Paubrasilia

VIII Simpósio Brasileiro de Restinga / II Workshop do PPBio Restinga Rede Beira-Mar
5–8 nov 2025; Porto Seguro, BA: UFSB

doi: 10.33447/paubrasilia.2025s.e0195s

2025;8(Supl):e0195s

Eficiência de métodos de amostragem em fitofisionomias abertas de Restinga

Efficiency of sampling methods in Restinga vegetation types

Julia Nascimento Casimiro[1], Bárbara de Pinho Agapito[1], Tatiana Ungaretti Paleo Konno[1†], Sinzinando Albuquerque-Lima[1*] ✉, Anderson da Rocha Gripp[2], Matheus Silva Atta[1] & Rodrigo Lemes Martins[1]

1. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Instituto de Biodiversidade e Sustentabilidade, Macaé, Rio de Janeiro, Brasil

2. Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Rio de Janeiro, Campus Engenheiro Paulo de Frontin, Engenheiro Paulo de Frontin, Rio de Janeiro, Brasil

† *In memoriam* de Tatiana Ungaretti Paleo Konno, que, em vida, contribuiu substancialmente para a concepção e orientação desta pesquisa.

Palavras-chave
Fitossociologia. Intercepto linha-ponto. Intercepto de linha. Quadro de intercepto pontual. Composição florística.

Keywords
Phytosociology. Line-point intercept. Line-intercept. Cover-pin-frame. Floristic composition.

Recebido em: 19/09/2025
Aceito em: 04/11/2025

Editor responsável: Gleidson V. Marques (UFSB)

eISSN: 2595-6752

CC BY

Resumo

A escolha do método de amostragem adequado é fundamental para estudos ecológicos em ecossistemas de alta heterogeneidade fisionômica como as Restingas. Neste estudo avaliamos a eficiência do método Intercepto Linha-Ponto (LPI) comparado aos métodos Intercepto de Linha (LI) na formação arbustiva aberta inundável e Quadro de Intercepto Pontual (CPF) na formação arbustiva aberta não inundável do PARNA da Restinga de Jurubatiba. Assim avaliamos a riqueza, abundância, índice de valor de importância, índices de diversidade e hábitos vegetacionais. Na formação inundável, o LPI registrou maior riqueza e diversidade (59 spp.; *H'* = 3,48) que o LI (39 spp.; *H'* = 2,91), além de mais espécies trepadeiras e arbóreas. Já na formação não-inundável, o LPI amostrou 54 espécies (*H'* = 3,40), enquanto o CPF obteve maior abundância e menor riqueza (32 spp.; *H'* = 2,59). Esses resultados demonstram que o LPI amplia a detecção florística e estrutural, enquanto LI e CPF se mostram eficientes em contextos específicos.

Abstract

The choice of an appropriate sampling method is essential for ecological studies in ecosystems with high physiognomic heterogeneity, such as coastal Restingas. In this study, we evaluated the efficiency of the Line-Point Intercept (LPI) method compared to the Line Intercept (LI) in the seasonally flooded open shrub formation and the Cover-Pin-Frame (CPF) in the non-flooded open shrub formation of the Jurubatiba Restinga National Park. We assessed species richness, abundance, diversity and importance value indices, and vegetation habits. In the flooded formation, LPI recorded higher richness and diversity (59 spp.; H' *= 3.48) than LI (39 spp.;* H' *= 2.91), as well as a greater number of climbing and tree species. In the non-flooded formation, LPI sampled 54 species (*H' *= 3.40), while CPF showed higher abundance but lower richness (32 spp.;* H' *= 2.59). These results demonstrate that LPI enhances both floristic and structural detection, whereas LI and CPF are more efficient under specific structural contexts.*

Introdução

As Restingas são planícies arenosas paralelas à linha da costa brasileira, formadas por depósitos quaternários e sujeitas a regressões e transgressões marinhas e ocupadas por vegetação edáfica característica (Lacerda et al, 1993). A influência salina, a distância do lençol freático, a alta amplitude térmica e a oligotrofia do sedimento arenoso promovem heterogeneidade ambiental, definindo a ocorrência de um mosaico de fitofisionomias com estrutura e composição florística distintas (Bresolin, 1979; Almeida et al., 2008; Henriques et al., 1986).

Importante componente desta diversidade de fitofisionomias são as formações arbustivas abertas não-inundáveis (com a predominância de áreas destituídas de vegetação entre moitas) e inundáveis (presença de herbáceas e pequenos arbustos entre moitas) que, no Parque Nacional (PARNA) da Restinga de Jurubatiba, ocupam mais de 60% da área total (Caris et al., 2013). Essas formações prestam serviços ecossistêmicos diversos, como proteção costeira, estabilização de dunas, recarga aquífera e manutenção da biodiversidade (Dias; Soares, 2008; Defeo et al., 2008; Seehusen; Prem, 2011). Apesar de sua importância em termos de serviços ecossistêmicos, essas fitofisionomias têm sofrido com pressões crescentes de urbanização, turismo e invasão de espécies exóticas (Carvalho et al., 2018). Em um cenário de ameaças constantes e perda de áreas, o desenvolvimento de metodologias mais eficientes para o estudo da biodiversidade destes ecossistemas ameaçados é fundamental, uma vez que a escolha do método condiciona as estimativas obtidas e pode moldar o retrato da comunidade.

Entre os métodos geralmente aplicados em fitofisionomias abertas, destacam-se: o Intercepto Linha-Ponto (*line-point intercept* - LPI), que registra a diversidade em todos os toques de hastes verticais ao longo de pontos sistematicamente distribuídos (Heady et al., 1960); o Intercepto de Linha (*line-intercept* - LI), que contabiliza o comprimento interceptado por cada indivíduo ao longo de uma linha contínua (Mueller-Dombois; Ellenberg, 1974); e o Quadro de Intercepto Pontual (*cover-pin-frame* - CPF), que aplica uma malha (*grid*) sobre uma área coberta, permitindo registrar a diversidade tridimensionalmente, pois inclui todos os toques nas hastes verticais estabelecidas na interseção de linhas que formam a malha (adaptado de Dias et al., 2005). Cada método apresenta particularidades e limitações em sua execução: o LI privilegia formas arbustivas e o CPF apresenta maior eficiência em estratos densos de moitas, mas pode subestimar áreas com moitas esparsas (Kent, 2011). O LPI tende a ampliar a detecção de espécies herbáceas ou trepadeiras, contudo estudos metodológicos demonstram que a forma como os pontos amostrais são dispostos no espaço influencia significativamente a eficiência na amostragem de comunidades vegetais (Goodall, 1952; Floyd; Anderson, 1987). Na amostragem LPI a disposição linear, aliada à projeção vertical dos pontos, favorece uma avaliação mais precisa da composição e estrutura da vegetação (Goodall, 1952). Dessa forma, a seleção do método de amostragem assume papel determinante, uma vez que variações na frequência e densidade dos estratos da vegetação podem influenciar sua eficiência e enviesar estimativas de riqueza, diversidade e composição estrutural, comprometendo comparações entre estudos e subsidiando interpretações divergentes sobre a estrutura da vegetação.

Apesar do uso frequente destas metodologias em fitofisionomias abertas, a realização de estudos comparativos em ecossistemas de Restinga ainda são escassos. Da mesma forma, há pouca clareza sobre como a medida primária de cada técnica (frequência de toques, projeção linear ou interseção em grade) afeta as estimativas de cobertura, abundância, riqueza e diversidade, o que dificulta a escolha do método mais adequado e do esforço amostral necessário. No contexto das Restingas, em que se alternam a composição florística conforme distância do lençol freático e frequência de inundação (Pereira; Menezes, 2023), um método eficiente em representar a diversidade de formações arbustivas abertas não-inundáveis pode não capturar adequadamente a diversidade e a contribuição de estratos herbáceo e arbustivo característicos das formações arbustivas abertas inundáveis (Pimentel et al., 2007; Garbin et al., 2012; Stefano et al., 2021).

Dado esse contexto, neste estudo testamos a eficiência amostral de diferentes métodos em representar a composição florística e a estrutura da vegetação em duas fitofisionomias distintas do Parque Nacional da Restinga de Jurubatiba, Rio de Janeiro. O método LPI foi comparado ao Intercepto de Linha na formação arbustiva sazonalmente inundável e ao Quadro de Intercepto Pontual na formação arbustiva não-inundável, buscando identificar quais protocolos são mais adequados para cada tipo de formação. A partir de tais amostragens, esperamos que (1) o método LPI apresente maior eficiência amostral e capacidade de detecção da variação florístico-estrutural nas fitofisionomias estudadas, por integrar de forma mais equilibrada a frequência e a cobertura das espécies ao longo do gradiente ambiental.

Método

Área de Estudo

O estudo foi realizado no Parque Nacional da Restinga de Jurubatiba (PARNA de Jurubatiba), o qual está contido nos municípios de Macaé, Carapebus e Quissamã, norte do estado do Rio de Janeiro, Brasil. O PARNA de Jurubatiba foi criado no dia 28 de abril de 1988 e possui uma forte relevância ambiental e científica em razão da diversidade de ambientes de Restinga, às crescentes descobertas de espécies endêmicas (Rocha et al., 2005; Tavares et al., 2011) e por ser o único Parque Nacional Brasileiro que se dedica a proteção, conservação e manejo exclusivamente de ecossistemas de Restinga. O Parque protege diferentes formações vegetacionais influenciadas por gradientes de proximidade do mar, regime hídrico e fertilidade do solo (Scarano, 2002). As fitofisionomias incluem formações arbustivas abertas inundáveis (32%) e não inundáveis (29,1%), além de florestais inundáveis (15,7%) e arbustivas fechadas não-inundáveis (2,2%) (Caris et al., 2013; Pereira; Menezes, 2023). O clima regional é tropical úmido, com precipitação anual entre 1.100 e 1.250 mm, concentrada no verão (novembro a abril), e a estação seca no inverno (maio a outubro); a temperatura média anual varia entre 21,3 °C e 22,4 °C (Alvares et al., 2013).

As amostragens foram realizadas em trechos ocupados pelas formações arbustivas abertas inundável e não inundável do PARNA da Restinga de Jurubatiba, nos limites geográficos do município de Quissamã (Figura 1). A formação inundável é composta por moitas de espécies arbustivas e arbóreas intercaladas por áreas com vegetação herbácea e pequenos arbustos adaptados à umidade constante do solo, ocorrendo em depressões da planície, onde o nível do lençol freático se eleva durante períodos de maior

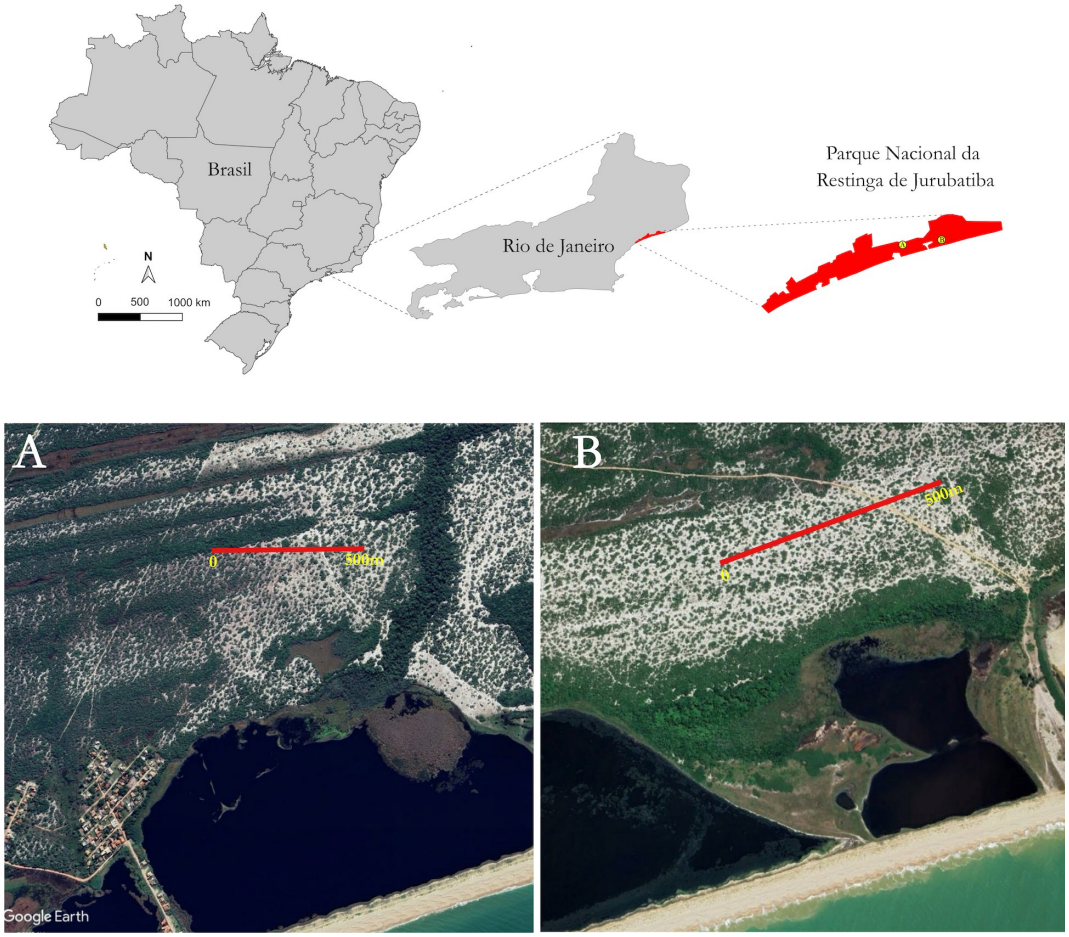


Figura 1. Localização do Parque Nacional da Restinga de Jurubatiba, Rio de Janeiro, Brasil (mapas superiores), e áreas de amostragem nas duas fitofisionomias analisadas: (A) formação arbustiva aberta inundável e (B) formação arbustiva aberta não inundável. As linhas em vermelho indicam as transecções utilizadas para aplicação dos métodos de amostragem. Vistas aéreas dos sítios de amostragem obtidas a partir de imagens do Google Earth Pro (Google LLC, 2025).

Tabela 1. Síntese dos métodos de amostragem aplicados nas duas fitofisionomias de Restinga do PARNA de Jurubatiba.

Método	Formação	Amostragem	Procedimento	Área
LPI	Inundável e não inundável	Pontos marcados a cada 1 m ao longo da linha base	Em cada ponto, posicionamos uma haste vertical segmentada, registrando todas as espécies que tocavam a haste e a altura do toque (seção inferior, toque 1, toque 2, toque 3 e top layer).	500 m
LI	Não inundável	Trena estendida sobre o solo ao longo da linha base	Contabilizamos os indivíduos que interceptaram a projeção vertical da linha, registrando para cada intercepto a espécie e a altura (base–ápice). Indivíduos com altura < 15 cm não foram considerados.	500 m
CPF	Inundável	Grid 1 × 1 m sobre as moitas ao longo da linha base	Dados deste método foram obtidos a partir de estudo estrutural prévio (Nogueira, 2015). Em cada interseção do "grid" foi fixada uma haste vertical seccionada de 3 m. Todas as espécies que tocavam a haste foram registradas, bem como a altura do contato.	1.847 m²

pluviosidade (Pimentel et al., 2007; Umbelino, 2008; Thomazi, 2013). A formação não inundável, por sua vez, também se constitui de moitas de vegetação arbustivo-arbórea bem definidas, contudo intercaladas por áreas sem vegetação ou com cobertura herbácea em pequena densidade, predominando nas partes mais elevadas das faixas arenosas (Forte, 2020).

Coleta de Dados e Métodos de Amostragem

Na formação arbustiva aberta inundável foram aplicados os métodos de LPI e LI e, enquanto na formação arbustiva aberta não inundável utilizamos o LPI em conjunto com o CPF. Em cada fitofisionomia foi estabelecida uma linha base de 500 m ao longo da vegetação para conduzir as amostragens em cada método utilizado (Tabela 1).

Todo material coletado foi identificado com apoio de chaves de família, gênero e espécie, listas florísticas regionais e consulta à plataforma Flora e Funga do Brasil (http://floradobrasil.jbrj.gov.br). Também utilizamos o sistema JABOT (http://jabot.jbrj.gov.br) para examinar exsicatas e confirmar as determinações. A classificação de famílias seguiu o sistema APG IV (Chase et al., 2016). O material testemunho encontra-se depositado no Herbário Tatiana Ungaretti Paleo Konno do Instituto de Biodiversidade e Sustentabilidade da Universidade Federal do Rio de Janeiro (NUPEM/UFRJ).

Análise de Dados

Estimamos a riqueza (S) e a abundância (n) por área a partir dos registros de cada método utilizado (LPI: proporção de toques na haste; LI: intercepção na linha; CPF: proporção de toques no *grid*). Com essas bases, calculamos a diversidade de Shannon-Wiener (*H'*) e a equabilidade de Pielou (*J'*). Para avaliar a suficiência amostral, geramos curvas de rarefação com interpolação e extrapolação para estimar a riqueza de espécies a partir de matrizes espécie e método, com intervalos de confiança de 95%, utilizando o pacote iNEXT no RStudio. Na sequência, apuramos a dominância por espécie calculando os parâmetros fitossociológicos, segundo Brower et al. (1998), incluindo densidade absoluta (DA), densidade relativa (DR), frequência absoluta (FA), frequência relativa (FR), valor de importância (VI = DR + FR) e índice de valor de importância (IVI = VI/2) para compararmos listas e valores entre métodos dentro de cada fitofisionomia. Por fim, descrevemos a estrutura por hábitos (herbáceo, arbustivo, arbóreo, trepadeira) seguindo a classificação da plataforma Flora e Funga do Brasil (http://floradobrasil.jbrj.gov.br) e testamos diferenças na distribuição hábito × método por qui-quadrado; repetimos o teste excluindo trepadeiras e herbáceas para isolar seu efeito entre os métodos.

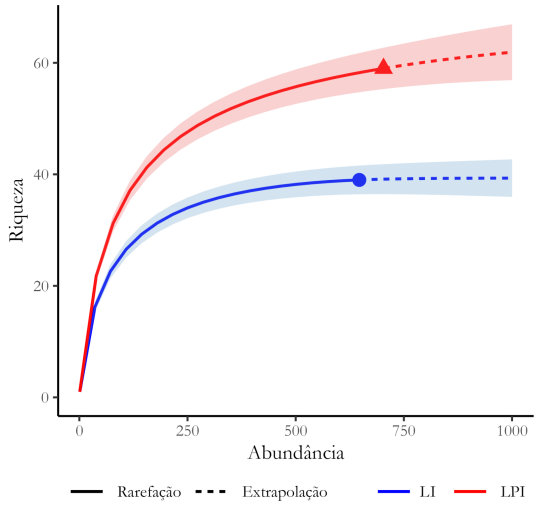


Figura 2. Curvas de rarefação (linhas contínuas) e extrapolação (linhas tracejadas) da riqueza de espécies obtidas pelos métodos de amostragem *line-intercept* (LI) e *line-point intercept* (LPI) da Formação Arbustiva Aberta Inundável no PARNA Jurubatiba (RJ). As áreas sombreadas representam intervalos de confiança a 95%.

Resultados

Foram registrados o total de 88 espécies pertencentes a 73 gêneros, distribuídas entre 43 famílias nas duas fitofisionomias amostradas. Destas, 14 táxons foram identificados em nível de gênero e 3 apenas em nível de família. Os resultados são apresentados separadamente para cada formação, considerando as diferenças estruturais e os métodos aplicados em cada uma.

Formação Arbustiva Aberta Inundável

A abundância variou de 647 (LI) a 703 (LPI). O LPI foi o método que mais ampliou a detecção de riqueza, diversidade e equabilidade, registrando 59 espécies e 36 famílias (*H'* = 3,48; *J'* = 0,85) em comparação ao LI, que registrou 39 espécies e 31 famílias (*H'* = 2,91; *J'* = 0,79). As curvas de rarefação indicaram que LI atingiu estabilização precoce, sugerindo menor acréscimo de espécies com o aumento do esforço, enquanto o LPI manteve crescimento na riqueza (Figura 2).

A dominância de espécies diferiu entre métodos (Tabela 2, Material Suplementar 1). Enquanto o LI destacou *Marcetia taxifolia* A.St.-Hil., *Myrsine parvifolia* A.DC., *Allagoptera arenaria* (Gomes) Kuntze, *Ocotea notata* (Nees & Mart.) Mez. e *Cuphea flava* Spreng. como espécies de maior valor de importância, o LPI ressaltou *Allagoptera arenaria*, *Ocotea notata*, *Chamaecrista ramosa* (Vogel) H.S.Irwin & Barneby, *Borreria verticillata* (L.) G.Mey. e *Cuphea flava*. Quanto às famílias de maior abundância, Melastomataceae (n = 156), Primulaceae (*n* = 62), Arecaceae (n = 60), Bromeliaceae (n = 48) e Lythraceae (n = 46) foram mais representativas no LI, ao passo que Myrtaceae (*n* = 126), Arecaceae (*n* = 76), Fabaceae (*n* = 69), Rubiaceae (*n* = 64) e Lauraceae (*n* = 56) se destacaram no LPI.

A distribuição dos principais hábitos de vida apresentou tendência semelhante entre os métodos (Figura 3). O LI e o LPI

Tabela 2. Espécies com maior valor de importância (IVI) registradas pelos métodos de *line-intercept* (LI) e *line-point intercept* (LPI) na Formação Arbustiva Aberta Inundável no PARNA de Jurubatiba (RJ).

Método	Espécie	IVI (%)
LI	*Marcetia taxifolia* (A.St.-Hil.) DC.	20,31
	Myrsine parvifolia A.DC.	12,58
	Allagoptera arenaria (Gomes) Kuntze	9,32
	Ocotea notata (Nees & Mart.) Mez.	8,64
	Cuphea flava Spreng.	5,29
LPI	*Allagoptera arenaria* (Gomes) Kuntze	10,50
	Ocotea notata (Nees & Mart.) Mez.	8,60
	Chamaecrista ramosa (Vogel) H.S.Irwin & Barneby	6,78
	Borreria verticillata (L.) G.Mey.	5,66
	Cuphea flava Spreng.	5,47

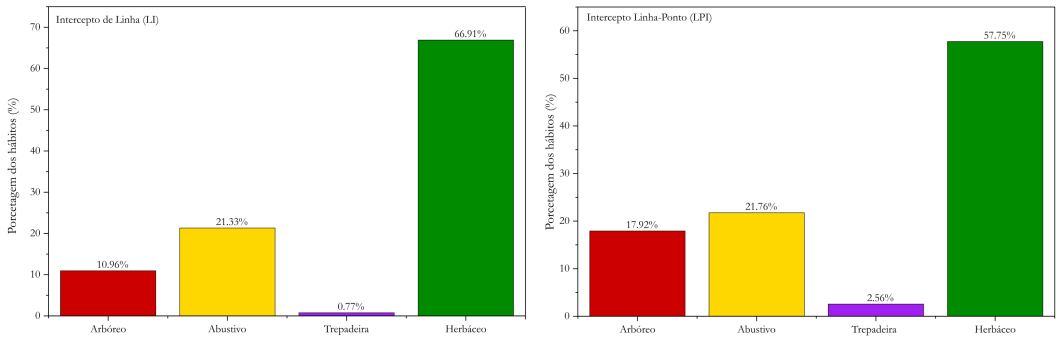


Figura 3. Distribuição dos hábitos vegetacionais registrada pelos métodos de amostragem *line-intercept* (LI) e *line-point intercept* (LPI) da Formação Arbustiva Aberta Inundável no PARNA de Jurubatiba (RJ).

registraram a mesma sequência de importância de contribuição das formas de vida: herbácea > arbustivo > arbóreo > trepadeira. Contudo, o LPI mostrou uma maior capacidade de abranger o estrato arbustivo (21,76%), arbóreo (17,92%) e trepador (2,56%), enquanto o LI favorece espécies herbáceas (66,91%). O teste qui-quadrado confirmou diferença significativa entre os métodos ($p < 0,05$), explicada principalmente pela detecção de maior porcentagem de trepadeiras no LPI, visto que na ausência desta hábito de vida não foi observada diferença significativa ($p = 0,17$).

Formação Arbustiva Aberta Não Inundável

A abundância variou entre 766 (LPI) e 9.464 (CPF), refletindo diferenças entre os métodos. Apesar da menor abundância, o LPI apresentou maior diversidade e uniformidade, registrando 54 espécies e 32 famílias ($H' = 3,40$; $J' = 0,83$), enquanto o CPF obteve 32 espécies e 24 famílias ($H' = 2,59$; $J' = 0,74$). As curvas de rarefação mostraram que em ambos os métodos a estabilização ocorreu em aproximadamente 500 indivíduos amostrados. No entanto, a riqueza estabilizou de forma distinta: o CPF atingiu o platô de forma mais precoce, com 32 espécies, ao passo que o LPI manteve crescimento gradual até 54 espécies (Figura 4).

As diferenças de espécies dominantes entre métodos se repetiram. O CPF enfatizou *Ocotea notata, Myrsine parvifolia*, *Myrciaria floribunda* (H.West ex Willd.) O.Berg, *Humiria balsamifera* (Aubl.) A.St.-Hil. e *Erythroxylum subsessile* (Mart.) O.E.Schulz, enquanto o LPI destacou *Chamaecrista ramosa*, também registrou *Myrsine parvifolia* entre as espécies de maior importância, além de *Neomitranthes obscura* (DC.) N.Silveira, *Myrcia amazonica* DC. e *Aechmea nudicaulis* (L.) Griseb (Tabela 3). As famílias Lauraceae ($n = 2.401$), Myrtaceae ($n = 1.961$), Primulaceae ($n = 1525$), Erythroxylaceae ($n = 702$) e Humiriaceae ($n = 675$), se mantiveram como as mais representativas em relação ao número de indivíduos no CPF,

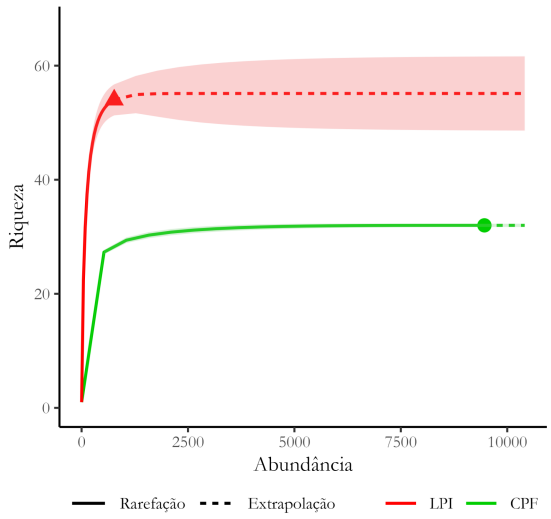


Figura 4. Curvas de rarefação (linhas contínuas) e extrapolação (linhas tracejadas) da riqueza de espécies obtidas pelos métodos de amostragem *line-intercept* (LI) e *line-point intercept* (LPI) da Formação Arbustiva Aberta Inundável no PARNA Jurubatiba (RJ). As áreas sombreadas representam intervalos de confiança a 95%.

Tabela 3: Espécies com maior valor de importância (IVI) registradas pelos métodos de *line-point intercept* (LPI) e *cover-pin-frame* (CPF) da Formação Arbustiva Aberta Não Inundável no PARNA de Jurubatiba (RJ).

Método	Espécie	IVI (%)
CPF	*Ocotea notata* (Nees & Mart.) Mez.	26,06
	Myrsine parvifolia A.DC.	15,84
	Myrciaria floribunda (H.West ex Willd.) O.Berg	9,30
	Humiria balsamifera (Aubl.) A.St.-Hil.	7,28
	Erythroxylum subsessile (Mart.) O.E.Schulz	6,35
LPI	*Chamaecrista ramosa* (Vogel) H.S.Irwin & Barneby	11,76
	Myrsine parvifolia A.DC.	10,72
	Neomitranthes obscura (DC.) N.Silveira	7,47
	Myrcia amazonica DC.	6,12
	Aechmea nudicaulis (L.) Griseb	5,47

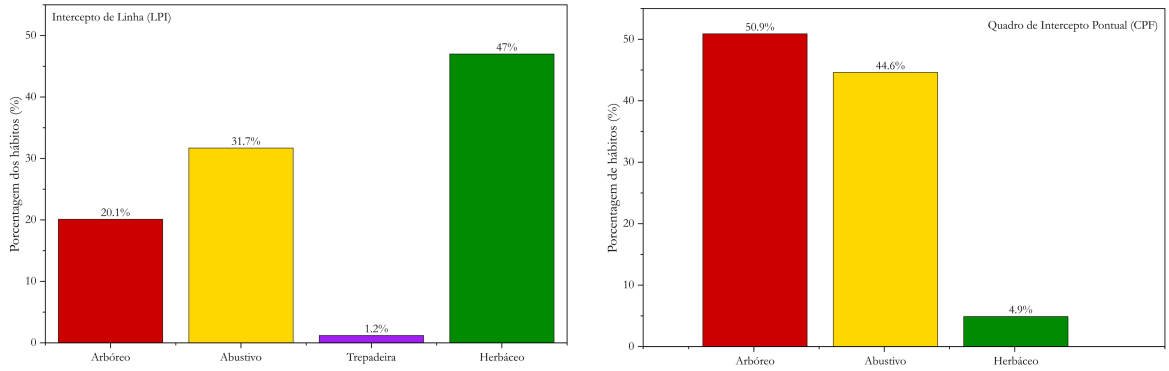


Figura 5: Distribuição dos hábitos vegetacionais registrada pelos métodos de amostragem *line-point intercept* (LPI) e *cover-pin-frame* (CPF) na Formação Arbustiva Aberta Não Inundável no PARNA Jurubatiba (RJ).

enquanto o LPI ressaltou Fabaceae (n = 128), Myrtaceae (n = 127), Primulaceae (n = 70), Bromeliaceae (n = 62) e Cactaceae (n = 40).

A análise por hábitos vegetacionais revelou diferenças na detecção dos estratos entre os métodos (Figura 5). O LPI apresentou maior capacidade de amostrar espécies herbáceas (47%), seguida de espécies arbustivas (31,7%), arbóreas (20,1%) e trepadeiras (1,2%). Já o CPF destacou-se na detecção de espécies lenhosas, com predominância de arbóreas (50,9%) e arbustivas (44,6%), enquanto as herbáceas representaram apenas 4,9% e não houve registro de trepadeiras. A comparação entre os estratos capturados pelos métodos revelou diferença significativa (p = 0,001) e mesmo após a exclusão das espécies herbáceas e trepadeiras, a diferença permaneceu significativa (p < 0,05).

Discussão

Os resultados mostraram que os métodos avaliados (LPI *vs* LI; LPI *vs* CPF) diferiram quanto à capacidade de representar a diversidade, composição florística e estrutura tanto na formação arbustiva aberta inundável quanto na não inundável. O LPI registrou maior riqueza e diversidade, demonstrando maior sensibilidade à heterogeneidade estrutural e corroborando a hipótese de que é o método mais eficiente que os demais. Em contraste, os métodos LI na formação inundável e o CPF na formação não inundável refletiram melhor os componentes dominantes em cada fitofisionomia, sendo mais adequados na caracterização de estratos específicos. Esses achados reforçam que a escolha do método deve considerar as características estruturais e o arranjo espacial da vegetação, especialmente em ecossistemas heterogêneos como as Restingas.

O LI, tradicionalmente utilizado em comunidades herbáceo-graminóides, mostrou-se eficiente para estimar cobertura e frequência em cenários com indivíduos pouco individualizados (Floyd; Anderson, 1987; Felfili, 2013). Na formação inundável, essa característica explica sua saturação precoce e o foco no estrato herbáceo, que representou 66,9% dos registros. O LPI, por sua vez, é amplamente usado para levantamentos florísticos e avaliação de cobertura (Herrick et al., 2009) e tende a ampliar a detecção de espécies por conta da geometria da haste e da visualização perpendicular, fatores que aumentam a probabilidade de contatos (Rochefort et al., 2013). Embora possa superestimar riqueza e frequência em relação a LI e parcelas fixas (Glatze et al., 1993; Korb et al., 2003), o LPI se destaca em ecossistemas heterogêneos por captar estratos pouco representados por métodos lineares (Herrick et al., 2009; Rochefort et al., 2013). Nesse estudo, apesar da abundância semelhante entre os métodos, o LPI registrou maior riqueza, diversidade e equabilidade, refletindo maior sensibilidade à heterogeneidade estrutural. As curvas de rarefação confirmaram essa diferença, com estabilização precoce do LI e crescimento contínuo do LPI, que manteve o acréscimo de espécies com o aumento do esforço amostral.

O CPF, por seu arranjo agregado dos pontos, é amplamente aplicado em áreas caracterizadas por mosaicos de cobertura ou formações em "ilhas" de vegetação densa, reduzindo a probabilidade de interceptação em áreas descobertas (Coulloudon et al., 1996). No entanto, apesar de registrar maior abundância, sua curva de rarefação estabilizou precocemente, evidenciando menor capacidade de detectar novas espécies e tendência à superestimação de espécies dominantes. Esse viés ocorre porque o método pode interceptar o mesmo indivíduo várias vezes, superestimando abundância e frequência (Goodall, 1951). Em contraste, o LPI, por dispor pontos de maneira linear e independente, revela maior eficiência na amostragem de porções esparsas e individualizadas da vegetação (Rochefort et al., 2013). Sendo assim, mesmo registrando menor abundância, apresentou maior riqueza e diversidade, demonstrando maior sensibilidade à heterogeneidade estrutural. Essa diferença também foi observada na distribuição dos hábitos de vida mesmo após a exclusão de herbáceas e trepadeiras, indicando que a divergência na representatividade dos estratos reflete diferenças inerentes à forma de amostragem. Enquanto o CPF privilegia espécies lenhosas e dominantes, o LPI abrange de forma mais equilibrada os estratos herbáceo e arbustivo, ampliando a representação florística. Espécies como *Chamaecrista ramosa* e *Aechmea nudicaulis* entre as espécies de maior importância no LPI

indicam sua eficiência na detecção de espécies de sub-bosque, geralmente subestimadas por métodos voltados à dominância arbórea.

O aumento do esforço amostral com um único método não soluciona as diferenças observadas, uma vez que cada metodologia privilegia determinados estratos e fisionomias, contudo as presentes comparações devem ser lidas com cautela.. No LI, não mensuramos comprimento interceptado, o que restringe contraste direto com métricas clássicas de cobertura. Há ainda potenciais vieses de observador, influência do diâmetro do pino/haste (LPI/CPF) na probabilidade de contato e efeito da orientação da linha (LI) em relação às moitas. Esses fatores limitam a extrapolação dos valores absolutos, embora não invalidem os padrões relativos observados. Além disso, aspectos metodológicos como o diâmetro da haste, a altura de lançamento e a orientação das linhas de amostragem podem interferir nos resultados e devem ser padronizados para garantir comparabilidade entre estudos. Estudos futuros poderiam combinar diferentes métodos, ampliar o esforço temporal e incluir outras fitofisionomias, permitindo testar a robustez desses padrões em diferentes contextos da Restinga.

De modo geral, os resultados mostraram que o método LPI se mostra mais eficiente para representar a diversidade e a estrutura da vegetação nas formações arbustivas abertas inundáveis e não inundáveis de Jurubatiba. O LPI demonstrou maior capacidade de detecção de espécies, maior uniformidade entre os estratos e sensibilidade à heterogeneidade estrutural, refletindo uma amostragem mais abrangente e representativa da comunidade vegetal. Em contraste, o LI se destacou para estimativas de cobertura do estrato herbáceo, predominante na formação inundável, enquanto o CPF evidenciou a vegetação lenhosa e densa, típica das moitas na formação não inundável. A escolha do método deve estar alinhada aos objetivos do estudo, e a descrição detalhada das unidades e regras de amostragem é essencial para garantir comparabilidade entre pesquisas e fortalecer protocolos de monitoramento em ecossistemas costeiros. Ao evidenciar as vantagens e limitações de cada técnica, este estudo contribui para orientar futuros levantamentos florísticos e estruturalmente integrados nas formações inundáveis e não inundáveis de Restinga.

Conclusão

A comparação entre os métodos de amostragem evidenciou que o LPI apresenta maior capacidade de estimar a riqueza, diversidade e estrutura fitossociológica da vegetação em formações arbustivas abertas da Restinga de Jurubatiba, enquanto LI e CPF se mostraram mais restritivos e seletivos em seus registros. Embora úteis em contextos específicos, o LI para estimativas de cobertura do estrato baixo e o CPF para moitas arbustivas densas, esses métodos podem subestimar componentes relevantes da comunidade quando aplicados isoladamente.

Assim, a escolha do protocolo deve considerar não apenas a praticidade, mas sobretudo os objetivos do estudo e as características estruturais da fitofisionomia. Em formações inundáveis e não inundáveis, o LPI surge como ferramenta mais robusta para levantamentos florísticos e comparações entre áreas, favorecendo a padronização de protocolos e o fortalecimento de programas de monitoramento da biodiversidade. Ao integrar aspectos metodológicos e ecológicos, este estudo contribui para aprimorar a compreensão da vegetação de Restinga e oferece subsídios relevantes para estratégias de conservação em ecossistemas costeiros brasileiros.

Agradecimentos

Os autores agradecem à Dra Naiara Viana Campos e à professora Dra. Lísia Mônica Gestinari, pelo apoio e por disponibilizar material para a herborização das coletas e pelo auxílio no processo de tombamento e incorporação do material coletado no Herbário Virtual Dra Tatiana Ungaretti Paleo Konno do Nupem/Ufrj. Ao Herbário Virtual Dra. Tatiana Ungaretti Paleo Konno, ao Laboratório Didático 3 e ao Laboratório Integrado de Saúde e Sustentabilidade (LISS), pelo suporte às atividades de coleta, preparo e desenvolvimento do projeto.

Financiamento

O estudo foi realizado no âmbito do Projeto Ecológico de Longa Duração de Restingas PELD - CNPq (Chamada CNPq/MCTI/CONFAP-FAPs/PELD 021/2020, Nº processo: 441927/2020-3) e Projeto FAPERJ (Chamada E_47/2021 - (DCTR) – 2021, fomento E-26/210.127/2022).

Contribuições de Autoria

Conceitualização: TUPK (in memoriam), JNC. Curadoria de dados: JNC, MSA. Análise formal: JNC, BPA, RLM, ARG, SA-L. Aquisição de financiamento: RLM. Investigação: JNC, MSA, BPA. Metodologia: TUPK, JNC, BPA, RLM. Administração do projeto: JNC, RLM, BPA. Recursos: RLM, BPA. Programas (software/estatística): BPA, RLM, ARG. Supervisão: TUPK (in memoriam), RLM, BPA. Validação: RLM, BPA. Visualização: JNC. Redação – rascunho original: JNC. Redação – revisão e edição: JNC, RLM, BPA, ARG, S.A.-L

Conflito de Interesse

Os autores declaram não haver conflitos de interesse a informar.

Disponibilidade dos Dados

Os dados integrais analisados durante o estudo atual estão apresentados no corpo do manuscrito.

Conformidade Ética

Não se aplica.

Material Suplementar

Este manuscrito possui Material Suplementar após as Referências.

Referências

Angiosperm Phylogeny Group, Chase MW, Christenhusz M.J, et al. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. Botanical journal of the Linnean Society 2016; 181(1):1-20. doi:10.1111/boj.12385

Almeida Jr EBD, Olivo MA, Araújo EDL, Zickel CS. Caracterização da vegetação de Restinga da RPPN de Maracaípe, PE, Brasil, com base na fisionomia, flora, nutrientes do solo e lençol freático. Acta Botânica Brasilica 2009;23:36-48.

Alvares CA, Stape JL, Sentelhas PC, Gonçalves JLM, Sparovek G. Köppen's climate classification map for Brazil. Meteorol Z. 2013;22(6):711–728.

Bresolin A. Flora da Restinga da Ilha de Santa Catarina: material suplementar – Carta chorográfica do Município de Florianópolis. Ínsula. 1979;10:1-54.

Brower JE, Zar JH, Von Ende CN. Field and laboratory methods for general ecology. New York: WCB/Mc Graw-Hill; 1998.

Caris EAP, Kurtz BC, Cruz CBM, Scarano FR. Vegetation cover and land use of a protected coastal area and its surroundings, southeast Brazil. Rodriguésia 2013;64:747-755. doi:10.1590/S2175-78602013000400006

Carvalho ASR, Andrade ACS, Sá CFC, Araujo DSD, Tierno LR, Fonseca-Kruel VS. Restinga de Massambaba: vegetação, flora, propagação e usos. Rio de Janeiro: Vertente edições; 2018.

Coulloudon B, Eshelman K, Gianola J, et al. Sampling Vegetation Attributes: Interagency Technical Reference. Denver, U.S: Bureau of Land Management; 1996.

Dias ATC, Zaluar HLT, Ganade G, Scarano FR. Canopy composition influencing plant patch dynamics in a Brazilian sandy coastal plain. J. Trop. Ecol. 2005;21:343–347.

Defeo O, McLachlan A, Schoeman DS, et al. Threats to sandy beach ecosystems: A review. Estuarine, Coastal and Shelf Science 2009;81(1):1–12. doi:10.1016/j.ecss.2008.08.022

Dias HM, Soares MLG. As Fitofisionomias das Restingas do Município de Caravelas (Bahia-Brasil) e os bens e serviços associados. Boletim técnico-científico do CEPENE. 2008;16:59-74.

Felfili J, Eisenlohr PC, Melo MMRF, Andrade LL, Neto JAAM. Fitossociologia no Brasil: métodos e estudos de caso. Viçosa: UFV; 2011.

Flora e Funga do Brasil. Rio de Janeiro: JBRJ [citado em 26 ago 2025]. Disponível em: http://floradobrasil.jbrj.gov.br/

Floyd DA, Anderson JE. A comparison of three methods for estimating plant cover. Journal of Ecology 1987;75(1):221-8. doi:10.2307/2260547

Forte BVG. Sucessão secundária na formação arbustiva aberta de Clusia, Restinga de Jurubatiba, Carapebus, RJ. [dissertação]. Macaé, RJ: Universidade Federal do Rio de Janeiro; 2013.

Garbin ML , CarrijoTT, Sansevero JBB, Sánchez-Tapia A, Scarano FR. Subordinate, not dominant, woody species promote the diversity of climbing plants, Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics 2012;14(4) 257-265. doi:10.1016/j.ppees.2012.03.001.

Glatzle A, Mechel A, Vaz Lourenço ME. Technical notes: botanical components of annual Mediterranean grassland as determined by point-intercept and clipping methods. Journal of Range Management 1993;46(3):271-4.

Goodall DW. Some considerations in the use of point quadrats for the analysis of vegetation. Australian Journal of Biological Sciences 1952;5(1):1-41.

Google Earth. Google Earth Pro, version 7.3.6. 2025. Available at: https://earth.google.com/

Heady HF, Gibbens RP, Powell RW. A comparison of the charting, line intercept, and line point methods of sampling shrub types of vegetation. Journal of Range Management. 1959;12(4):180–188.

Henriques RPB, Araujo DSD, Hay JD. Descrição e classificação dos tipos de vegetação da Restinga de Caapebus, Rio de Janeiro. Revista Brasileira de Botânica 1986;9(2):173-189.

Herrick JE, Van Zee JW, McCord SE, Courtright EM, Karl JW, Burkett LM. Monitoring manual for grassland, shrubland and savanna ecosystems. New Mexico: BLM Library; 2009.

Imbassahy CA, Costa DP, Araujo DS. Briófitas do Parque Nacional da Restinga de Jurubatiba, RJ, Brasil. Acta Botanica Brasilica 2020;34(1):1–10. doi:10.1590/S0102-33062009000200028

Jabot – Banco de Dados da Flora Brasileira. Rio de Janeiro: JBRJ [citado em 06 jun 2025]. Disponível em: http://jabot.jbrj.gov.br/

Kent M. Vegetation Description and Data Analysis: A Practical Approach. India: John Wiley & Sons; 2011.

Korb JE, Covington WW, Fulé PZ. Sampling techniques influence understory plant trajectories after restoration: an example from ponderosa pine restoration. Restoration Ecology 2003;11(4):504-15.

Lacerda LD, Araujo DSD, Maciel NC. Dry coastal ecosystems of the tropical Brazilian coast., Amsterdam: Elsevier; 1993.

Mueller-Dombois D, Ellenberg H. Aims and methods of vegetation ecology. New York: John Wiley & Sons; 1974.

Nogueira LEGD. Análise da estrutura taxonômica, filogenética e funcional da Formação Arbustiva Aberta de Clusia no Parque Nacional da Restinga de Jurubatiba [dissertação]. Macaé, RJ: Universidade Federal do Rio de Janeiro; 2020.

Pereira JO, Menezes LFT. Restinga no Espírito Santo: vegetação, flora, distribuição geográfica das espécies. Belo Horizonte: Editora Rupestre; 2023.

Pimentel MCP, Barros MJ, Cirne P, et al. Spatial variation in the structure and floristic composition of "Restinga" vegetation in southeastern Brazil. Brazilian Journal of Botany 2007;30(3):543–551. doi:10.1590/S0100-84042007000300018

Rocha CD, van Sluys M, Bergallo HG, Alves MAS. Endemic and threatened tetrapods in the restingas of the biodiversity corridors of Serra do Mar and the Central Mata Atlântica in eastern Brazil. Brazilian Journal of Biology 2005;65:159-168.

Rochefort L, Isselin-Nondedeu F, Boudreau S, Poulin M. Comparing survey methods for monitoring vegetation change through time in a restored peatland. Wetlands Ecology and Management 2013;21(1). doi:10.1007/s11273-012-9280-4

Scarano F, Esteves F. Pesquisas ecológicas de longa duração na Restinga de Jurubatiba: ecologia, história natural e conservação. São Carlos: Rima; 2004.

Scarano FR. Structure, function and floristic relationships of plant communities in stressful habitats marginal to the Brazilian Atlantic Rainforest. Annals of Botany 2002; 90(4):517-524. doi:10.1093/aob/mcf189

Stefano A, Fowers B, Mealor BA. Comparison of visual estimation and line-point intercept vegetation survey methods on annual grass–invaded rangelands of Wyoming. Invasive Plant Science and Management 2021;14(4):240-252. doi:10.1017/inp.2021.36

Seehusen SE, Prem I. Por que Pagamentos por Serviços Ambientais?Brasília: Ministério do Meio Ambiente; 2012.Thomazi RD, Rocha RT, Oliveira MV, Bruno AS, Silva AR. Um panorama da vegetação das Restingas do Espírito Santo no contexto do litoral brasileiro. Natureza Online 2013;11(1):1–6.

Tavares WC, Pessoa LM, Gonçalves PR. New species of *Cerradomys* from coastal sandy plains of southeastern Brazil (Cricetidae: Sigmodontinae). Journal of Mammalogy 2011;92(3):645-658.

Umbelino LF. Fitossociologia e variabilidade espacial e temporal da superfície freática de solos de uma formação vegetal de Restinga, Carapebus, RJ [tese]. Rio de Janeiro, RJ: Universidade Federal do Rio de Janeiro; 2008.

Como Citar este Artigo:
How to Cite this Article:

(ABNT)
Casimiro, J. N.; Agapito, B. P.; Konno, T. U. P.; Albuquerque-Lima, S.; Gripp, A. R.; Atta, M. S.; Martins, R. L. Eficiência de métodos de amostragem em fitofisionomias abertas de Restinga. Paubrasilia, Porto Seguro, v. 8, n. supl., e195s, 2025. DOI: 10.33447/paubrasilia.2025s.e0195s.

(Vancouver)
Casimiro JN, Agapito BP, Konno TUP, Albuquerque-Lima S, Gripp AR, Atta MS, Martins RL. Eficiência de métodos de amostragem em fitofisionomias abertas de Restinga. Paubrasilia 2025;8(Supl):e195s. doi:10.33447/paubrasilia.2025s.e0195s.

Material Suplementar

Inundável - Intercepto de Linha (LI)

	FAMÍLIA	ESPÉCIE	N	T	DA	DR (%)	FA	FR (%)	IVI	IVI (%)
1	Melastomataceae	*Marcetia taxifolia*	156	229	0,312	24,11	0,165	16,51	40,62	20,311
2	Primulaceae	*Myrsine parvifolia*	62	216	0,124	9,58	0,156	15,57	25,16	12,578
3	Arecaceae	*Allagoptera arenaria*	60	130	0,120	9,27	0,094	9,37	18,65	9,323
4	Lauraceae	*Ocotea notata*	40	154	0,080	6,18	0,111	11,1	17,29	8,643
5	Lythraceae	*Cuphea flava*	46	48	0,092	7,11	0,035	3,46	10,57	5,285
6	Bromeliaceae	*Neoregelia cruenta*	26	42	0,052	4,02	0,03	3,03	7,05	3,523
7	Bromeliaceae	*Aechmea nudicaulis*	22	47	0,044	3,40	0,034	3,39	6,79	3,394
8	Fabaceae	*Chamaecrista ramosa*	25	27	0,050	3,86	0,019	1,95	5,81	2,905
9	Burseraceae	*Protium icicariba*	14	45	0,028	2,16	0,032	3,24	5,41	2,704
10	Myrtaceae	*Eugenia uniflora*	13	42	0,026	2,01	0,030	3,03	5,04	2,519
11	Cactaceae	*Pilosocereus arrabidae*	16	32	0,032	2,47	0,023	2,31	4,78	2,390
12	Verbenaceae	*Stachytarpheta schottiana*	19	25	0,038	2,94	0,018	1,80	4,74	2,370
13	Rubiaceae	*Hexasepalum apiculatum*	19	22	0,038	2,94	0,016	1,59	4,52	2,261
14	Araceae	*Anthurium maricense*	15	21	0,030	2,32	0,015	1,51	3,83	1,916
15	Blechnaceae	*Telmatoblechnum serrulatum*	12	25	0,024	1,85	0,018	1,8	3,66	1,829
16	Myrtaceae	*Myrcia loranthifolia*	8	27	0,016	1,24	0,019	1,95	3,18	1,592
17	Malpighiaceae	*Byrsonima sericea*	8	22	0,016	1,24	0,016	1,59	2,82	1,411
18	Myrtaceae	*Neomitranthes obscura*	7	24	0,014	1,08	0,017	1,73	2,81	1,406
19	Sapotaceae	*Manilkara subsericea*	8	20	0,016	1,24	0,014	1,44	2,68	1,339
20	Sapindaceae	*Paullinia weinmanniifolia*	7	17	0,014	1,08	0,012	1,23	2,31	1,154
21	Polygonaceae	*Coccoloba arborescens*	6	19	0,012	0,93	0,014	1,37	2,30	1,149
22	Sapindaceae	*Cupania emarginata*	5	20	0,010	0,77	0,014	1,44	2,21	1,107
23	Humiriaceae	*Humiria balsamifera*	5	20	0,010	0,77	0,014	1,44	2,21	1,107
24	Lamiaceae	*Vitex polygama*	7	11	0,014	1,08	0,008	0,79	1,87	0,937
25	Celastraceae	*Monteverdia obtusifolia*	4	15	0,008	0,62	0,011	1,08	1,70	0,850
26	Dennstaedtiaceae	*Pteridium esculentum*	5	9	0,010	0,77	0,006	0,65	1,42	0,711
27	Smilacaceae	*Smilax rufescens*	5	9	0,010	0,77	0,006	0,65	1,42	0,711
28	Rubiaceae	*Tocoyena formosa*	3	12	0,006	0,46	0,009	0,87	1,33	0,664
29	Fabaceae	*Stylosanthes guianensis*	4	6	0,008	0,62	0,004	0,43	1,05	0,525
30	Fabaceae	*Bauhinia forficata*	3	8	0,006	0,46	0,006	0,58	1,04	0,520
31	Ericaceae	*Gaylussacia brasiliensis*	3	7	0,006	0,46	0,005	0,5	0,97	0,484
32	Peraceae	*Pera glabrata*	2	8	0,004	0,31	0,006	0,58	0,89	0,443
33	Erythropalaceae	*Heisteria perianthomega*	2	7	0,004	0,31	0,005	0,50	0,81	0,407
34	Orobanchaceae	*Melasma* sp.	2	6	0,004	0,31	0,004	0,43	0,74	0,371
35	Anacardiaceae	*Tapirira guianenses*	2	4	0,004	0,31	0,003	0,29	0,60	0,299
36	Rubiaceae	*Chiococca alba*	2	3	0,004	0,31	0,002	0,22	0,53	0,263
37	Eriocaulaceae	*Paepalanthus tortilis*	2	2	0,004	0,31	0,001	0,14	0,45	0,227
38	Annonaceae	*Xylopia ochrantha*	1	4	0,002	0,15	0,003	0,29	0,44	0,221
39	Convolvulaceae	*Evolvulus genistoide*	1	2	0,002	0,15	0,001	0,14	0,3	0,149
	TOTAL		**647**	1387	1,294	100	1	100	200	100

Material Suplementar

Inundável - Intercepto Linha-Ponto (LPI)

	FAMÍLIA	ESPÉCIE	N	T	DA	DR (%)	FA	FR (%)	IVI	IVI (%)
1	Arecaceae	*Allagoptera arenaria*	76	86	0,152	10,811	0,102	10,202	21,012	10,506
2	Lauraceae	*Ocotea notata*	56	78	0,112	7,966	0,093	9,253	17,219	8,609
3	Fabaceae	*Chamaecrista ramosa*	52	52	0,104	7,397	0,062	6,168	13,565	6,783
4	Rubiaceae	*Borerria verticillata*	43	44	0,086	6,117	0,052	5,219	11,336	5,668
5	Myrtaceae	*Myrcia amazonica*	19	29	0,038	2,703	0,034	3,440	6,143	3,071
6	Lythraceae	*Cuphea flava*	42	42	0,084	5,974	0,050	4,982	10,957	5,478
7	Myrtaceae	*Neomitranthes obscura*	33	46	0,066	4,694	0,055	5,457	10,151	5,075
8	Myrtaceae	*Myrciaria floribunda*	33	44	0,066	4,694	0,052	5,219	9,914	4,957
9	Melastomataceae	*Marcetia taxifolia*	31	33	0,062	4,410	0,039	3,915	8,324	4,162
10	Dennstaedtiaceae	*Pteridium sculentum*	22	25	0,044	3,129	0,030	2,966	6,095	3,048
11	Bromeliaceae	*Neoregelia cruenta*	18	23	0,036	2,560	0,027	2,728	5,289	2,644
12	Araceae	*Anthurium maricense*	18	20	0,036	2,560	0,024	2,372	4,933	2,466
13	Myrtaceae	*Eugenia astringens*	15	21	0,030	2,134	0,025	2,491	4,625	2,312
14	Fabaceae	*Stylosanthes guianensis*	16	19	0,032	2,276	0,023	2,254	4,530	2,265
15	Cactaceae	*Pilosocereus arrabidae*	15	20	0,030	2,134	0,024	2,372	4,506	2,253
16	Burseraceae	*Protium icicariba*	16	18	0,032	2,276	0,021	2,135	4,411	2,206
17	Myrtaceae	*Eugenia punicifolia*	11	13	0,022	1,565	0,015	1,542	3,107	1,553
18	Lamiaceae	*Vitex polygama*	11	13	0,022	1,565	0,015	1,542	3,107	1,553
19	Ericaceae	*Gaylussacia brasiliensis*	10	12	0,020	1,422	0,014	1,423	2,846	1,423
20	Humiriaceae	*Humiria balsamifera*	8	14	0,016	1,138	0,017	1,661	2,799	1,399
21	Peraceae	*Pera glabrata*	9	12	0,018	1,280	0,014	1,423	2,704	1,352
22	Rubiaceae	*Hexasepalum apiculatum*	10	10	0,020	1,422	0,012	1,186	2,609	1,304
23	Smilacaceae	*Smilax rufescens*	9	11	0,018	1,280	0,013	1,305	2,585	1,293
24	Eriocaulaceae	*Paepalanthus tortilis*	9	9	0,018	1,280	0,011	1,068	2,348	1,174
25	Malvaceae	*Waltheria indica*	8	10	0,016	1,138	0,012	1,186	2,324	1,162
26	Clusiaceae	*Clusia hilariana*	8	9	0,016	1,138	0,011	1,068	2,206	1,103
27	Sapotaceae	*Manilkara subsericea*	7	10	0,014	0,996	0,012	1,186	2,182	1,091
28	Myrtaceae	*Eugenia uniflora*	7	9	0,014	0,996	0,011	1,068	2,063	1,032
29	Primulaceae	*Myrsine parvifolia*	7	9	0,014	0,996	0,011	1,068	2,063	1,032
30	Rubiaceae	*Tocoyena formosa*	7	9	0,014	0,996	0,011	1,068	2,063	1,032
31	Bromeliaceae	*Tillandsia stricta*	7	8	0,014	0,996	0,009	0,949	1,945	0,972
32	Ericaceae	*Agarista revoluta*	5	9	0,010	0,711	0,011	1,068	1,779	0,889
33	Molluginaceae	*Mollugo verticillata*	5	7	0,010	0,711	0,008	0,830	1,542	0,771
34	Bromeliaceae	*Aechmea nudicaulis*	4	7	0,008	0,569	0,008	0,830	1,399	0,700
35	Polygonaceae	*Coccoloba arborescens*	5	5	0,010	0,711	0,006	0,593	1,304	0,652
36	Asteraceae	Asteraceae	5	5	0,010	0,711	0,006	0,593	1,304	0,652
37	Rubiaceae	*Sabicea grisea*	4	5	0,008	0,569	0,006	0,593	1,162	0,581
38	Myrtaceae	*Eugenia* sp. 2	3	3	0,006	0,427	0,004	0,356	0,783	0,391
39	Myrtaceae	*Eugenia selloi*	3	4	0,006	0,427	0,005	0,474	0,901	0,451
40	Sapindaceae	*Paullinia weinmanniifolia*	3	4	0,006	0,427	0,005	0,474	0,901	0,451
41	Bromeliaceae	*Vriesea neoglutinosa*	3	3	0,006	0,427	0,004	0,356	0,783	0,391
42	Sapindaceae	*Cupania emarginata*	3	3	0,006	0,427	0,004	0,356	0,783	0,391
43	Erythroxylaceae	*Erythroxylum ovalifolium*	3	3	0,006	0,427	0,004	0,356	0,783	0,391
44	Passifloraceae	*Passiflora* sp.	3	3	0,006	0,427	0,004	0,356	0,783	0,391
45	Euphorbiaceae	*Euphorbia* sp.	2	3	0,004	0,284	0,004	0,356	0,640	0,320
46	Malpighiaceae	*Peixotoa hispidula*	2	3	0,004	0,284	0,004	0,356	0,640	0,320
47	Euphorbiaceae	*Euphorbia thymifolia*	2	2	0,004	0,284	0,002	0,237	0,522	0,261
48	Verbenaceae	*Stachytarpheta schottiana*	2	2	0,004	0,284	0,002	0,237	0,522	0,261
49	Orchidaceae	*Vanilla chamissonis*	2	2	0,004	0,284	0,002	0,237	0,522	0,261
50	Annonaceae	*Xylopia ochrantha*	2	2	0,004	0,284	0,002	0,237	0,522	0,261
51	Myrtaceae	*Myrcia loranthifolia*	1	2	0,002	0,142	0,002	0,237	0,379	0,190
52	Cyperaceae	Cyperaceae	1	1	0,002	0,142	0,001	0,119	0,261	0,130
53	Orchidaceae	*Epidentrum denticulatum*	1	1	0,002	0,142	0,001	0,119	0,261	0,130
54	Convolvulaceae	*Ipomoea imperati*	1	1	0,002	0,142	0,001	0,119	0,261	0,130
55	Fabaceae	*Mimosa* sp.	1	1	0,002	0,142	0,001	0,119	0,261	0,130
56	Myrtaceae	*Myrcia multiflora*	1	1	0,002	0,142	0,001	0,119	0,261	0,130
57	Cactaceae	*Rhipsalis* sp.	1	1	0,002	0,142	0,001	0,119	0,261	0,130
58	Malvaceae	*Sida* sp.	1	1	0,002	0,142	0,001	0,119	0,261	0,130
59	Anacardiaceae	*Tapirira guianensis*	1	1	0,002	0,142	0,001	0,119	0,261	0,130
	TOTAL		**703**	843	1,406	100	1	100	200	100

Material Suplementar

Não Inundável - Intercepto Linha-Ponto (LPI)

	FAMÍLIA	ESPÉCIE	N	T	DA	DR (%)	FA	FR (%)	IVI	IVI (%)
1	Fabaceae	*Chamaecrista ramosa*	108	108	0,216	14,099	0,094	9,432	23,532	11,766
2	Primulaceae	*Myrsine parvifolia*	70	141	0,140	9,138	0,123	12,314	21,453	10,726
3	Myrtaceae	*Neomitranthes obscura*	45	104	0,090	5,875	0,091	9,083	14,958	7,479
4	Myrtaceae	*Myrcia amazonica*	41	79	0,082	5,352	0,069	6,900	12,252	6,126
5	Bromeliaceae	*Aechmea nudicaulis*	45	58	0,090	5,875	0,051	5,066	10,940	5,470
6	Cactaceae	*Pilosocereus arrabidae*	33	58	0,066	4,308	0,051	5,066	9,374	4,687
7	Lythraceae	*Cuphea flava*	38	38	0,076	4,961	0,033	3,319	8,280	4,140
8	Lauraceae	*Ocotea notata*	25	54	0,050	3,264	0,047	4,716	7,980	3,990
9	Arecaceae	*Allagoptera arenaria*	29	36	0,058	3,786	0,031	3,144	6,930	3,465
10	Rubiaceae	*Tocoyena formosa*	23	36	0,046	3,003	0,031	3,144	6,147	3,073
11	Peraceae	*Pera glabrata*	27	27	0,054	3,525	0,024	2,358	5,883	2,941
12	Anacardiaceae	*Tapirira guianensis*	19	30	0,038	2,480	0,026	2,620	5,101	2,550
13	Erythroxylaceae	*Erythroxylum ovalifolium*	18	25	0,036	2,350	0,022	2,183	4,533	2,267
14	Euphorbiaceae	*Alchornea* sp.	10	24	0,020	1,305	0,021	2,096	3,402	1,701
15	Clusiaceae	*Clusia hilariana*	10	22	0,020	1,305	0,019	1,921	3,227	1,613
16	Humiriaceae	*Humiria balsamifera*	10	21	0,020	1,305	0,018	1,834	3,140	1,570
17	Bromeliaceae	*Neoregelia cruenta*	13	15	0,026	1,697	0,013	1,310	3,007	1,504
18	Myrtaceae	*Eugenia uniflora*	11	17	0,022	1,436	0,015	1,485	2,921	1,460
19	Melastomataceae	*Marcetia taxifolia*	11	14	0,022	1,436	0,012	1,223	2,659	1,329
20	Araceae	*Anthurium maricense*	12	12	0,024	1,567	0,010	1,048	2,615	1,307
21	Cordiaceae	*Varronia curassavica*	12	12	0,024	1,567	0,010	1,048	2,615	1,307
22	Fabaceae	*Senna pendula*	11	13	0,022	1,436	0,011	1,135	2,571	1,286
23	Ericaceae	*Agarista revoluta*	9	12	0,018	1,175	0,010	1,048	2,223	1,111
24	Cactaceae	*Cereus fernambucensis*	7	14	0,014	0,914	0,012	1,223	2,137	1,068
25	Lamiaceae	*Vitex polygama*	9	10	0,018	1,175	0,009	0,873	2,048	1,024
26	Blechnaceae	*Telmatoblechnum serrulatum*	8	10	0,016	1,044	0,009	0,873	1,918	0,959
27	Dennstaedtiaceae	*Pteridium sculentum*	8	10	0,016	1,044	0,009	0,873	1,918	0,959
28	Burseraceae	*Protium heptaphyllum*	7	11	0,014	0,914	0,010	0,961	1,875	0,937
29	Malpighiaceae	*Byrsonima sericea*	6	12	0,012	0,783	0,010	1,048	1,831	0,916
30	Myrtaceae	*Myrcia loranthifolia*	6	11	0,012	0,783	0,010	0,961	1,744	0,872
31	Fabaceae	*Stylosanthes guianensis*	8	8	0,016	1,044	0,007	0,699	1,743	0,872
32	Myrtaceae	*Eugenia astringens*	5	11	0,010	0,653	0,010	0,961	1,613	0,807
33	Malvaceae	*Waltheria maritima*	7	7	0,014	0,914	0,006	0,611	1,525	0,763
34	Myrtaceae	*Psidium* sp.	5	8	0,010	0,653	0,007	0,699	1,351	0,676
35	Myrtaceae	*Eugenia* sp. 1	5	7	0,010	0,653	0,006	0,611	1,264	0,632
36	Smilacaceae	*Smilax rufescens*	5	6	0,010	0,653	0,005	0,524	1,177	0,588
37	Verbenaceae	*Lantana fucata*	5	5	0,010	0,653	0,004	0,437	1,089	0,545
38	Sapindaceae	*Paullinia weinmanniifolia*	4	5	0,008	0,522	0,004	0,437	0,959	0,479
39	Bromeliaceae	*Vriesea neoglutinosa*	4	5	0,008	0,522	0,004	0,437	0,959	0,479
40	Myrtaceae	*Myrciaria floribunda*	3	6	0,006	0,392	0,005	0,524	0,916	0,458
41	Rubiaceae	*Borreria verticillata*	4	4	0,008	0,522	0,003	0,349	0,872	0,436
42	Sapindaceae	*Serjania* sp.	4	4	0,008	0,522	0,003	0,349	0,872	0,436
43	Myrtaceae	*Eugenia* sp. 2	3	5	0,006	0,392	0,004	0,437	0,828	0,414
44	Burseraceae	*Protium icicariba*	3	4	0,006	0,392	0,003	0,349	0,741	0,370
45	Sapindaceae	*Cupania emarginata*	3	3	0,006	0,392	0,003	0,262	0,654	0,327
46	Molluginaceae	*Mollugo verticillata*	3	3	0,006	0,392	0,003	0,262	0,654	0,327
47	Eriocaulaceae	*Paepalanthus tortilis*	3	3	0,006	0,392	0,003	0,262	0,654	0,327
48	Polygonaceae	*Coccoloba arborescens*	2	4	0,004	0,261	0,003	0,349	0,610	0,305
49	Malpighiaceae	*Peixotoa hispidula*	2	4	0,004	0,261	0,003	0,349	0,610	0,305
50	Ericaceae	*Gaylussacia brasiliensis*	2	2	0,004	0,261	0,002	0,175	0,436	0,218
51	Myrtaceae	*Myrciaria* sp.	2	2	0,004	0,261	0,002	0,175	0,436	0,218
52	Fabaceae	*Andira nitida*	1	2	0,002	0,131	0,002	0,175	0,305	0,153
53	Myrtaceae	*Eugenia punicifolia*	1	2	0,002	0,131	0,002	0,175	0,305	0,153
54	Sapotaceae	*Manilkara subsericea*	1	1	0,002	0,131	0,001	0,087	0,218	0,109
	TOTAL		**766**	1.145	1,532	100	1	100	200	100

Material Suplementar

Não Inundável - Quadro Inter Pontual (CPF)

	FAMÍLIA	ESPÉCIE	N	T	DA	DR (%)	FA	FR (%)	IVI	IVI (%)
1	Lauraceae	*Ocotea notata*	2.401	3.571	1,30	25,49	0,266	26,64	52,13	26,067
2	Primulaceae	*Myrsine parvifolia*	1.525	2.077,12	0,83	16,19	0,155	15,50	31,69	15,844
3	Myrtaceae	*Myrciaria floribunda*	867	1.260,5	0,47	9,20	0,094	9,40	18,61	9,305
4	Humiriaceae	*Humiria balsamifera*	675	992	0,37	7,17	0,074	7,40	14,57	7,284
5	Erythroxylaceae	*Erythroxylum subsessile*	616	828	0,33	6,54	0,062	6,18	12,72	6,359
6	Clusiaceae	*Clusia hilariana*	519	694	0,28	5,51	0,052	5,18	10,69	5,344
7	Myrtaceae	*Neomitranthes obscura*	404	549	0,22	4,29	0,041	4,10	8,39	4,193
8	Myrtaceae	*Myrcia loranthifolia*	332	445	0,18	3,52	0,033	3,32	6,84	3,422
9	Malpighiaceae	*Byrsonima sericea*	300	431	0,16	3,18	0,032	3,22	6,40	3,200
10	Anacardiaceae	*Tapirira guianensis*	277	425	0,15	2,94	0,032	3,17	6,11	3,056
11	Bromeliaceae	*Aechmea nudicaulis*	308	318	0,17	3,27	0,024	2,37	5,64	2,821
12	Myrtaceae	*Myrcia amazonica*	173	253	0,09	1,84	0,019	1,89	3,72	1,862
13	Anacardiaceae	*Anacardium occidentale*	135	195	0,07	1,43	0,015	1,45	2,89	1,444
14	Rubiaceae	*Tocoyena formosa*	129	165	0,07	1,37	0,012	1,23	2,60	1,300
15	Myrtaceae	*Eugenia astringens*	114	161	0,06	1,21	0,012	1,20	2,41	1,206
16	Peraceae	*Pera glabrata*	103	169	0,06	1,09	0,013	1,26	2,35	1,177
17	Arecaceae	*Allagoptera arenaria*	106	134	0,06	1,13	0,010	1,00	2,13	1,063
18	Fabaceae	*Ormosia arborea*	98	139	0,05	1,04	0,010	1,04	2,08	1,039
19	Myrtaceae	*Psidium cattleyanum*	56	117	0,03	0,59	0,009	0,87	1,47	0,734
20	Erythroxylaceae	*Erythroxylum ovalifolium*	64	100	0,03	0,68	0,007	0,75	1,43	0,713
21	Sapindaceae	*Cupania emarginata*	43	65	0,02	0,46	0,005	0,48	0,94	0,471
22	Celastraceae	*Monteverdia obtusifolia*	41	66	0,02	0,44	0,005	0,49	0,93	0,464
23	Nyctaginaceae	*Guapira opposita*	31	53	0,02	0,33	0,004	0,40	0,72	0,362
24	Cactaceae	Cactaceae	37	37	0,02	0,39	0,003	0,28	0,67	0,334
25	Sapotaceae	*Manilkara subsericea*	28	46	0,02	0,30	0,003	0,34	0,64	0,320
26	Lamiaceae	*Vitex polygama*	26	39	0,01	0,28	0,003	0,29	0,57	0,284
27	Erythropalaceae	*Heisteria perianthomega*	22	28	0,01	0,23	0,002	0,21	0,44	0,221
28	Liliaceae	*Lilium* spp.	11	11	0,01	0,12	0,001	0,08	0,20	0,099
29	Myrtaceae	*Eugenia uniflora*	10	11	0,01	0,11	0,001	0,08	0,19	0,094
30	Burseraceae	*Protium heptaphyllum*	5	8,93	0,00	0,05	0,001	0,07	0,12	0,060
31	Myrtaceae	*Eugenia* spp.	5	6	0,00	0,05	0,000	0,04	0,10	0,049
32	Capparaceae	*Cynophalla flexuosa*	3	8	0,00	0,03	0,001	0,06	0,09	0,046
	TOTAL		**9464**	13.402,55	5,1	100	1,00	100	200	100