019. Remote sensing of terrestrial plant biodiversity. *Remote Sensing of Environment*, 231, p. 111218. DOI : 10.1016/j.rse.2019.111218
- Wang R., Gamon J.A., Cavender-Bares J., Townsend P.A., et Zygielbaum A.I. 2018. The spatial sensitivity of the spectral diversity–biodiversity relationship: an experimental test in a prairie grassland. *Ecological Applications*, 28(2), p. 541-556. DOI : 10.1002/eap.1669
- Zhu X.X., Tuia D., Mou L., Xia G.-S., Zhang L., Xu F., et Fraundorfer F. 2017. Deep Learning in Remote Sensing: A Comprehensive Review and List of Resources. *IEEE Geoscience and Remote Sensing Magazine*, 5(4), p. 8-36. DOI : 10.1109/MGRS.2017.2762307

ANNEXES

Annexe 1 : Les caractéristiques techniques du satellite Sentinel-2

Capteur optique	Sentinel-2A		
Opérateur	Agence spatiale Européenne (ESA)		
Période de vie	Juin 2015 - durée de vie de 7,25 ans		
Altitude	786 km		
Inclinaison	98,5°		
Résolution temporelle	10 jours avec un satellite et 5 jours avec 2 satellites		
Instrument	Imageur Multispectral (MSI)		
Fauchée	290 Km		
Résolution spatiale	10 m (Classification de base de la couverture terrestre)	B2	Sensible à la végétation sénescente, caroténoïdes, le brunissement et le fond du sol
		B3	Correspond au pic vert, sensible à la chlorophylle totale dans la végétation
		B4	Absorption maximale de la chlorophylle
		B8	Indice foliaire (LAI) (ratio de la surface totale supérieure des feuilles à la surface du sol sur laquelle la végétation se développe)
	20 m (classification de la couverture terrestre, suivi de l'activité végétale, récupération des paramètres biophysiques)	B5	Bande « bord rouge », fournit des informations sur l'état de la végétation
		B6	Bande « bord rouge », fournit des informations sur l'état de la végétation
		B7	Indice foliaire (LAI) (ratio de la surface totale supérieure des feuilles à la surface du sol sur laquelle la végétation se développe)
		B8a	Sensible à la chlorophylle, la biomasse, l'indice foliaire
		B11	Sensible à la lignine (c'est une molécule qui fait partie des différents composants du bois. On la retrouve dans certaines algues et dans les plantes qui possèdent des racines), Différenciation Neige / glace / nuages.
		B12	Evaluation des conditions de végétation méditerranéenne, Distinction des sols argileux pour le suivi de l'érosion des sols, Distinction entre la biomasse vivante, la biomasse morte et le sol.
	60 m (correction atmosphérique)	B1	Correction atmosphérique : diffusion des aérosols
		B9	Correction atmosphérique : absorption de vapeur d'eau
B10		Correction atmosphérique : détection de minces cirrus (nuages)	

Source : (Ouattara, 2022)

Annexe 2 : Liste floristique

id	nom_scientifique	auteur	famille	Statut uicn
1	<i>Afzelia bella</i>	Harms	Leguminosae	LC
2	<i>Aidia genipiflora</i>	(DC.) Dandy	Rubiaceae	LC
3	<i>Akodjanombi(nom local)</i>			NA
4	<i>Albizia adianthifolia</i>	(Schum.) W.Wight	Leguminosae	LC
5	<i>Albizia zygia</i>	(DC.) J.F.Macbr.	Leguminosae	LC
6	<i>Allanblackia floribunda</i>	Oliv.	Clusiaceae	LC
7	<i>Alstonia boonei</i>	De Wild.	Apocynaceae	LC
8	<i>Amanoa bracteosa</i>	Planch.	Phyllanthaceae	LC
9	<i>Amphimas pterocarpoides</i>	Harms	Leguminosae	LC
10	<i>Annickia polycarpa</i>	(DC.) Setten & Maas ex I.M.Turner	Annonaceae	LC
11	<i>Anopyxis klaineana</i>	(Pierre) Pierre ex Engl.	Rhizophoraceae	VU
12	<i>Anthocleista djalonensis</i>	A.Chev.	Gentianaceae	LC
13	<i>Anthocleista nobilis</i>	G.Don	Gentianaceae	LC
14	<i>Anthocleista vogelii</i>	Planch.	Gentianaceae	LC
15	<i>Anthonotha fragrans</i>	(Baker f.) Exell & Hillc.	Leguminosae	LC
16	<i>Anthonotha macrophylla</i>	P.Beauv.	Leguminosae	LC
17	<i>Anthostema aubryanum</i>	Baill.	Euphorbiaceae	LC
18	<i>Antiaris toxicaria</i>	Lesch.	Moraceae	LC
19	<i>Aptandra zenkeri</i>	Engl.	Olacaceae	LC
20	<i>Araliopsis tabouensis</i>	Aubrév. & Pellegr.	Rutaceae	NA
21	<i>Baphia capparidifolia</i>	Baker	Leguminosae	NA

22	<i>Baphia nitida</i>	Lodd.	Leguminosae	LC
23	<i>Baphia pubescens</i>	Hook.f.	Leguminosae	LC
24	<i>Baphia sp</i>		Leguminosae	NA
25	<i>Beilschmiedia mannii</i>	(Meisn.) Benth. & Hook.f. ex B.D.Jacks.	Lauraceae	LC
26	<i>Berlinia confusa</i>	Hoyle	Leguminosae	LC
27	<i>Berlinia occidentalis</i>	Keay	Leguminosae	VU
28	<i>Blighia unijugata</i>	Baker	Sapindaceae	LC
29	<i>Blighia welwitschii</i>	(Hiern) Radlk.	Sapindaceae	LC
30	<i>Bombax buonopozense</i>	P.Beauv.	Malvaceae	LC
31	<i>Bridelia grandis</i>	Pierre ex Hutch.	Phyllanthaceae	LC
32	<i>Bridelia micrantha</i>	(Hochst.) Baill.	Phyllanthaceae	LC
33	<i>Buchholzia coriacea</i>	Engl.	Capparaceae	LC
34	<i>Bussea occidentalis</i>	Hutch.	Leguminosae	LC
35	<i>Calpocalyx brevibracteatus</i>	Harms	Leguminosae	LC
36	<i>Canarium schweinfurtii</i>	Engl.	Burseraceae	NA
37	<i>Carapa procera</i>	DC.	Meliaceae	LC
38	<i>Cecropia peltata</i>	L.	Urticaceae	LC
39	<i>Ceiba pentandra</i>	(L.) Gaertn.	Malvaceae	LC
40	<i>Celtis mildbraedii</i>	Engl.	Cannabaceae	LC
41	<i>Chrysophyllum africanum</i>	A.DC.	Sapotaceae	LC
42	<i>Chrysophyllum albidum</i>	G.Don	Sapotaceae	NT
43	<i>Chrysophyllum azagüeanum</i>	J.Miège	Sapotaceae	EN
44	<i>Chrysophyllum pruniforme</i>	Engl.	Sapotaceae	NA

45	<i>Cleistopholis patens</i>	(Benth.) Engl. & Diels	Annonaceae	LC
46	<i>Cola acuminata</i>	(P.Beauv.) Schott & Endl.	Malvaceae	LC
47	<i>Cola caricifolia</i>	(G.Don) K.Schum.	Malvaceae	LC
48	<i>Cola chlamydantha</i>	K.Schum.	Malvaceae	LC
49	<i>Cola digitata</i>	Mast.	Malvaceae	LC
50	<i>Cola lateritia</i>	K.Schum.	Malvaceae	LC
51	<i>Cola nitida</i>	(Vent.) Schott & Endl.	Malvaceae	LC
52	<i>Cola sp</i>		Malvaceae	NA
53	<i>Copaifera salikounda</i>	Heckel	Leguminosae	VU
54	<i>Corynanthe pachyceras</i>	K.Schum.	Rubiaceae	LC
55	<i>Coula edulis</i>	Baill.	Olacaceae	LC
56	<i>Crudia gabonensis</i>	Harms	Leguminosae	LC
57	<i>Cynometra ananta</i>	Hutch. & Dalziel	Leguminosae	LC
58	<i>Cynometra megalophylla</i>	Harms	Leguminosae	LC
59	<i>Dacryodes klaineana</i>	(Pierre) H.J.Lam	Burseraceae	LC
60	<i>Dactyladenia barteri</i>	(Hook.f. ex Oliv.) Prance & F.White	Chrysobalanaceae	LC
61	<i>Daniellia thurifera</i>	Benn.	Leguminosae	LC
62	<i>Desplatsia chrysochlamys</i>	(Mildbr. & Burret) Mildbr. & Burret	Malvaceae	LC
63	<i>Dialium aubrevillei</i>	Pellegr.	Leguminosae	LC
64	<i>Didelotia unifoliolata</i>	J.Léonard	Leguminosae	LC
65	<i>Diospyros canaliculata</i>	De Wild.	Ebenaceae	LC
66	<i>Diospyros gabunensis</i>	Gürke	Ebenaceae	LC

67	<i>Diospyros beudelotii</i>	Hiern	Ebenaceae	LC
68	<i>Diospyros liberiensis</i>	A.Chev. ex Hutch. & Dalziel	Ebenaceae	NT
69	<i>Diospyros mannii</i>	Hiern	Ebenaceae	LC
70	<i>Diospyros sanz-a-minika</i>	A.Chev.	Ebenaceae	LC
71	<i>Diospyros soubreana</i>	F.White	Ebenaceae	LC
72	<i>Diospyros sp</i>		Ebenaceae	NA
73	<i>Diospyros vignei</i>	F.White	Ebenaceae	LC
74	<i>Diospyros viridicans</i>	Hiern	Ebenaceae	NA
75	<i>Discoghypremna caloneura</i>	(Pax) Prain	Euphorbiaceae	LC
76	<i>Distemonanthus benthamianus</i>	Baill.	Leguminosae	LC
77	<i>Drypetes aubrevillei</i>	Leandri	Putranjivaceae	LC
78	<i>Drypetes aylmeri</i>	Hutch. & Dalziel	Putranjivaceae	NA
79	<i>Drypetes leonensis</i>	Pax	Putranjivaceae	LC
80	<i>Duguetia standtii</i>	(Engl. & Diels) Chatrou	Annonaceae	LC
81	<i>Entandrophragma angolense</i>	(Welw.) C.DC.	Meliaceae	NT
82	<i>Entandrophragma utile</i>	(Dawe & Sprague) Sprague	Meliaceae	VU
83	<i>Erythrophleum ivorense</i>	A.Chev.	Leguminosae	LC
84	<i>Erythroxyllum mannii</i>	Oliv.	Erythroxyllaceae	LC
85	<i>Ficus exasperata</i>	Vahl	Moraceae	LC
86	<i>Ficus sur</i>	Forssk.	Moraceae	LC
87	<i>Ficus vogeliana</i>	(Miq.) Miq.	Moraceae	LC
88	<i>Fleroya ledermannii</i>	(K.Krause) Y.F.Deng	Rubiaceae	NT
89	<i>Funtumia africana</i>	(Benth.) Stapf	Apocynaceae	LC

90	<i>Funtumia elastica</i>	(Preuss) Stapf	Apocynaceae	LC
91	<i>Garcinia afzeli</i>	Engl.	Clusiaceae	VU
92	<i>Garcinia gnetoides</i>	Hutch. & Dalziel	Clusiaceae	NA
93	<i>Garcinia kola</i>	Heckel	Clusiaceae	VU
94	<i>Gilbertiodendron dewevrei</i>	(De Wild.) J.Leonard	Leguminosae	LC
95	<i>Gilbertiodendron limba</i>	(Scott-Elliot) J.Leonard	Leguminosae	NT
96	<i>Gilbertiodendron splendidum</i>	(Hutch. & Dalziel) J.Leonard	Leguminosae	VU
97	<i>Gluema ivorensis</i>	Aubrév. & Pellegr.	Sapotaceae	VU
98	<i>Gomphia reticulata</i>	P.Beauv.	Ochnaceae	NA
99	<i>Guarea cedrata</i>	(A.Chev.) Pellegr.	Meliaceae	VU
100	<i>Guibourtia ehie</i>	(A.Chev.) J.Leonard	Leguminosae	LC
101	<i>Gymnostemon zai Zhou</i>	Aubrév. & Pellegr.	Simaroubaceae	VU
102	<i>Hannoa klaineana</i>	Pierre & Engl.	Simaroubaceae	NA
103	<i>Harungana madagascariensis</i>	Lam. ex Poir.	Hypericaceae	LC
104	<i>Homalium le-testui</i>	Pellegr.	Salicaceae	LC
105	<i>Hunteria umbellata</i>	(K.Schum.) Hallier f.	Apocynaceae	LC
106	<i>Hymenostegia afzeli</i>	(Oliv.) Harms	Leguminosae	NA
107	<i>Hymenostegia aubrevillei</i>	Pellegr.	Leguminosae	NT
108	<i>Inc_12</i>			NA
109	<i>Inc_21</i>			NA
110	<i>Inc_22</i>			NA
111	<i>Inc_25</i>			NA
112	<i>Inc_26</i>			NA

113	<i>Inc_27</i>			NA
114	<i>Inc_31</i>			NA
115	<i>Inc_37</i>			NA
116	<i>Inc_38</i>			NA
117	<i>Inc_43</i>			NA
118	<i>Inc_44</i>			NA
119	<i>Inc_50</i>			NA
120	<i>Inc_58</i>			NA
121	<i>Inc_59</i>			NA
122	<i>Inc_6</i>			NA
123	<i>Inc_60</i>			NA
124	<i>Inc_62</i>			NA
125	<i>Inc_63</i>			NA
126	<i>Inc_65</i>			NA
127	<i>Inc1_p10</i>			NA
128	<i>Inc1_p12</i>			NA
129	<i>Inc1_p18</i>			NA
130	<i>inc1_p28</i>			NA
131	<i>Inc1_p33</i>			NA
132	<i>Inc1_p45</i>			NA
133	<i>Inc1_p6</i>			NA
134	<i>Inc2_p13</i>			NA
135	<i>Inc2_p27</i>			NA
136	<i>Inc2_P33</i>			NA

137	<i>Inc3_p33</i>			NA
138	<i>Irvingia gabonensis</i>	(Aubry-Lecomte ex O'Rorke) Baill.	Irvingiaceae	NT
139	<i>Khaya ivorensis</i>	A.Chev.	Meliaceae	VU
140	<i>Klainedoxa gabonensis</i>	Pierre	Irvingiaceae	LC
141	<i>Lannea welwitschii</i>	(Hiern) Engl.	Anacardiaceae	LC
142	<i>Lecaniodiscus cupanioides</i>	Planch. ex Benth.	Sapindaceae	LC
143	<i>Leptaulus daphnoides</i>	Benth.	Cardiopteridaceae	LC
144	<i>Lophira alata</i>	Banks ex C.F.Gaertn.	Ochnaceae	VU
145	<i>Macaranga barteri</i>	Müll.Arg.	Euphorbiaceae	LC
146	<i>Macaranga hurifolia</i>	Beille	Euphorbiaceae	LC
147	<i>Maesobotrya barteri</i>	(Baill.) Hutch.	Phyllanthaceae	LC
148	<i>Maesopsis eminii</i>	Engl.	Rhamnaceae	LC
149	<i>Mammea africana</i>	Sabine	Calophyllaceae	LC
150	<i>Mangifera indica</i>	L.	Anacardiaceae	DD
151	<i>Manilkara obovata</i>	(Sabine & G.Don) J.H.Hemsl.	Sapotaceae	LC
152	<i>Mannia simarubopsis</i>	Pellegr.	Simaroubaceae	VU
153	<i>Maranthes aubrevillei</i>	(Pellegr.) Prance ex F.White	Chrysobalanaceae	LC
154	<i>Maranthes glabra</i>	(Oliv.) Prance	Chrysobalanaceae	LC
155	<i>Mareya micrantha</i>	(Benth.) Müll.Arg.	Euphorbiaceae	LC
156	<i>Margaritaria discoidea</i>	(Baill.) G.L.Webster	Phyllanthaceae	LC
157	<i>Massularia acuminata</i>	(G.Don) Bullock ex Hoyle	Rubiaceae	LC
158	<i>Memecylon afzelii</i>	G. Don	Melastomataceae	LC

159	<i>Memecylon lateriflorum</i>	(G. Don) Bremek.	Melastomataceae	LC
160	<i>Microdesmis keayana</i>	J.Léonard	Pandaceae	NA
161	<i>Milicia excelsa</i>	(Welw.) C.C.Berg	Moraceae	NT
162	<i>Milicia regia</i>	(A.Chev.) C.C.Berg	Moraceae	VU
163	<i>Millettia lane-polei</i>	Dunn	Leguminosae	LC
164	<i>Millettia zechiana</i>	Harms	Leguminosae	LC
165	<i>Mischogyne elliotiana</i>	(Engl. & Diels) R.E.Fr.	Annonaceae	LC
166	<i>Monodora myristica</i>	(Gaertn.) Dunal	Annonaceae	LC
167	<i>Musanga cecropioides</i>	R.Br. ex Tedlie	Urticaceae	LC
168	<i>Myrianthus arboreus</i>	P.Beauv.	Urticaceae	LC
169	<i>Myrianthus libericus</i>	Rendle	Urticaceae	LC
170	<i>Napoleonaea vogelii</i>	Hook. & Planch.	Lecythidaceae	LC
171	<i>Naucllea diderrichii</i>	(De Wild.) Merr.	Rubiaceae	NT
172	<i>Naucllea pobeguini</i>	(Pobég. ex Pellegr.) Merr. ex E.M.A. Petit	Rubiaceae	NA
173	<i>Necepsia afzelii</i>	Prain	Euphorbiaceae	LC
174	<i>Nesogordonia papaverifera</i>	(A. Chev.) Capuron ex N. Hallé	Malvaceae	VU
175	<i>Newtonia duparquetiana</i>	(Baill.) Key	Leguminosae	LC
176	<i>Octokenema borealis</i>	Hutch. & Dalziel	Olacaceae	LC
177	<i>Okoubaka aubrevillei</i>	Pellegr. & Normand	Santalaceae	EN
178	<i>okumé sp</i>			NA
179	<i>Omphalocarpum abia</i>	A.Chev.	Sapotaceae	EN
180	<i>Omphalocarpum elatum</i>	Miers	Sapotaceae	LC

181	<i>Ongokea gore</i>	(Hua) Pierre	Olacaceae	LC
182	<i>Pancovia turbinata</i>	Radlk.	Sapindaceae	LC
183	<i>Parinari excelsa</i>	Sabine	Chrysobalanaceae	LC
184	<i>Parkia bicolor</i>	A.Chev.	Leguminosae	LC
185	<i>Pentaclethra macrophylla</i>	Benth.	Leguminosae	LC
186	<i>Pentadesma butyracea</i>	Sabine	Clusiaceae	LC
187	<i>Petersianthus macrocarpus</i>	(P.Beauv.) Liben	Lecythidaceae	LC
188	<i>Phyllocosmus africanus</i>	(Hook.f.) Klotzsch	Ixonanthaceae	LC
189	<i>Picralima nitida</i>	(Stapf) T.Durand & H.Durand	Apocynaceae	NA
190	<i>Piptadeniastrum africanum</i>	(Hook.f.) Brenan	Leguminosae	LC
191	<i>Piptostigma fugax</i>	A. Chev. ex Hutch. & Dalz	Annonaceae	LC
192	<i>Placodiscus boya</i>	Aubrév. & Pellegr.	Sapindaceae	VU
193	<i>Placodiscus pseudostipularis</i>	Radlk.	Sapindaceae	EN
194	<i>Polyalthia oliveri</i>	Engl.	Annonaceae	LC
195	<i>Pouteria altissima</i>	(A.Chev.) Baehni	Sapotaceae	NA
196	<i>Protomegabaria stapfiana</i>	(Beille) Hutch.	Phyllanthaceae	LC
197	<i>Psidium guajava</i>	L.	Myrtaceae	LC
198	<i>Pterygota bequaertii</i>	De Wild.	Malvaceae	VU
199	<i>Pycnanthus angolensis</i>	(Welw.) Warb.	Myristicaceae	LC
200	<i>Rauwolfia vomitoria</i>	Afzel.	Apocynaceae	LC
201	<i>Ricinodendron heudelotii</i>	(Baill.) Heckel	Euphorbiaceae	LC
202	<i>Rinorea convallarioides</i>	Eyles	Violaceae	NA
203	<i>Rinorea longicuspis</i>	Engl.	Violaceae	LC

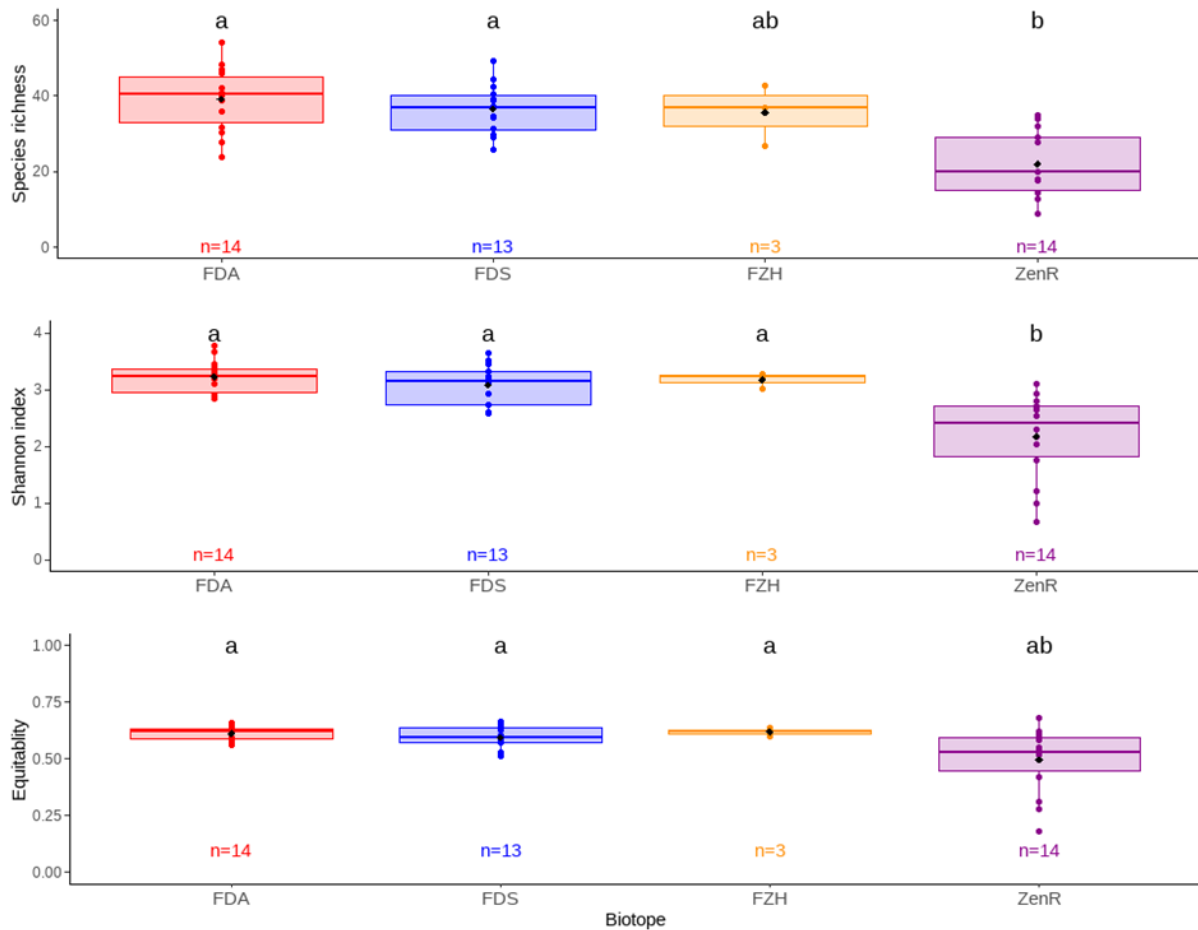
204	<i>Rinorea oblanceolata</i>	Chipp	Violaceae	NA
205	<i>Rinorea oblongifolia</i>	(C.H.Wright) C.Marquand ex Chipp	Violaceae	NA
206	<i>Rothmannia hispida</i>	(K.Schum.) Fagerl.	Rubiaceae	LC
207	<i>Rubiaceae</i>		Rubiaceae	NA
208	<i>Scaphopetalum amoenum</i>	A.Chev.	Malvaceae	LC
209	<i>Schumanniophyton problematicum</i>	(A.Chev.) Aubrév.	Rubiaceae	VU
210	<i>Scottellia chevalieri</i>	Chipp	Achariaceae	LC
211	<i>Scottellia klaineana</i>	Pierre	Achariaceae	LC
212	<i>Scytopetalum tiegbemii</i>	Hutch. & Dalziel	Lecythidaceae	LC
213	<i>Soyauxia floribunda</i>	Hutch.	Peridiscaceae	LC
214	<i>Soyauxia grandifolia</i>	Gilg & Stapf	Peridiscaceae	NA
215	<i>Spathandra blakeoides</i>	(Jacq.-Fél.) Jacq.-Fél.	Melastomataceae	LC
216	<i>Spondianthus preussii</i>	Engl.	Phyllanthaceae	LC
217	<i>Sterculia oblonga</i>	Mast.	Malvaceae	VU
218	<i>Sterculia rhinopetala</i>	K.Schum.	Malvaceae	LC
219	<i>Sterculia tragacantha</i>	Lindl.	Malvaceae	LC
220	<i>sterculiaceae</i>		Sterculiaceae	NA
221	<i>Strephonema pseudocola</i>	A.Chev.	Combretaceae	LC
222	<i>Strombosia pustulata</i>	Oliv.	Olacaceae	LC
223	<i>Symphonia globulifera</i>	L.f.	Clusiaceae	LC
224	<i>Synsepalum afzelii</i>	(Engl.) T.D.Penn.	Sapotaceae	LC
225	<i>Tabernaemontana crassa</i>	Benth.	Apocynaceae	LC
226	<i>Tarrietia utilis</i>	(Sprague) Sprague	Malvaceae	LC

227	<i>Terminalia ivorensis</i>	A.Chev.	Combretaceae	VU
228	<i>Terminalia superba</i>	Engl. & Diels	Combretaceae	NA
229	<i>Tetrorchidium didymostemon</i>	(Baill.) Pax & K.Hoffm.	Euphorbiaceae	LC
230	<i>Theobroma cacao</i>	L.	Malvaceae	NA
231	<i>Treculia africana</i>	Decne. ex Trécul	Moraceae	LC
232	<i>Trichilia megalantha</i>	Harms	Meliaceae	LC
233	<i>Trichilia monadelphica</i>	(Thonn.) J.J.de Wilde	Meliaceae	LC
234	<i>Trichilia prieuriana</i>	A.Juss.	Meliaceae	LC
235	<i>Trichilia tessmannii</i>	Harms	Meliaceae	LC
236	<i>Trichoscypha arborea</i>	(A.Chev.) A.Chev.	Anacardiaceae	LC
237	<i>Trichoscypha beguei</i>	Aubrév. & Pellegr.	Anacardiaceae	LC
238	<i>Trichoscypha lucens</i>	Oliv.	Anacardiaceae	LC
239	<i>Trichoscypha yapoensis</i>	Aubrév. & Pellegr.	Anacardiaceae	LC
240	<i>Triplochiton scleroxylon</i>	K.Schum.	Malvaceae	LC
241	<i>Turraeanthus africana</i>	(Welw. ex C.DC.) Pellegr.	Meliaceae	VU
242	<i>Uapaca corbisieri</i>	De Wild.	Phyllanthaceae	LC
243	<i>Uapaca paludosa</i>	Aubrév. & Leandri	Phyllanthaceae	LC
244	<i>Uvariastrum pierreanum</i>	Engl. & Diels	Annonaceae	LC
245	<i>Uvariopsis guineensis</i>	Keay	Annonaceae	LC
246	<i>Vitex grandifolia</i>	Gürke	Lamiaceae	LC
247	<i>Vitex micrantha</i>	Gürke	Lamiaceae	LC
248	<i>Warneckea guineensis</i>	(Keay) Jacq.-Fél.	Melastomataceae	NA
249	<i>Xylia evansii</i>	Hutch.	Leguminosae	LC
250	<i>Xylopia aethiopica</i>	(Dunal) A.Rich.	Annonaceae	LC

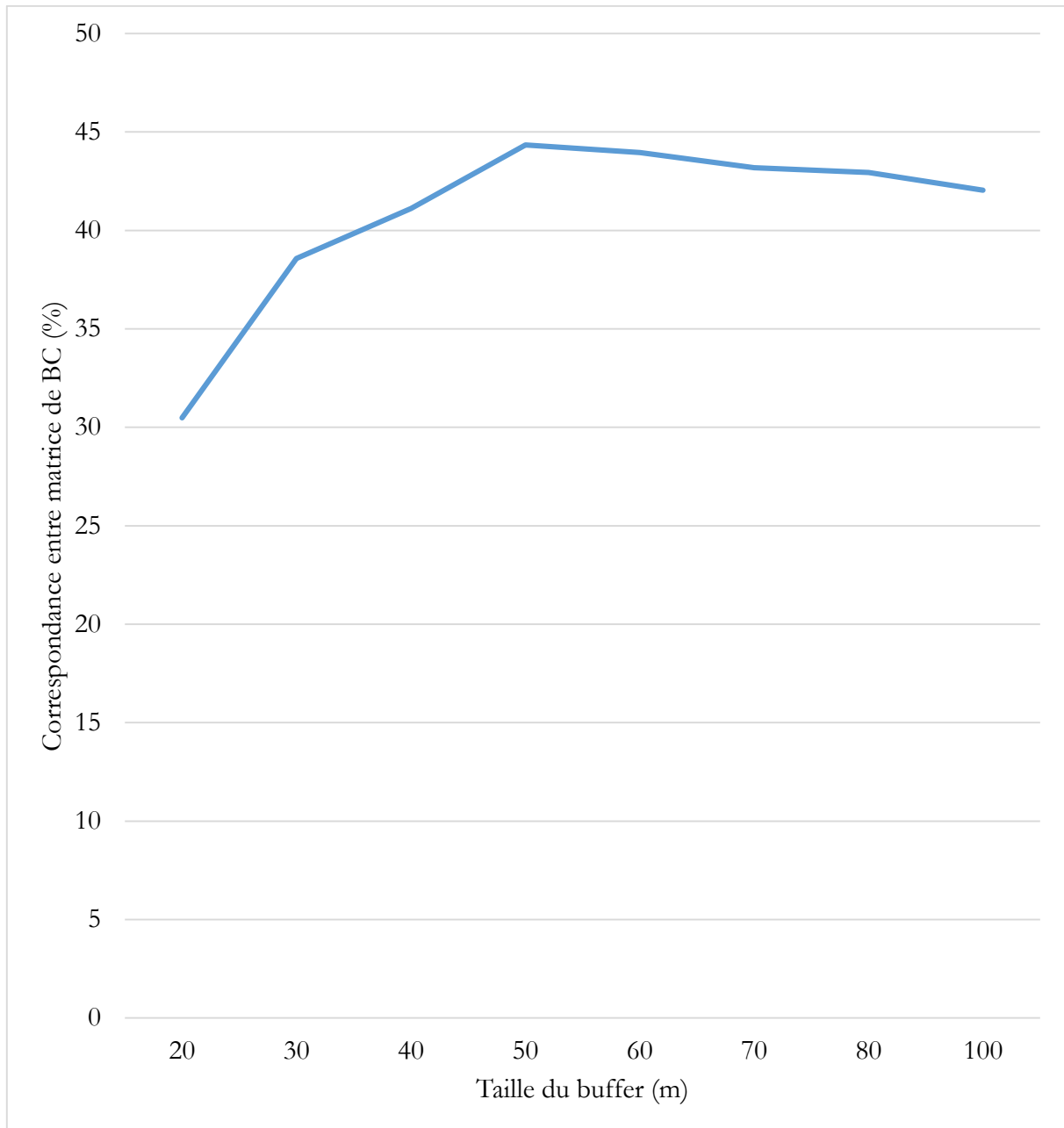
251	<i>Xylopia quintasii</i>	Pierre ex Engl. & Diels	Annonaceae	LC
252	<i>Xylopia rubescens</i>	Oliv.	Annonaceae	LC
253	<i>Xylopia standtii</i>	Engl. & Diels	Annonaceae	LC
254	<i>Xylopia villosa</i>	Chipp	Annonaceae	LC
255	<i>Zanthoxylum gillettii</i>	(De Wild.) P.G.Waterman	Rutaceae	LC

Annexe 3 : Boîtes à moustaches représentant la dispersion des trois indicateurs de biodiversité alpha calculés pour l'ensemble des habitats

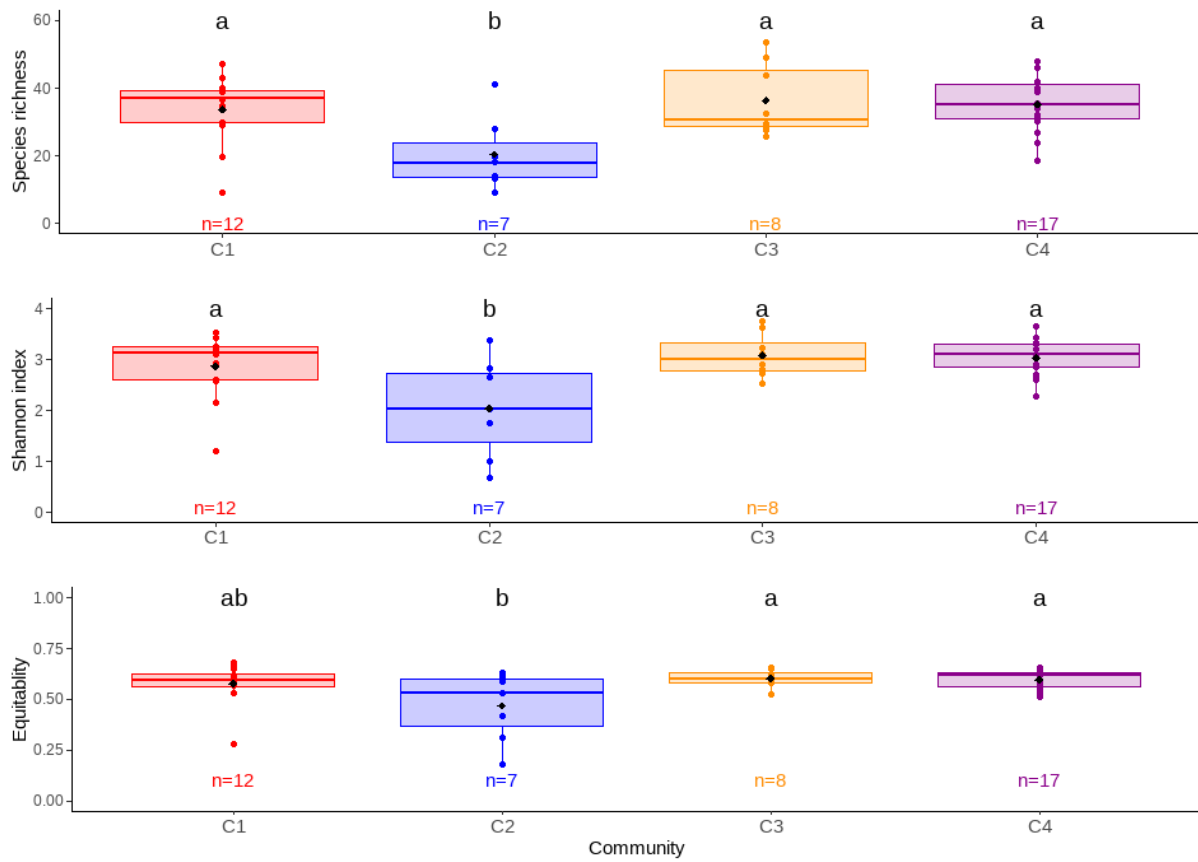
Différentes lettres représentent des différences significatives selon le test post hoc de Tukey calculé avec le package *vegan* de R. Les valeurs suivies par une même lettre ne sont pas significativement différentes au seuil de 5 %. FDA = forêt ancienne ; FDS = forêt secondaire ; FZH = forêt des zones humides, ZenR = zone en régénération.



Annexe 4 : Courbe de l'évolution du score de correspondance entre matrices dissimilarité de Bray-Curtis issues de données terrain et de l'information spectrale en fonction de la taille de buffer à l'aide d'un test de Mantel



Annexe 5 : Boîtes à moustaches représentant la dispersion des trois indicateurs de biodiversité alpha calculés pour l'ensemble des communautés



Annexe 6 : Valeur d'importance de chaque espèce de la communauté 1

species	freque ncy	density	dominan ce	frequenc y.percent	density.pe rcent	dominance .percent	importan ce.value
<i>Cecropia peltata</i>	0,50	0,09	28,04	1,48	9,77	9,32	20,56
<i>Dacryodes klaineana</i>	0,75	0,05	34,92	2,22	5,76	11,60	19,59
<i>Diospyros sanz aminika</i>	0,83	0,06	9,06	2,47	5,84	3,01	11,32
<i>Drypetes aylmeri</i>	0,67	0,05	6,39	1,98	5,43	2,12	9,52
<i>Scaphopetalum amoenum</i>	0,58	0,06	1,97	1,73	6,09	0,65	8,47
<i>Dialium aubrevillei</i>	0,75	0,02	11,86	2,22	2,09	3,94	8,25
<i>Strombosia pustulata</i>	0,75	0,04	5,90	2,22	3,76	1,96	7,94
<i>Canarium schweinfurtii</i>	0,50	0,01	15,59	1,48	1,00	5,18	7,66
<i>Cynometra ananta</i>	0,50	0,02	11,11	1,48	1,92	3,69	7,09
<i>Millettia lane poolei</i>	0,17	0,04	5,43	0,49	4,09	1,81	6,39
<i>Cola chlamydantha</i>	0,67	0,03	2,32	1,98	3,59	0,77	6,34
<i>Cola nitida</i>	0,75	0,02	4,09	2,22	2,25	1,36	5,83
<i>Amphimas pterocarpoides</i>	0,33	0,00	12,55	0,99	0,50	4,17	5,66
<i>Parkia bicolor</i>	0,50	0,01	10,74	1,48	0,58	3,57	5,64

<i>Protomegabaria stapfiana</i>	0,25	0,02	7,13	0,74	2,25	2,37	5,36
<i>Carapa procera</i>	0,25	0,02	7,92	0,74	1,92	2,63	5,29
<i>Cola lateritia</i>	0,58	0,01	6,12	1,73	1,00	2,04	4,77
<i>Scottellia klaineana</i>	0,50	0,01	4,59	1,48	1,17	1,53	4,18
<i>Bussea occidentalis</i>	0,50	0,01	3,79	1,48	1,42	1,26	4,16
<i>Piptadeniastrum africanum</i>	0,17	0,00	8,42	0,49	0,33	2,80	3,63
<i>Placodiscus boya</i>	0,58	0,01	1,27	1,73	1,42	0,42	3,57
<i>Hannoa klaineana</i>	0,50	0,01	3,04	1,48	1,00	1,01	3,49
<i>Baphia nitida</i>	0,58	0,01	0,43	1,73	1,42	0,14	3,29
<i>Anthonotha fragrans</i>	0,42	0,00	4,58	1,23	0,50	1,52	3,26
<i>Diospyros liberiensis</i>	0,42	0,02	1,20	1,23	1,59	0,40	3,22
<i>Memecylon lateriflorum</i>	0,67	0,01	0,62	1,98	0,83	0,21	3,02
<i>Petersianthus macrocarpus</i>	0,42	0,00	4,04	1,23	0,42	1,34	3,00
<i>Pycnanthus angolensis</i>	0,50	0,01	1,71	1,48	0,75	0,57	2,80
<i>Amanoa bracteosa</i>	0,42	0,01	1,09	1,23	1,17	0,36	2,77
<i>Trichilia monadelphba</i>	0,42	0,01	1,51	1,23	0,92	0,50	2,65

<i>Strephonema pseudocola</i>	0,50	0,01	0,96	1,48	0,83	0,32	2,64
<i>Myrianthus libericus</i>	0,25	0,01	1,78	0,74	1,25	0,59	2,58
<i>Ricinodendron heudelotii</i>	0,33	0,00	3,69	0,99	0,33	1,22	2,55
<i>Calpocalyx brevibracteatus</i>	0,17	0,01	3,82	0,49	0,67	1,27	2,43
<i>Napoleonaea vogelii</i>	0,42	0,01	0,37	1,23	1,00	0,12	2,36
<i>Xylopia quintasii</i>	0,50	0,00	0,98	1,48	0,50	0,33	2,31
<i>Maesobotrya barteri</i>	0,50	0,01	0,48	1,48	0,67	0,16	2,31
<i>Vitex micrantha</i>	0,25	0,00	3,95	0,74	0,25	1,31	2,30
<i>Gilbertiodendron limba</i>	0,33	0,01	1,53	0,99	0,75	0,51	2,25
<i>Microdesmis keayana</i>	0,42	0,01	0,31	1,23	0,83	0,10	2,17
<i>Funtumia elastica</i>	0,33	0,00	1,72	0,99	0,50	0,57	2,06
<i>Antiaris toxicaria</i>	0,33	0,00	1,81	0,99	0,42	0,60	2,01
<i>Anthostema aubryanum</i>	0,08	0,00	3,87	0,25	0,42	1,29	1,95
<i>Scytopetalum tieghemii</i>	0,33	0,00	1,05	0,99	0,50	0,35	1,84
<i>Baphia pubescens</i>	0,42	0,00	0,29	1,23	0,50	0,10	1,83

<i>Crudia gabonensis</i>	0,17	0,01	2,21	0,49	0,58	0,73	1,81
<i>Massularia acuminata</i>	0,33	0,01	0,17	0,99	0,67	0,06	1,71
<i>Annickia polycarpa</i>	0,33	0,01	0,35	0,99	0,58	0,12	1,69
<i>Irvingia gabonensis</i>	0,08	0,00	4,00	0,25	0,08	1,33	1,66
<i>Celtis mildbraedii</i>	0,17	0,00	3,00	0,49	0,17	1,00	1,66
<i>Berlinia confusa</i>	0,25	0,00	1,35	0,74	0,42	0,45	1,61
<i>Corynantbe pachyceras</i>	0,33	0,00	0,29	0,99	0,42	0,10	1,50
<i>Garcinia afzelii</i>	0,33	0,00	0,15	0,99	0,42	0,05	1,45
<i>Treculia africana</i>	0,17	0,00	2,12	0,49	0,25	0,71	1,45
<i>Uapaca corbisieri</i>	0,17	0,00	1,83	0,49	0,33	0,61	1,44
<i>Afzelia bella</i>	0,08	0,00	3,18	0,25	0,08	1,06	1,39
<i>Garcinia kola</i>	0,33	0,00	0,17	0,99	0,33	0,06	1,38
<i>Polyalthia oliveri</i>	0,33	0,00	0,12	0,99	0,33	0,04	1,36
<i>Ponteria altissima</i>	0,17	0,01	0,51	0,49	0,67	0,17	1,33
<i>Klainedoxa gabonensis</i>	0,08	0,00	2,69	0,25	0,17	0,89	1,31
<i>Spondianthus preussii</i>	0,17	0,00	0,87	0,49	0,50	0,29	1,28
<i>Parinari excelsa</i>	0,25	0,00	0,45	0,74	0,33	0,15	1,22

<i>Tarrietia utilis</i>	0,08	0,00	1,90	0,25	0,33	0,63	1,21
<i>Alstonia boonei</i>	0,25	0,00	0,66	0,74	0,25	0,22	1,21
<i>Musanga cecropioides</i>	0,17	0,00	1,38	0,49	0,25	0,46	1,20
<i>Tabernaemontana crassa</i>	0,25	0,00	0,34	0,74	0,33	0,11	1,19
<i>Monodora myristica</i>	0,25	0,00	0,54	0,74	0,25	0,18	1,17
<i>Beilschmiedia mannii</i>	0,08	0,00	1,44	0,25	0,42	0,48	1,14
<i>Diospyros soubreana</i>	0,25	0,00	0,34	0,74	0,25	0,11	1,10
<i>Berlinia occidentalis</i>	0,08	0,00	1,79	0,25	0,25	0,60	1,09
<i>Allanblackia floribunda</i>	0,17	0,00	1,02	0,49	0,25	0,34	1,08
<i>Margaritaria discoidea</i>	0,17	0,00	0,79	0,49	0,25	0,26	1,01
<i>Pentaclethra macrophylla</i>	0,08	0,00	1,96	0,25	0,08	0,65	0,98
<i>Ceiba pentandra</i>	0,17	0,00	0,71	0,49	0,25	0,24	0,98
<i>Hymenostegia afzelii</i>	0,08	0,00	0,69	0,25	0,50	0,23	0,98
<i>Gluema ivorensis</i>	0,08	0,00	1,92	0,25	0,08	0,64	0,97
<i>Trichilia megalantha</i>	0,08	0,00	1,16	0,25	0,25	0,39	0,88
<i>Trichoscypha lucens</i>	0,17	0,00	0,63	0,49	0,17	0,21	0,87

<i>Diospyros beudelotii</i>	0,17	0,00	0,56	0,49	0,17	0,18	0,85
<i>Anopyxis klaineana</i>	0,17	0,00	0,21	0,49	0,25	0,07	0,81
<i>Nauclea diderrichii</i>	0,08	0,00	1,44	0,25	0,08	0,48	0,81
<i>Coula edulis</i>	0,17	0,00	0,19	0,49	0,25	0,06	0,81
<i>Mareya micrantha</i>	0,17	0,00	0,15	0,49	0,25	0,05	0,80
<i>Discoglypemma caloneura</i>	0,17	0,00	0,15	0,49	0,25	0,05	0,79
<i>Mischogyne elliotiana</i>	0,17	0,00	0,14	0,49	0,25	0,05	0,79
<i>Trichilia prieuriana</i>	0,17	0,00	0,12	0,49	0,25	0,04	0,78
<i>Fleroya ledermannii</i>	0,08	0,00	0,88	0,25	0,17	0,29	0,71
<i>Diospyros manii</i>	0,17	0,00	0,09	0,49	0,17	0,03	0,69
<i>Macaranga barteri</i>	0,17	0,00	0,07	0,49	0,17	0,02	0,69
<i>Desplatsia chrysochlamys</i>	0,17	0,00	0,05	0,49	0,17	0,02	0,68
<i>Uvariopsis guineensis</i>	0,17	0,00	0,03	0,49	0,17	0,01	0,67
<i>Inc1_p6</i>	0,08	0,00	0,74	0,25	0,17	0,25	0,66
<i>Okoubaka aubrevillei</i>	0,08	0,00	0,95	0,25	0,08	0,31	0,64

<i>Inc_38</i>	0,08	0,00	0,94	0,25	0,08	0,31	0,64
<i>Chrysophyllum africanum</i>	0,08	0,00	0,42	0,25	0,25	0,14	0,64
<i>Cynometra megalophylla</i>	0,08	0,00	0,56	0,25	0,17	0,19	0,60
<i>Leptaulus daphnoides</i>	0,08	0,00	0,54	0,25	0,17	0,18	0,59
<i>Bridelia grandis</i>	0,08	0,00	0,77	0,25	0,08	0,25	0,58
<i>Cleistopobolis patens</i>	0,08	0,00	0,77	0,25	0,08	0,25	0,58
<i>Pancovia turbinata</i>	0,08	0,00	0,24	0,25	0,25	0,08	0,58
<i>Lecaniodiscus cupanioides</i>	0,08	0,00	0,46	0,25	0,17	0,15	0,57
<i>Milicia regia</i>	0,08	0,00	0,68	0,25	0,08	0,23	0,56
<i>Tetrorchidium didymostemon</i>	0,08	0,00	0,12	0,25	0,25	0,04	0,54
<i>Inc_43</i>	0,08	0,00	0,37	0,25	0,17	0,12	0,54
<i>Millettia zechiana</i>	0,08	0,00	0,11	0,25	0,25	0,04	0,53
<i>Piptostigma fugax</i>	0,08	0,00	0,11	0,25	0,25	0,04	0,53
<i>Diospyros sp</i>	0,08	0,00	0,25	0,25	0,17	0,08	0,50
<i>Marantbes aubrevillei</i>	0,08	0,00	0,16	0,25	0,17	0,05	0,47
<i>Symphonia globulifera</i>	0,08	0,00	0,14	0,25	0,17	0,05	0,46
<i>Inc_37</i>	0,08	0,00	0,34	0,25	0,08	0,11	0,44

<i>Akodjowombi(nom local)</i>	0,08	0,00	0,33	0,25	0,08	0,11	0,44
<i>Macaranga burifolia</i>	0,08	0,00	0,08	0,25	0,17	0,03	0,44
<i>Newtonia duparquetiana</i>	0,08	0,00	0,05	0,25	0,17	0,02	0,43
<i>Xylopia rubescens</i>	0,08	0,00	0,28	0,25	0,08	0,09	0,42
<i>Memecylon afzelii</i>	0,08	0,00	0,18	0,25	0,08	0,06	0,39
<i>Inc1_p28</i>	0,08	0,00	0,17	0,25	0,08	0,06	0,39
<i>Trichoscypha yapoensis</i>	0,08	0,00	0,17	0,25	0,08	0,06	0,39
<i>Inc2_p27</i>	0,08	0,00	0,16	0,25	0,08	0,05	0,38
<i>Inc_31</i>	0,08	0,00	0,15	0,25	0,08	0,05	0,38
<i>Nesogordonia papaverifera</i>	0,08	0,00	0,15	0,25	0,08	0,05	0,38
<i>Inc_21</i>	0,08	0,00	0,14	0,25	0,08	0,05	0,38
<i>Inc2_p13</i>	0,08	0,00	0,13	0,25	0,08	0,04	0,37
<i>Entandrophragma angolense</i>	0,08	0,00	0,13	0,25	0,08	0,04	0,37
<i>Xylia evansii</i>	0,08	0,00	0,12	0,25	0,08	0,04	0,37
<i>Inc_50</i>	0,08	0,00	0,11	0,25	0,08	0,04	0,37
<i>Ficus exasperata</i>	0,08	0,00	0,11	0,25	0,08	0,04	0,37
<i>Rinorea oblongifolia</i>	0,08	0,00	0,10	0,25	0,08	0,03	0,36

<i>Baphia capparidifolia</i>	0,08	0,00	0,09	0,25	0,08	0,03	0,36
<i>Gilbertiodendron dewevrei</i>	0,08	0,00	0,08	0,25	0,08	0,03	0,36
<i>Turraeanthus africana</i>	0,08	0,00	0,08	0,25	0,08	0,03	0,36
<i>Uapaca paludosa</i>	0,08	0,00	0,07	0,25	0,08	0,02	0,35
<i>Distemonanthus benthamianus</i>	0,08	0,00	0,05	0,25	0,08	0,02	0,35
<i>Lanea welwitschii</i>	0,08	0,00	0,05	0,25	0,08	0,02	0,35
<i>Sterculia oblonga</i>	0,08	0,00	0,05	0,25	0,08	0,02	0,35
<i>Uvariastrum pierreanum</i>	0,08	0,00	0,04	0,25	0,08	0,01	0,34
<i>Funtumia africana</i>	0,08	0,00	0,04	0,25	0,08	0,01	0,34
<i>Schumanniophyton problematicum</i>	0,08	0,00	0,04	0,25	0,08	0,01	0,34
<i>Guarea cedrata</i>	0,08	0,00	0,03	0,25	0,08	0,01	0,34
<i>Hunteria umbellata</i>	0,08	0,00	0,03	0,25	0,08	0,01	0,34
<i>Vitex grandifolia</i>	0,08	0,00	0,03	0,25	0,08	0,01	0,34
<i>Garcinia gnetoides</i>	0,08	0,00	0,03	0,25	0,08	0,01	0,34
<i>Rinorea oblanceolata</i>	0,08	0,00	0,02	0,25	0,08	0,01	0,34

<i>Entandrophragm a utile</i>	0,08	0,00	0,02	0,25	0,08	0,01	0,34
<i>Trichilia tessmannii</i>	0,08	0,00	0,02	0,25	0,08	0,01	0,34
<i>Xylopia villosa</i>	0,08	0,00	0,02	0,25	0,08	0,01	0,34
<i>Inc_44</i>	0,08	0,00	0,02	0,25	0,08	0,01	0,34
<i>Inc1_p18</i>	0,08	0,00	0,02	0,25	0,08	0,01	0,34
<i>Albizia zygia</i>	0,08	0,00	0,02	0,25	0,08	0,01	0,34
<i>Cola caricifolia</i>	0,08	0,00	0,02	0,25	0,08	0,01	0,34
<i>Myrianthus arboreus</i>	0,08	0,00	0,02	0,25	0,08	0,01	0,34
<i>Rauwolfia vomitoria</i>	0,08	0,00	0,02	0,25	0,08	0,01	0,34

Annexe 7 : Valeur d'importance de chaque espèce de la communauté 2

species	freque ncy	densi ty	domina nce	frequency.p ercent	density.pe rcent	dominance.p ercent	importance. value
<i>Cecropia peltata</i>	0,57	0,18	35,31	2,80	36,96	21,63	61,40
<i>Gluema ivorensis</i>	0,57	0,02	38,75	2,80	4,79	23,74	31,32
<i>Fleroya ledermannii</i>	0,43	0,05	15,31	2,10	10,89	9,38	22,37
<i>Cynometra ananta</i>	0,57	0,00	7,53	2,80	0,66	4,61	8,07
<i>Drypetes aylmeri</i>	0,57	0,01	2,87	2,80	2,81	1,76	7,36
<i>Terminalia superba</i>	0,29	0,01	5,21	1,40	1,32	3,19	5,91
<i>Cola nitida</i>	0,43	0,00	4,88	2,10	0,83	2,99	5,91
<i>Hannoa klaineana</i>	0,43	0,01	3,40	2,10	1,65	2,08	5,83
<i>Musanga cecropioides</i>	0,43	0,01	3,02	2,10	1,82	1,85	5,76
<i>Macaranga barteri</i>	0,57	0,01	0,58	2,80	2,31	0,36	5,46
<i>Strephonem a pseudocola</i>	0,14	0,00	6,47	0,70	0,66	3,97	5,33
<i>Allanblack ia floribunda</i>	0,29	0,00	3,54	1,40	0,83	2,17	4,39

<i>Dacryodes klaineana</i>	0,57	0,00	0,63	2,80	0,83	0,39	4,01
<i>Irvingia gabonensis</i>	0,14	0,00	5,06	0,70	0,17	3,10	3,97
<i>Trichilia monadelph</i> <i>a</i>	0,57	0,00	0,38	2,80	0,83	0,23	3,86
<i>Gilbertiodes</i> <i>ndron</i> <i>limba</i>	0,14	0,01	2,37	0,70	1,65	1,45	3,80
<i>Amanoa bracteosa</i>	0,43	0,01	0,50	2,10	1,32	0,30	3,72
<i>Tetrorchidium</i> <i>um</i> <i>didymostem</i> <i>on</i>	0,43	0,01	0,34	2,10	1,32	0,21	3,63
<i>Vitex micrantha</i>	0,43	0,00	1,31	2,10	0,50	0,80	3,40
<i>Scottellia klaineana</i>	0,29	0,00	1,79	1,40	0,83	1,09	3,32
<i>Anthocleista</i> <i>a</i> <i>djalonensis</i>	0,29	0,01	0,28	1,40	1,65	0,17	3,22
<i>Strombosia pustulata</i>	0,29	0,01	0,69	1,40	1,16	0,42	2,98
<i>Ricinodendron</i> <i>hendelotii</i>	0,29	0,00	2,03	1,40	0,33	1,25	2,97
<i>Maesobotrya barteri</i>	0,29	0,01	0,42	1,40	1,16	0,26	2,81

<i>Funtumia elastica</i>	0,29	0,00	1,04	1,40	0,66	0,64	2,70
<i>Napoleonaea vogelii</i>	0,29	0,00	0,50	1,40	0,99	0,30	2,69
<i>Baphia pubescens</i>	0,43	0,00	0,14	2,10	0,50	0,09	2,68
<i>Amphimas pterocarpoides</i>	0,43	0,00	0,07	2,10	0,50	0,04	2,64
<i>Klainedoxa gabonensis</i>	0,29	0,00	1,19	1,40	0,50	0,73	2,62
<i>Anthocleista vogelii</i>	0,14	0,01	0,82	0,70	1,32	0,50	2,52
<i>Gilbertiodendron splendidum</i>	0,29	0,00	0,72	1,40	0,66	0,44	2,50
<i>Bridelia grandis</i>	0,14	0,00	1,50	0,70	0,83	0,92	2,45
<i>Protomegabaria stapfiana</i>	0,29	0,00	0,60	1,40	0,66	0,36	2,42
<i>Uapaca corbisieri</i>	0,29	0,00	0,30	1,40	0,83	0,18	2,41
<i>Anthocleista nobilis</i>	0,14	0,00	1,52	0,70	0,66	0,93	2,29
<i>Diospyros sanzaminika</i>	0,14	0,01	0,52	0,70	1,16	0,32	2,18
<i>Ficus sur</i>	0,14	0,01	0,20	0,70	1,32	0,12	2,14

<i>Pentaclethra macrophylla</i>	0,14	0,00	1,60	0,70	0,33	0,98	2,01
<i>Macaranga burifolia</i>	0,29	0,00	0,14	1,40	0,50	0,09	1,98
<i>Rauwolfia vomitoria</i>	0,29	0,00	0,13	1,40	0,50	0,08	1,98
<i>Bombax buonopozense</i>	0,14	0,00	1,53	0,70	0,33	0,93	1,96
<i>Tarrietia utilis</i>	0,14	0,00	1,30	0,70	0,33	0,80	1,83
<i>Monodora myristica</i>	0,29	0,00	0,14	1,40	0,33	0,08	1,81
<i>Symphonia globulifera</i>	0,29	0,00	0,14	1,40	0,33	0,08	1,81
<i>Baphia nitida</i>	0,29	0,00	0,11	1,40	0,33	0,07	1,80
<i>Cola chlamydantiba</i>	0,29	0,00	0,11	1,40	0,33	0,07	1,80
<i>Scytopetalum tieghemii</i>	0,29	0,00	0,10	1,40	0,33	0,06	1,79
<i>Spondianthus preussii</i>	0,14	0,00	0,93	0,70	0,50	0,57	1,76
<i>Trichilia megalantha</i>	0,29	0,00	0,05	1,40	0,33	0,03	1,76
<i>Ceiba pentandra</i>	0,14	0,00	1,14	0,70	0,17	0,70	1,56

<i>Margaritaria discoidea</i>	0,14	0,00	0,14	0,70	0,66	0,09	1,45
<i>Nauclea diderrichii</i>	0,14	0,00	0,36	0,70	0,50	0,22	1,41
<i>Alstonia boonei</i>	0,14	0,00	0,51	0,70	0,33	0,31	1,34
<i>Ficus vogeliana</i>	0,14	0,00	0,10	0,70	0,50	0,06	1,26
<i>Xylopia quintasii</i>	0,14	0,00	0,06	0,70	0,50	0,04	1,23
<i>Petersianthus macrocarpus</i>	0,14	0,00	0,54	0,70	0,17	0,33	1,19
<i>Myrianthus arboreus</i>	0,14	0,00	0,46	0,70	0,17	0,28	1,15
<i>Anthostema aubryanum</i>	0,14	0,00	0,17	0,70	0,33	0,10	1,13
<i>Harungana madagascariensis</i>	0,14	0,00	0,05	0,70	0,33	0,03	1,06
<i>Mangifera indica</i>	0,14	0,00	0,04	0,70	0,33	0,03	1,06
<i>Hymenostegia afzelii</i>	0,14	0,00	0,31	0,70	0,17	0,19	1,05
<i>Canarium schweinfurtii</i>	0,14	0,00	0,30	0,70	0,17	0,18	1,05

<i>Anthonoth a fragrans</i>	0,14	0,00	0,11	0,70	0,17	0,06	0,93
<i>Aptandra zenkeri</i>	0,14	0,00	0,10	0,70	0,17	0,06	0,93
<i>Diospyros viridicans</i>	0,14	0,00	0,09	0,70	0,17	0,06	0,92
<i>Mammea africana</i>	0,14	0,00	0,08	0,70	0,17	0,05	0,91
<i>Marantbes glabra</i>	0,14	0,00	0,07	0,70	0,17	0,05	0,91
<i>Albizia zygia</i>	0,14	0,00	0,06	0,70	0,17	0,04	0,90
<i>Cleistopholi s patens</i>	0,14	0,00	0,05	0,70	0,17	0,03	0,90
<i>Discoglypre mna caloneura</i>	0,14	0,00	0,05	0,70	0,17	0,03	0,90
<i>Nauclea pobeguinii</i>	0,14	0,00	0,04	0,70	0,17	0,02	0,89
<i>Daniellia thurifera</i>	0,14	0,00	0,04	0,70	0,17	0,02	0,89
<i>Rothmanni a hispida</i>	0,14	0,00	0,03	0,70	0,17	0,02	0,88
<i>Beilschmied ia mannii</i>	0,14	0,00	0,03	0,70	0,17	0,02	0,88
<i>Soyauxia floribunda</i>	0,14	0,00	0,03	0,70	0,17	0,02	0,88
<i>Omphaloca rpum abia</i>	0,14	0,00	0,03	0,70	0,17	0,02	0,88

<i>Spathandra blakeoides</i>	0,14	0,00	0,03	0,70	0,17	0,02	0,88
<i>Millettia zechiana</i>	0,14	0,00	0,02	0,70	0,17	0,01	0,88
<i>Coula edulis</i>	0,14	0,00	0,02	0,70	0,17	0,01	0,88
<i>Milicia excelsa</i>	0,14	0,00	0,02	0,70	0,17	0,01	0,88
<i>Warneckea guineensis</i>	0,14	0,00	0,02	0,70	0,17	0,01	0,88
<i>Myrianthus libericus</i>	0,14	0,00	0,02	0,70	0,17	0,01	0,87
<i>Mareya micrantha</i>	0,14	0,00	0,02	0,70	0,17	0,01	0,87

Annexe 8 : Valeur d'importance de chaque espèce de la communauté 3

species	freque ncy	densit y	domin ance	frequency.p ercent	density.p ercent	dominance. percent	importanc e.value
<i>Trichilia monadelpha</i>	0,88	0,04	7,89	2,41	5,78	4,42	12,61
<i>Musanga cecropioides</i>	0,25	0,04	9,43	0,69	5,31	5,28	11,28
<i>Coula edulis</i>	0,50	0,01	14,80	1,37	1,30	8,29	10,97
<i>Cecropia peltata</i>	0,88	0,03	4,63	2,41	4,01	2,60	9,01
<i>Pycnanthus angolensis</i>	0,75	0,02	6,51	2,06	2,36	3,65	8,07
<i>Drypetes aylmeri</i>	0,63	0,03	3,39	1,72	3,77	1,90	7,39
<i>Funtumia elastica</i>	0,63	0,02	3,50	1,72	3,66	1,96	7,34
<i>Cola cblamydantha</i>	0,63	0,02	2,20	1,72	3,42	1,23	6,37
<i>Diospyros sanza-minika</i>	0,75	0,02	3,43	2,06	2,24	1,92	6,23
<i>Parkia bicolor</i>	0,75	0,01	4,47	2,06	1,53	2,50	6,10
<i>Cleistopholis patens</i>	0,38	0,00	7,85	1,03	0,59	4,40	6,02
<i>Dialium aubrevillei</i>	0,75	0,01	4,04	2,06	1,30	2,26	5,62
<i>Berlinia confusa</i>	0,63	0,01	3,24	1,72	2,00	1,82	5,54

<i>Rauwolfia vomitoria</i>	0,38	0,03	1,31	1,03	3,77	0,73	5,54
<i>Hannoa klaineana</i>	0,88	0,01	1,92	2,41	1,89	1,08	5,37
<i>Crudia gabonensis</i>	0,50	0,01	4,31	1,37	1,53	2,42	5,32
<i>Strombosia pustulata</i>	0,75	0,01	2,22	2,06	1,89	1,25	5,19
<i>Macaranga barteri</i>	0,63	0,02	1,40	1,72	2,59	0,78	5,09
<i>Protomegabaria stapfiana</i>	0,13	0,01	5,10	0,34	1,77	2,86	4,97
<i>Distemonanthus benthamianus</i>	0,38	0,00	6,33	1,03	0,35	3,54	4,93
<i>Scaphopetalum amoenum</i>	0,25	0,02	1,01	0,69	3,42	0,56	4,67
<i>Erythrophleum ivorense</i>	0,13	0,00	6,89	0,34	0,12	3,86	4,32
<i>Myrianthus libericus</i>	0,50	0,01	2,10	1,37	1,65	1,18	4,20
<i>Ricinodendron heudelotii</i>	0,63	0,00	2,99	1,72	0,71	1,67	4,10
<i>Scottellia chevalieri</i>	0,50	0,01	2,44	1,37	1,30	1,37	4,04
<i>Dacryodes klaineana</i>	0,63	0,01	1,77	1,72	1,30	0,99	4,01
<i>Entandrophragma angolense</i>	0,50	0,01	2,93	1,37	0,94	1,64	3,96
<i>Albizia zygia</i>	0,50	0,01	2,06	1,37	1,42	1,16	3,95

<i>Margaritaria discoidea</i>	0,50	0,01	2,24	1,37	1,30	1,26	3,93
<i>Cynometra ananta</i>	0,25	0,00	4,88	0,69	0,35	2,74	3,78
<i>Myrianthus arboreus</i>	0,13	0,01	3,34	0,34	1,30	1,87	3,51
<i>Cola lateritia</i>	0,38	0,00	2,99	1,03	0,71	1,68	3,42
<i>Alstonia boonei</i>	0,50	0,01	1,53	1,37	0,94	0,86	3,17
<i>Maesobotrya barteri</i>	0,50	0,01	0,82	1,37	1,30	0,46	3,13
<i>Anthonotha fragrans</i>	0,38	0,00	2,93	1,03	0,35	1,64	3,02
<i>Uapaca corbisieri</i>	0,50	0,01	1,31	1,37	0,83	0,73	2,93
<i>Gluema ivorensis</i>	0,13	0,00	3,04	0,34	0,47	1,71	2,52
<i>Tetrorchidium didymostemon</i>	0,25	0,01	0,60	0,69	1,42	0,34	2,44
<i>Milicia excelsa</i>	0,38	0,00	1,41	1,03	0,59	0,79	2,41
<i>Lanea welwitschii</i>	0,38	0,01	0,98	1,03	0,83	0,55	2,41
<i>Napoleonaea vogelii</i>	0,50	0,00	0,27	1,37	0,71	0,15	2,23
<i>Cola nitida</i>	0,38	0,00	0,95	1,03	0,59	0,53	2,15
<i>Annickia polycarpa</i>	0,38	0,00	0,84	1,03	0,59	0,47	2,09
<i>Tarrietia utilis</i>	0,38	0,00	1,01	1,03	0,47	0,57	2,07

<i>Mareya micrantha</i>	0,38	0,01	0,27	1,03	0,83	0,15	2,01
<i>Ficus sur</i>	0,38	0,00	0,33	1,03	0,71	0,18	1,92
<i>Aidia genipiflora</i>	0,25	0,00	1,33	0,69	0,47	0,74	1,90
<i>Zantboxylum gillettii</i>	0,25	0,00	0,70	0,69	0,71	0,39	1,79
<i>Bombax buonopozense</i>	0,13	0,00	2,33	0,34	0,12	1,30	1,76
<i>Canarium schweinfurtii</i>	0,38	0,00	0,44	1,03	0,47	0,25	1,75
<i>Turraeanthus africana</i>	0,13	0,01	1,02	0,34	0,83	0,57	1,74
<i>Carapa procera</i>	0,25	0,00	0,62	0,69	0,71	0,35	1,74
<i>Baphia nitida</i>	0,25	0,01	0,18	0,69	0,94	0,10	1,73
<i>Amanoa bracteosa</i>	0,25	0,00	0,56	0,69	0,71	0,32	1,71
<i>Xylopia quintasii</i>	0,38	0,00	0,14	1,03	0,59	0,08	1,70
<i>Synsepalum afzelii</i>	0,25	0,00	1,37	0,69	0,24	0,77	1,69
<i>Scytopetalum tieghemii</i>	0,25	0,00	0,85	0,69	0,47	0,47	1,63
<i>Bridelia grandis</i>	0,13	0,01	0,81	0,34	0,83	0,45	1,62
<i>Anopyxis klaineana</i>	0,38	0,00	0,36	1,03	0,35	0,20	1,59
<i>Piptadeniastrum africanum</i>	0,25	0,00	0,95	0,69	0,35	0,53	1,58

<i>Psidium guajava</i>	0,13	0,01	0,53	0,34	0,83	0,30	1,47
<i>Omphalocarpum abia</i>	0,13	0,00	1,79	0,34	0,12	1,00	1,46
<i>Albizia adianthifolia</i>	0,13	0,00	0,90	0,34	0,59	0,51	1,44
<i>Macaranga burifolia</i>	0,25	0,00	0,29	0,69	0,59	0,16	1,44
<i>Trichoscypha beguei</i>	0,13	0,00	0,70	0,34	0,59	0,39	1,33
<i>Desplatsia chrysochlamys</i>	0,25	0,00	0,24	0,69	0,47	0,14	1,30
<i>Diospyros liberiensis</i>	0,25	0,00	0,63	0,69	0,24	0,35	1,28
<i>Monodora myristica</i>	0,25	0,00	0,41	0,69	0,35	0,23	1,27
<i>Anthocheista vogelii</i>	0,13	0,00	0,35	0,34	0,71	0,20	1,25
<i>Lophira alata</i>	0,25	0,00	0,35	0,69	0,35	0,19	1,24
<i>Bussea occidentalis</i>	0,25	0,00	0,55	0,69	0,24	0,31	1,23
<i>Fleroya ledermannii</i>	0,13	0,00	0,18	0,34	0,71	0,10	1,15
<i>Sterculia oblonga</i>	0,25	0,00	0,40	0,69	0,24	0,23	1,15
Inc1_p10	0,13	0,00	1,00	0,34	0,24	0,56	1,14
<i>Klainedoxa gabonensis</i>	0,25	0,00	0,27	0,69	0,24	0,15	1,08

<i>Discoglypemma caloneura</i>	0,25	0,00	0,27	0,69	0,24	0,15	1,08
<i>Ceiba pentandra</i>	0,25	0,00	0,23	0,69	0,24	0,13	1,05
<i>Petersianthus macrocarpus</i>	0,25	0,00	0,16	0,69	0,24	0,09	1,02
<i>Strephonema pseudocola</i>	0,25	0,00	0,11	0,69	0,24	0,06	0,99
<i>Terminalia superba</i>	0,13	0,00	0,51	0,34	0,35	0,29	0,98
<i>Ficus exasperata</i>	0,25	0,00	0,08	0,69	0,24	0,05	0,97
<i>Omphalocarpum elatum</i>	0,13	0,00	0,90	0,34	0,12	0,51	0,97
<i>Polyalthia oliveri</i>	0,13	0,00	0,21	0,34	0,47	0,12	0,93
<i>Tabernaemontana crassa</i>	0,13	0,00	0,20	0,34	0,47	0,11	0,93
<i>Schumanniophyton problematicum</i>	0,13	0,00	0,16	0,34	0,47	0,09	0,90
<i>Gilbertiodendron splendidum</i>	0,13	0,00	0,30	0,34	0,35	0,17	0,87
Inc1_p45	0,13	0,00	0,66	0,34	0,12	0,37	0,83
<i>Diospyros mannii</i>	0,13	0,00	0,17	0,34	0,35	0,10	0,79
Inc1_p12	0,13	0,00	0,31	0,34	0,24	0,17	0,75
<i>Guarea cedrata</i>	0,13	0,00	0,51	0,34	0,12	0,29	0,75

<i>Mannia simarubopsis</i>	0,13	0,00	0,39	0,34	0,12	0,22	0,68
<i>Triplochiton scleroxylon</i>	0,13	0,00	0,12	0,34	0,24	0,07	0,65
<i>Allanblackia floribunda</i>	0,13	0,00	0,04	0,34	0,24	0,02	0,60
<i>Trichoscypha lucens</i>	0,13	0,00	0,04	0,34	0,24	0,02	0,60
<i>Calpocalyx brevibracteatus</i>	0,13	0,00	0,24	0,34	0,12	0,14	0,60
<i>Rubiacee</i>	0,13	0,00	0,23	0,34	0,12	0,13	0,59
<i>Octoknema borealis</i>	0,13	0,00	0,23	0,34	0,12	0,13	0,59
<i>Diospyros canaliculata</i>	0,13	0,00	0,22	0,34	0,12	0,12	0,58
<i>Ongokea gore</i>	0,13	0,00	0,21	0,34	0,12	0,12	0,58
<i>Anthostema aubryanum</i>	0,13	0,00	0,18	0,34	0,12	0,10	0,56
<i>Trichilia megalantha</i>	0,13	0,00	0,16	0,34	0,12	0,09	0,55
<i>Anthocleista djalonensis</i>	0,13	0,00	0,14	0,34	0,12	0,08	0,54
<i>Terminalia ivorensis</i>	0,13	0,00	0,12	0,34	0,12	0,07	0,53
<i>Chrysophyllum pruniforme</i>	0,13	0,00	0,11	0,34	0,12	0,06	0,52
<i>Harungana madagascariensis</i>	0,13	0,00	0,08	0,34	0,12	0,04	0,50

<i>Xylopi</i> <i>villosa</i>	0,13	0,00	0,07	0,34	0,12	0,04	0,50
<i>Xylia</i> <i>evansii</i>	0,13	0,00	0,07	0,34	0,12	0,04	0,50
<i>Millettia</i> <i>zechiana</i>	0,13	0,00	0,06	0,34	0,12	0,04	0,50
<i>Parinari</i> <i>excelsa</i>	0,13	0,00	0,06	0,34	0,12	0,03	0,49
<i>Okoubaka</i> <i>aubrevillei</i>	0,13	0,00	0,06	0,34	0,12	0,03	0,49
<i>Baphia</i> <i>pubescens</i>	0,13	0,00	0,05	0,34	0,12	0,03	0,49
<i>Diospyros</i> <i>sp</i>	0,13	0,00	0,05	0,34	0,12	0,03	0,49
<i>Hymenostegia</i> <i>afzelii</i>	0,13	0,00	0,04	0,34	0,12	0,02	0,48
<i>Buchholzia</i> <i>coriacea</i>	0,13	0,00	0,04	0,34	0,12	0,02	0,48
<i>Diospyros</i> <i>soubreana</i>	0,13	0,00	0,04	0,34	0,12	0,02	0,48
<i>Pentaclethra</i> <i>macrophylla</i>	0,13	0,00	0,04	0,34	0,12	0,02	0,48
<i>Gilbertiodendro</i> <i>n limba</i>	0,13	0,00	0,04	0,34	0,12	0,02	0,48
<i>Corynanthe</i> <i>pachyceras</i>	0,13	0,00	0,04	0,34	0,12	0,02	0,48
<i>Hymenostegia</i> <i>aubrevillei</i>	0,13	0,00	0,04	0,34	0,12	0,02	0,48
<i>Symphonia</i> <i>globulifera</i>	0,13	0,00	0,03	0,34	0,12	0,02	0,48
<i>sterculiace</i>	0,13	0,00	0,03	0,34	0,12	0,02	0,48

<i>Cola digitata</i>	0,13	0,00	0,03	0,34	0,12	0,02	0,48
<i>Maesopsis emini</i>	0,13	0,00	0,03	0,34	0,12	0,01	0,48
<i>Cola caricifolia</i>	0,13	0,00	0,03	0,34	0,12	0,01	0,48
<i>Nauclea diderrichii</i>	0,13	0,00	0,02	0,34	0,12	0,01	0,47
<i>Beilschmiedia mannii</i>	0,13	0,00	0,02	0,34	0,12	0,01	0,47
<i>Blighia welwitschii</i>	0,13	0,00	0,02	0,34	0,12	0,01	0,47
<i>Garcinia kola</i>	0,13	0,00	0,02	0,34	0,12	0,01	0,47
<i>Homalium le- testui</i>	0,13	0,00	0,02	0,34	0,12	0,01	0,47
<i>Vitex micrantha</i>	0,13	0,00	0,02	0,34	0,12	0,01	0,47
<i>Massularia acuminata</i>	0,13	0,00	0,02	0,34	0,12	0,01	0,47
<i>Sterculia tragacantha</i>	0,13	0,00	0,02	0,34	0,12	0,01	0,47

Annexe 9 : Valeur d'importance de chaque espèce de la communauté 4

species	freque ncy	densit y	domina nce	frequency. percent	density.p ercent	dominanc e.percent	importanc e.value
<i>Cynometra ananta</i>	0,82	0,04	60,82	2,34	3,15	12,30	17,78
<i>Drypetes aylmeri</i>	0,76	0,13	18,95	2,17	9,38	3,83	15,38
<i>Protomegabaria stapfiana</i>	0,71	0,07	24,02	2,00	4,99	4,86	11,85
<i>Gluea ivorensis</i>	0,41	0,03	39,52	1,17	2,26	7,99	11,41
<i>Dialium aubrevillei</i>	0,71	0,03	27,96	2,00	2,14	5,65	9,79
<i>Amanoa bracteosa</i>	0,71	0,05	9,36	2,00	4,04	1,89	7,93
<i>Dacryodes klaineana</i>	0,82	0,03	11,41	2,34	2,26	2,31	6,90
<i>Diospyros sanzã- minika</i>	0,88	0,03	9,63	2,50	2,26	1,95	6,71
<i>Strombosia pustulata</i>	0,82	0,04	7,09	2,34	2,91	1,43	6,68
<i>Musanga cecropioides</i>	0,29	0,05	9,78	0,83	3,68	1,98	6,49
<i>Cecropia peltata</i>	0,24	0,06	5,90	0,67	4,57	1,19	6,43
<i>Funtumia elastica</i>	0,41	0,05	4,98	1,17	3,92	1,01	6,09
<i>Strephonema pseudocola</i>	0,71	0,02	6,65	2,00	1,48	1,34	4,83
<i>Scytropetalum tieghemii</i>	0,53	0,01	10,76	1,50	0,95	2,18	4,63
<i>Scaphopetalum amoenum</i>	0,41	0,04	1,38	1,17	3,09	0,28	4,53
<i>Daniellia thurifera</i>	0,41	0,01	10,18	1,17	0,77	2,06	4,00

<i>Beilschmiedia mannii</i>	0,12	0,00	16,17	0,33	0,30	3,27	3,90
<i>Parkia bicolor</i>	0,35	0,01	11,41	1,00	0,53	2,31	3,84
<i>Tarrietia utilis</i>	0,35	0,01	9,75	1,00	0,77	1,97	3,74
<i>Gilbertiodendron limba</i>	0,41	0,02	6,89	1,17	1,13	1,39	3,69
<i>Scottellia klaineana</i>	0,53	0,02	3,94	1,50	1,31	0,80	3,60
<i>Macaranga barteri</i>	0,24	0,03	2,01	0,67	2,49	0,41	3,57
<i>Calpocalyx brevibracteatus</i>	0,59	0,02	3,24	1,67	1,19	0,66	3,51
<i>Cola chlamydantha</i>	0,41	0,02	4,11	1,17	1,36	0,83	3,36
<i>Maesobotrya barteri</i>	0,71	0,02	1,13	2,00	1,13	0,23	3,36
<i>Memecylon lateriflorum</i>	0,59	0,02	2,00	1,67	1,19	0,40	3,26
<i>Vitex micrantha</i>	0,47	0,01	5,23	1,34	0,83	1,06	3,22
<i>Coula edulis</i>	0,47	0,01	4,80	1,34	0,89	0,97	3,20
<i>Parinari excelsa</i>	0,12	0,00	12,38	0,33	0,30	2,50	3,13
<i>Allanblackia floribunda</i>	0,47	0,01	4,15	1,34	0,89	0,84	3,06
<i>Discoglypemma caloneura</i>	0,24	0,02	3,85	0,67	1,48	0,78	2,93
<i>Ricinodendron heudelotii</i>	0,12	0,00	11,86	0,33	0,12	2,40	2,85
<i>Pentadesma butyracea</i>	0,35	0,01	5,51	1,00	0,65	1,11	2,77
<i>Baphia pubescens</i>	0,53	0,01	1,25	1,50	0,95	0,25	2,70

<i>Hannoa klaineana</i>	0,47	0,01	3,06	1,34	0,71	0,62	2,67
<i>Anthonotha fragrans</i>	0,29	0,01	6,39	0,83	0,53	1,29	2,66
<i>Klainedoxa gabonensis</i>	0,12	0,00	10,85	0,33	0,12	2,19	2,65
<i>Xylopia quintasii</i>	0,41	0,01	1,89	1,17	1,07	0,38	2,62
<i>Microdesmis keayana</i>	0,53	0,01	0,50	1,50	0,95	0,10	2,55
<i>Carapa procera</i>	0,41	0,01	1,73	1,17	0,89	0,35	2,41
<i>Baphia nitida</i>	0,41	0,01	0,72	1,17	1,01	0,14	2,32
<i>Napoleonaea vogelii</i>	0,47	0,01	0,91	1,34	0,71	0,18	2,23
<i>Uapaca corbisieri</i>	0,35	0,01	3,89	1,00	0,42	0,79	2,20
<i>Terminalia ivorensis</i>	0,12	0,00	7,03	0,33	0,36	1,42	2,11
<i>Trichilia monadelphica</i>	0,29	0,01	2,61	0,83	0,65	0,53	2,02
<i>Myrianthus libericus</i>	0,41	0,01	0,88	1,17	0,59	0,18	1,94
<i>Aidia genipiflora</i>	0,41	0,01	0,56	1,17	0,65	0,11	1,93
<i>Pycnanthus angolensis</i>	0,29	0,01	2,39	0,83	0,59	0,48	1,91
<i>Amphimas pterocarpoides</i>	0,29	0,01	2,38	0,83	0,42	0,48	1,73
<i>Piptostigma fugax</i>	0,35	0,01	0,20	1,00	0,53	0,04	1,58
<i>Tetrorchidium didymostemon</i>	0,18	0,01	0,82	0,50	0,89	0,17	1,56
<i>Nauclea diderrichii</i>	0,06	0,00	6,38	0,17	0,06	1,29	1,52

<i>Placodiscus boya</i>	0,35	0,01	0,46	1,00	0,42	0,09	1,51
<i>Chrysophyllum pruniforme</i>	0,24	0,00	2,19	0,67	0,30	0,44	1,41
<i>Annickia polycarpa</i>	0,29	0,01	0,64	0,83	0,42	0,13	1,38
<i>Cola nitida</i>	0,29	0,01	0,60	0,83	0,42	0,12	1,37
<i>Cola lateritia</i>	0,24	0,00	1,17	0,67	0,30	0,24	1,20
<i>Marantbes aubrevillei</i>	0,12	0,00	3,06	0,33	0,24	0,62	1,19
<i>Guibourtia ebie</i>	0,06	0,00	4,76	0,17	0,06	0,96	1,19
<i>Garcinia afzelii</i>	0,24	0,00	0,88	0,67	0,30	0,18	1,14
<i>Phyllocosmus africanus</i>	0,06	0,00	2,91	0,17	0,36	0,59	1,11
<i>Diospyros mannii</i>	0,24	0,00	0,26	0,67	0,36	0,05	1,08
<i>Memecylon afzelii</i>	0,24	0,00	0,21	0,67	0,36	0,04	1,07
<i>Garcinia kola</i>	0,24	0,00	0,45	0,67	0,30	0,09	1,06
<i>Cleistopobolis patens</i>	0,12	0,01	1,48	0,33	0,42	0,30	1,05
<i>Mammea africana</i>	0,18	0,00	1,51	0,50	0,24	0,31	1,04
<i>Diospyros vignei</i>	0,18	0,00	1,32	0,50	0,24	0,27	1,01
<i>Afzelia bella</i>	0,06	0,00	3,23	0,17	0,18	0,65	1,00
<i>Chrysophyllum albidum</i>	0,12	0,00	2,56	0,33	0,12	0,52	0,97
<i>Ongokea gore</i>	0,18	0,00	1,39	0,50	0,18	0,28	0,96
<i>Albizia zygia</i>	0,18	0,00	0,72	0,50	0,30	0,15	0,94
<i>Pouteria altissima</i>	0,18	0,00	0,66	0,50	0,30	0,13	0,93

<i>Zanthoxylum gillettii</i>	0,12	0,00	1,15	0,33	0,36	0,23	0,92
<i>Polyalthia oliveri</i>	0,24	0,00	0,08	0,67	0,24	0,02	0,92
<i>Canarium schweinfurtii</i>	0,18	0,00	0,15	0,50	0,36	0,03	0,89
<i>Anthostema aubryanum</i>	0,18	0,00	0,99	0,50	0,18	0,20	0,88
<i>Rauwolfia vomitoria</i>	0,06	0,01	0,20	0,17	0,65	0,04	0,86
<i>Irvingia gabonensis</i>	0,12	0,00	1,89	0,33	0,12	0,38	0,84
Inc_12	0,12	0,00	1,58	0,33	0,18	0,32	0,83
Inc_65	0,12	0,01	0,24	0,33	0,42	0,05	0,80
<i>Mangifera indica</i>	0,18	0,00	0,26	0,50	0,24	0,05	0,79
<i>Hymenostegia afzelii</i>	0,06	0,01	0,98	0,17	0,42	0,20	0,78
<i>Placodiscus pseudostipularis</i>	0,18	0,00	0,17	0,50	0,24	0,03	0,77
<i>Macaranga burifolia</i>	0,18	0,00	0,42	0,50	0,18	0,09	0,76
<i>Myrianthus arboreus</i>	0,06	0,01	0,59	0,17	0,47	0,12	0,76
<i>Antiaris toxicaria</i>	0,18	0,00	0,24	0,50	0,18	0,05	0,73
<i>Pterygota bequaertii</i>	0,06	0,00	2,17	0,17	0,12	0,44	0,72
<i>Massularia acuminata</i>	0,18	0,00	0,11	0,50	0,18	0,02	0,70
<i>Diospyros liberiensis</i>	0,12	0,00	0,33	0,33	0,30	0,07	0,70
<i>Synsepalum afzelii</i>	0,12	0,00	0,86	0,33	0,18	0,17	0,69

Inc_21	0,12	0,00	1,15	0,33	0,12	0,23	0,69
Oct_bor	0,12	0,00	1,12	0,33	0,12	0,23	0,68
<i>Chrysophyllum africanum</i>	0,06	0,00	1,50	0,17	0,18	0,30	0,65
<i>Khaya ivorensis</i>	0,06	0,00	1,97	0,17	0,06	0,40	0,62
<i>Bridelia micrantha</i>	0,06	0,00	1,96	0,17	0,06	0,40	0,62
Inc_25	0,12	0,00	0,52	0,33	0,18	0,10	0,62
<i>Milicia excelsa</i>	0,12	0,00	0,65	0,33	0,12	0,13	0,58
<i>Entandrophragma angolense</i>	0,06	0,00	1,73	0,17	0,06	0,35	0,58
<i>Fleroya ledermannii</i>	0,06	0,00	1,69	0,17	0,06	0,34	0,57
<i>Anthocleista djalonensis</i>	0,12	0,00	0,26	0,33	0,18	0,05	0,56
<i>Xylopia aethiopica</i>	0,12	0,00	0,24	0,33	0,18	0,05	0,56
<i>Anthocleista nobilis</i>	0,12	0,00	0,19	0,33	0,18	0,04	0,55
Inc3_p33	0,06	0,00	1,27	0,17	0,12	0,26	0,54
<i>Trichoscypha arborea</i>	0,06	0,00	1,56	0,17	0,06	0,32	0,54
<i>Symphonia globulifera</i>	0,06	0,00	1,16	0,17	0,12	0,23	0,52
<i>Drypetes aubrevillei</i>	0,12	0,00	0,23	0,33	0,12	0,05	0,50
<i>Cola acuminata</i>	0,06	0,00	1,05	0,17	0,12	0,21	0,50
<i>Trichilia megalantha</i>	0,12	0,00	0,22	0,33	0,12	0,04	0,50
<i>Blighia welwitschii</i>	0,12	0,00	0,19	0,33	0,12	0,04	0,49
<i>Bridelia grandis</i>	0,06	0,00	1,27	0,17	0,06	0,26	0,48

<i>Berlinia confusa</i>	0,12	0,00	0,09	0,33	0,12	0,02	0,47
<i>Desplatsia chrysochlamys</i>	0,06	0,00	0,33	0,17	0,24	0,07	0,47
<i>Copaifera salikounda</i>	0,12	0,00	0,07	0,33	0,12	0,01	0,47
<i>Garcinia gnetoides</i>	0,12	0,00	0,07	0,33	0,12	0,01	0,47
<i>Rinorea oblongifolia</i>	0,12	0,00	0,06	0,33	0,12	0,01	0,46
<i>Anopyxis klaineana</i>	0,12	0,00	0,06	0,33	0,12	0,01	0,46
<i>Erythrophleum ivorense</i>	0,06	0,00	1,17	0,17	0,06	0,24	0,46
<i>Trichoscypha beguei</i>	0,12	0,00	0,05	0,33	0,12	0,01	0,46
<i>Anthoantha macrophylla</i>	0,12	0,00	0,04	0,33	0,12	0,01	0,46
<i>Gomphia reticulata</i>	0,12	0,00	0,04	0,33	0,12	0,01	0,46
Inc_22	0,06	0,00	1,08	0,17	0,06	0,22	0,44
<i>Anthocheista vogelii</i>	0,06	0,00	0,17	0,17	0,24	0,03	0,44
<i>Soyauxia floribunda</i>	0,06	0,00	0,14	0,17	0,24	0,03	0,43
<i>Rinorea convallarioides</i>	0,06	0,00	0,11	0,17	0,24	0,02	0,43
Inc_58	0,06	0,00	0,83	0,17	0,06	0,17	0,39
<i>Petersianthus macrocarpus</i>	0,06	0,00	0,82	0,17	0,06	0,17	0,39
<i>Theobroma cacao</i>	0,06	0,00	0,06	0,17	0,18	0,01	0,36
<i>Ficus sur</i>	0,06	0,00	0,06	0,17	0,18	0,01	0,36

<i>Erythroxyllum mannii</i>	0,06	0,00	0,64	0,17	0,06	0,13	0,36
<i>Trichoscypha lucens</i>	0,06	0,00	0,30	0,17	0,12	0,06	0,35
<i>Leptaulus daphnoides</i>	0,06	0,00	0,18	0,17	0,12	0,04	0,32
<i>Necepsia afzelii</i>	0,06	0,00	0,12	0,17	0,12	0,02	0,31
<i>Didelotia unifoliolata</i>	0,06	0,00	0,12	0,17	0,12	0,02	0,31
Inc_6	0,06	0,00	0,41	0,17	0,06	0,08	0,31
<i>Gymnostemon zaiyou</i>	0,06	0,00	0,11	0,17	0,12	0,02	0,31
<i>Rothmannia hispida</i>	0,06	0,00	0,08	0,17	0,12	0,02	0,30
Inc1_p33	0,06	0,00	0,07	0,17	0,12	0,01	0,30
<i>Piptadeniastrum africanum</i>	0,06	0,00	0,36	0,17	0,06	0,07	0,30
Inc_43	0,06	0,00	0,06	0,17	0,12	0,01	0,30
<i>Scottellia chevalieri</i>	0,06	0,00	0,05	0,17	0,12	0,01	0,30
<i>Duguetia staudtii</i>	0,06	0,00	0,05	0,17	0,12	0,01	0,30
<i>Soyauxia grandifolia</i>	0,06	0,00	0,05	0,17	0,12	0,01	0,30
<i>Trichilia tessmannii</i>	0,06	0,00	0,04	0,17	0,12	0,01	0,29
<i>Alstonia boonei</i>	0,06	0,00	0,04	0,17	0,12	0,01	0,29
<i>Omphalocarpum abia</i>	0,06	0,00	0,29	0,17	0,06	0,06	0,29
<i>Funtumia africana</i>	0,06	0,00	0,20	0,17	0,06	0,04	0,27

<i>Maesopsis eminii</i>	0,06	0,00	0,18	0,17	0,06	0,04	0,26
Inc2_p33	0,06	0,00	0,15	0,17	0,06	0,03	0,26
<i>Blighia unijugata</i>	0,06	0,00	0,14	0,17	0,06	0,03	0,25
<i>Lannea welwitschii</i>	0,06	0,00	0,13	0,17	0,06	0,03	0,25
Inc_27	0,06	0,00	0,11	0,17	0,06	0,02	0,25
Inc_59	0,06	0,00	0,11	0,17	0,06	0,02	0,25
<i>Rinorea longicuspis</i>	0,06	0,00	0,09	0,17	0,06	0,02	0,24
<i>Omphalocarpum elatum</i>	0,06	0,00	0,09	0,17	0,06	0,02	0,24
<i>Ficus vogeliana</i>	0,06	0,00	0,08	0,17	0,06	0,02	0,24
<i>Millettia lane-poolei</i>	0,06	0,00	0,08	0,17	0,06	0,02	0,24
<i>Drypetes leonensis</i>	0,06	0,00	0,08	0,17	0,06	0,02	0,24
<i>Diospyros viridicans</i>	0,06	0,00	0,07	0,17	0,06	0,01	0,24
Inc_63	0,06	0,00	0,07	0,17	0,06	0,01	0,24
<i>Baphia sp</i>	0,06	0,00	0,06	0,17	0,06	0,01	0,24
<i>Mareya micrantha</i>	0,06	0,00	0,06	0,17	0,06	0,01	0,24
<i>Mischogyne elliotiana</i>	0,06	0,00	0,04	0,17	0,06	0,01	0,23
<i>Warneckea guineensis</i>	0,06	0,00	0,04	0,17	0,06	0,01	0,23
<i>Uvariopsis guineensis</i>	0,06	0,00	0,04	0,17	0,06	0,01	0,23
<i>Lecaniodiscus cupanioides</i>	0,06	0,00	0,04	0,17	0,06	0,01	0,23
Inc_26	0,06	0,00	0,03	0,17	0,06	0,01	0,23

<i>Dactyladenia barteri</i>	0,06	0,00	0,03	0,17	0,06	0,01	0,23
<i>Cola sp</i>	0,06	0,00	0,03	0,17	0,06	0,01	0,23
<i>Gilbertiodendron dewevrei</i>	0,06	0,00	0,03	0,17	0,06	0,01	0,23
Inc_62	0,06	0,00	0,03	0,17	0,06	0,01	0,23
<i>Sterculia rhinopetala</i>	0,06	0,00	0,03	0,17	0,06	0,01	0,23
<i>Araliopsis tabonensis</i>	0,06	0,00	0,02	0,17	0,06	0,00	0,23
<i>Diospyros gabunensis</i>	0,06	0,00	0,02	0,17	0,06	0,00	0,23
<i>Pentaclethra macrophylla</i>	0,06	0,00	0,02	0,17	0,06	0,00	0,23
<i>Xylopia standtii</i>	0,06	0,00	0,02	0,17	0,06	0,00	0,23
<i>Albizia adianthifolia</i>	0,06	0,00	0,02	0,17	0,06	0,00	0,23
<i>Picralima nitida</i>	0,06	0,00	0,02	0,17	0,06	0,00	0,23
<i>Cola caricifolia</i>	0,06	0,00	0,02	0,17	0,06	0,00	0,23
<i>Harungana madagascariensis</i>	0,06	0,00	0,02	0,17	0,06	0,00	0,23
<i>Chrysophyllum azagueianum</i>	0,06	0,00	0,02	0,17	0,06	0,00	0,23
Inc_60	0,06	0,00	0,02	0,17	0,06	0,00	0,23
<i>Margaritaria discoidea</i>	0,06	0,00	0,02	0,17	0,06	0,00	0,23

