

**Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática da
Área Ambiental I – Porção Capixaba do Rio Doce e Região
Marinha e Costeira Adjacente**

RELATÓRIO ANUAL:

Anexo 5 – Restinga

RT-22 RRDM/NOV19

Coordenação Geral

Adalto Bianchini

Alex Cardoso Bastos

Edmilson Costa Teixeira

Eustáquio Vinícius de Castro

Jorge Abdala Dergam dos Santos

Vitória,

Novembro de 2019

COORDENAÇÕES

Anexo 1

Adalto Bianchini (FURG)

Anexo 3

Edmilson Costa Teixeira (UFES)

Fabian Sá (UFES)

Jorge Dergam (UFV)

Subprojetos

Alessandra Delazari Barroso (FAESA)

Alex Cardoso Bastos (UFES)

Ana Cristina Teixeira Bonecker (UFRJ)

Anderson Geyson Alves de Araújo (UFES)

Björn Gücker (UFSJ)

Camilo Dias Júnior (UFES)

Daniel Rigo (UFES)

Eneida Maria Eskinazi Sant'Anna (UFOP)

Gilberto Amado Filho (IPJB) *in memorian*

Gilberto Fonseca Barroso (UFES)

Iola Gonçalves Boechat (UFSJ)

Leila Lourdes Longo (UFRB)

Leonardo Tavares Salgado (IPJB)

Luís Fernando Loureiro (UFES)

Marco Aurélio Caiado (UFES)

Renato David Ghisolfi (UFES)

Renato Rodrigues Neto (UFES)

Rodrigo Leão de Moura (UFRJ)

Valéria da Silva Quaresma (UFES)

Valéria de Oliveira Fernandes (UFES)

Vanya Marcia Duarte Pasa (UFMG)

Anexo 4

Jacqueline Albino (UFES)

Subprojetos

Karla Costa (UFES)

Maria Tereza Carneiro (UFES)

Anexo 5

Diolina Moura Silva (UFES)

Mônica Tognella (UFES)

Anexo 6

Agnaldo Silva Martins (UFES)

Subprojetos

Ana Paula Cazerta Farro (UFES)

Leandro Bugoni (FURG)

Sarah Vargas (UFES)

Anexo 7

Maurício Hostim (UFES)

Jorge Dergam (UFV)

Subprojetos

Carlos W. Hackradt (UFSB)

Fabiana Felix Hackradt (UFSB)

Jean-Christophe Joyeux (UFES)

Luis Fernando Duboc (UFV)

Anexo 8

Heitor Evangelista (UERJ)

Coordenação Técnica (CTEC)

Alex Cardoso Bastos

Lara Gabriela Magioni Santos

Laura Silveira Vieira Salles

Tarcila Franco Menandro

Coordenação Escritório de Projetos

Eustáquio Vinicius Ribeiro de Castro

Patrícia Bourguignon Soares

Paulo Roberto Filgueiras

Valdemar Lacerda Junior

Walter Luiz Alda Junior

Coordenação Núcleo de Atuação Integrada em Rede (NAIR)

Edmilson Costa Teixeira

Karla Libardi Gallina

Andressa Christiane Pereira

Anna Paula Lage Ribeiro

Caroline De Marchi Pignaton

Paulo Eduardo Marques

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	17
2	METODOLOGIA	19
2.1	INVENTÁRIO FLORÍSTICO E DA ESTRUTURA DA VEGETAÇÃO DA RESTINGA	19
2.2	CAPACIDADE DE RECUPERAÇÃO DA VEGETAÇÃO	22
2.2.1	Banco de Semente	22
2.2.2	Microbiota do solo	25
2.2.3	Viabilidade de estruturas reprodutivas	25
2.3	AVALIAÇÕES ECOFISIOLÓGICAS	26
2.3.1	Análises físico-químicas do solo e tecido vegetal	27
2.3.2	Componentes anato-estruturais	28
2.3.3	Análises fotossintéticas <i>in situ</i>	29
2.3.4	Sistema antioxidante enzimático	30
2.3.5	Metabolismo do nitrogênio e carbono <i>in vitro</i>	31
2.3.6	Carboidratos não estruturais e polímeros de parede	31
3	RESULTADOS	33
3.1	INVENTÁRIO FLORÍSTICO E DA ESTRUTURA DA VEGETAÇÃO DA RESTINGA	33
3.2	CAPACIDADE DE RECUPERAÇÃO DA VEGETAÇÃO	67
3.2.1	Banco de Sementes	67
3.2.2	Microbiota do solo	71
3.2.3	Viabilidade de estruturas reprodutivas	79
3.3	ANÁLISES ECOFISIOLÓGICAS	85
3.3.1	Componentes anato-estruturais	85
3.3.2	Índice de Clorofila	93
3.3.3	Fluorescência da clorofila <i>a</i>	101
3.3.4	Trocas Gasosas	130
3.3.5	Metabolismo do nitrogênio e carbono	146

3.3.6	Sistema antioxidante	151
3.3.7	Carboidratos não estruturais e polímeros de parede	156
4	DISCUSSÃO INTEGRADA	161
5	RESUMO DO ANEXO	175
6	REFERÊNCIAS	177
7	APÊNDICE.....	190

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Aspecto geral das formações vegetacionais nas estações amostrais. A. Formação Herbácea não Inundável; B. Formação Arbustiva Aberta não Inundável. C. Formação Arbustiva Fechada não Inundável. D Formação Florestal não Inundável.	20
Figura 2: Modelo de malha de amostragem utilizada nas estações amostrais para avaliação do banco de sementes. Modelo para E1 (APA de Conceição da Barra).....	22
Figura 3: Representantes de quatro famílias identificadas nas amostras de banco de sementes coletadas nas oito estações amostrais. A: Fabaceae, B: Arecaceae, C: Rubiaceae e D: Poaceae.	23
Figura 4: Bandejas de germinação dispostas na área experimental da Botânica do Departamento de Ciências Biológicas da UFES. Estágios iniciais de germinação.....	24
Figura 5: Esquema do detalhamento da etapa de fixação das folhas.	28
Figura 6: Determinações fotossintéticas <i>in situ</i> em plantas da Restinga, avaliadas em janeiro a agosto de 2019 com o auxílio de equipamentos portáteis: Clorofilômetro modelo SPAD-502 (A); Fluorômetro modelo HandyPEA (B) e Analisador de gás a infravermelho - IRGA, modelo LCPro T System (C)....	30
Figura 7: Comparação do número total de espécies amostradas e o número de espécies invasoras/exóticas/ruderais das famílias com maior riqueza específica nas Restingas (Anexo 5), do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática Área Ambiental I.	34
Figura 8: Espécies ameaçadas de extinção nas restingas do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática Área Ambiental I. A: <i>Scaevola plumieri</i> (L.) Vahl (Goodeniaceae). B: <i>Jacquinia armillaris</i> (Primulaceae). C: <i>Odontocarya vitis</i> (Vell.) J.M.A.Braga (Menispermaceae). D: <i>Cyrtopodium holstii</i> L.C.Menezes (Orchidaceae). E: <i>Eltroplectris calcarata</i> (Orchidaceae). F: <i>Davilla macrocarpa</i> Eichler (Dilleniaceae).	44
Figura 9: Número total de espécies amostradas e porcentagem de espécies invasoras/exóticas/ruderais por unidade amostral nas Restingas (Anexo 5) do PMBA. E1- APA de Conceição da Barra; E2- APA de Conceição da Barra; E3-Aldeia do Coco; E4-Barra Nova; E5- Pontal do Ipiranga; E6- Cacimbas; E7- Reserva Biológica de Comboios; E8- Reserva Biológica de Comboios.	45
Figura 10: Similaridade florística entre as oito estações amostrais das Restingas do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática Área Ambiental I (Anexo 5).	47
Figura 11: Similaridade florística entre as formações vegetacionais das oito estações amostrais nas Restingas do PMBA (Anexo 5). A. Formação Herbácea. B. Formação Arbustiva. C. Formação Arbórea. E1- APA de Conceição da Barra; E2- APA de Conceição da Barra; E3-Aldeia do Coco; E4-Barra Nova; E5- Pontal do Ipiranga; E6- Cacimbas; E7-Reserva Biológica de Comboios; E8- Reserva Biológica de Comboios.	49

Figura 12: Riqueza de espécies por formação vegetal, encontrada no estudo fitossociológico, nas oito estações amostrais da Restinga do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática Área Ambiental I (Anexo 5). E1- APA de Conceição da Barra; E2- APA de Conceição da Barra; E3-Aldeia do Coco; E4-Barra Nova; E5- Pontal do Ipiranga; E6- Cacimbas; E7-Reserva Biológica de Comboios; E8- Reserva Biológica de Comboios.	53
Figura 13: Número de espécies por forma de vida encontradas na vegetação de Restinga do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática Área Ambiental I (Anexo 5).	54
Figura 14: Número de sementes coletadas em cada estação amostral, de acordo com a localização descrita no protocolo do Anexo 5 – Restinga (PMBA) e porcentagem de germinação geral apresentada pelas sementes amostradas.	67
Figura 15: Número de sementes coletadas durante o período chuvoso e porcentagem de germinação nas três formações da Restinga, nas oito estações amostrais do Anexo 5 do PMBA.	68
Figura 16: Total de UFC's por espécie e estação após 72h de crescimento provenientes de amostras de solo associadas ao sistema radicular de espécies da Restinga, em oito estações amostrais ao longo da costa Norte do ES afetada pela pluma de rejeito de mineração. (Anexo 5, Restinga – PMBA).	73
Figura 17: Formação de halos alaranjados e amarelados no meio de cultura contendo CAS que identificam a produção de sideróforos em isolados de <i>Coccoloba alnifolia</i> na Estação 5 (A). Visualização sob luz UV de isolados bacterianos produtores de sideróforos da amostra de <i>Byrsonima sericea</i> na Estação 6 (B).	74
Figura 18: Percentual de UFC produtoras de sideróforos (%sid/total) por espécie vegetal em relação a média total.	76
Figura 19: Percentual de isolados positivos para a produção de sideróforos repicados para meio de cultura com CAS (%sid/CAS).	77
Figura 20: Percentual de UFC repicadas para meio de cultura contendo CAS (CAS), percentual de UFC produtoras de sideróforos (sid/total) e percentual de isolados positivos para a produção de sideróforos repicados para meio de cultura com CAS (sid/CAS).	78
Figura 21: Relação entre concentrações de Fe no solo das três formações vegetacionais e número de isolados de bactérias positivas para presença de sideróforos, quelantes de Fe em espécies nas oito estações amostrais, Anexo 5 – Restinga do PMBA.	79
Figura 22: Grãos de pólen e anteras de <i>Canavalia rosea</i> visualizados, respectivamente, em microscopia ótica e estereomicroscópio. A) Grãos de pólen corados com solução tripla de Alexander evidenciando alta taxa de porcentagem de viabilidade polínica; B) Grãos de pólen corados com solução tripla de Alexander evidenciando alta ocorrência de grãos de pólen inviáveis (em cor verde); C) Anteras com tecido degradado. As setas indicam pontos de degradação no tecido; D) Antera com tecido normal, íntegro; E) Grãos de pólen não corados e pegajosos, envolvidos em “secreção” ou mucilagem; E) Grãos	

de pólen não corados livres de qualquer secreção ou mucilagem. Barra = 100 μ m (A, B, E e F). Ampliação de 10 e 15 vezes (respectivamente, C e D).....	82
Figura 23: Análises preliminares indicando o extravasamento do conteúdo celular de pólen de <i>Canavalia rosea</i> (seta), coletadas ao longo do litoral norte do ES, afetado pelos rejeitos de mineração. Anexo 5 – Restinga, PMBA.....	84
Figura 24: Secções transversais das folhas de <i>Ipomoea imperati</i> (Vahl) Griseb. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.....	85
Figura 25: Secções paradérmicas das folhas de <i>Ipomoea imperati</i> (Vahl) Griseb. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.	86
Figura 26: Secções transversais das folhas de <i>Canavalia rosea</i> (Sw.) DC. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.....	86
Figura 27: Secções paradérmicas das folhas de <i>Canavalia rosea</i> (Sw.) DC. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.....	87
Figura 28: Secções transversais das folhas de <i>Allagoptera arenaria</i> (Gomes) Kuntze. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.	87
Figura 29: Secções paradérmicas das folhas de <i>Allagoptera arenaria</i> (Gomes) Kuntze. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.	88
Figura 30: Secções transversais das folhas de <i>Guapira pernambucensis</i> (Casar.) Lundell. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.	88
Figura 31: Secções paradérmicas das folhas de <i>Guapira pernambucensis</i> (Casar.) Lundell. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.	89
Figura 32: Secções transversais das folhas de <i>Manilkara salzmannii</i> (A.DC.) H.J.Lam. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.	89
Figura 33: Secções paradérmicas das folhas de <i>Manilkara salzmannii</i> (A.DC.) H.J.Lam. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8. .	90
Figura 34: Secções transversais das folhas de <i>Protium heptaphyllum</i> (Aubl.) Marchand. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8. .	90
Figura 35: Secções paradérmicas das folhas de <i>Protium heptaphyllum</i> (Aubl.) Marchand. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8. .	91
Figura 36: Índice de clorofila (unidade SPAD) em 6 espécies das formações herbácea, arbustiva e arbórea, respectivamente, no período chuvoso.....	94

Figura 37: Índice de clorofila (unidade SPAD) em 6 espécies das formação herbácea, arbustiva e arbórea, respectivamente, no período chuvoso.....	95
Figura 38: Índice de clorofila em folhas de espécies herbáceas (<i>Ipomoea imperati</i> , <i>Canavalia rosea</i> , <i>Ipomoea pes-caprae</i> , <i>Scaevola plumieri</i>), arbustivas (<i>Allagoptera arenaria</i> , <i>Guapira pernambucensis</i> , <i>Coccoloba alnifolia</i> , <i>Myrsine parvifolia</i> , <i>Eugenia astringens</i>) e arbóreas (<i>Protium heptaphyllum</i> e <i>Manilkara salzmannii</i>) respectivamente, avaliadas em Abril/ e Julho2019.....	96
Figura 39: Relação entre ferro presente no solo e nas folhas, e índice de clorofila em duas espécies da formação herbácea: A - <i>Canavalia rosea</i> e B - <i>Ipomoea imperati</i>), no mês de fevereiro/2019.....	98
Figura 40: Relação entre ferro presente no solo e nas folhas, e índice de clorofila em duas espécies da formação herbácea: A - <i>Canavalia rosea</i> e B - <i>Ipomoea imperati</i> , no mês de março/2019.....	99
Figura 41: Relação ferro no solo e índice de clorofila nas duas espécies da herbácea (<i>Ipomoea imperati</i> e <i>Canavalia rosea</i>), no mês de Agosto/2019.....	100
Figura 42: Ocorrência de clorose na estação chuvosa em folhas de espécies da Restinga na em Cacimbas (E6), estação amostral anterior à desembocadura do Rio Doce (Anexo 5 – Restinga, PMBA).	101
Figura 43: Fluorescência variável da clorofila <i>a</i> (Vt) em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Janeiro/2019.....	103
Figura 44: Fluorescência variável da clorofila <i>a</i> em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Fevereiro/2019.....	104
Figura 45: Fluorescência variável da clorofila <i>a</i> em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Março/2019.....	105
Figura 46: Fluorescência variável da clorofila <i>a</i> em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Abril/2019.....	106
Figura 47: Fluorescência variável da clorofila <i>a</i> em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Maio/2019.....	107
Figura 48: Fluorescência variável da clorofila <i>a</i> em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Junho/2019.....	108

Figura 49: Fluorescência variável da clorofila <i>a</i> em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Julho/2019.	109
Figura 50: Fluorescência variável da clorofila <i>a</i> em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Agosto/2019.....	110
Figura 51: Fluorescência variável da clorofila <i>a</i> em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Setembro/2019.	111
Figura 52: Variáveis da fluorescência da clorofila <i>a</i> , JIP-test: Centro de reação ativos do Fotossistema II à 2 ms (V_j); Número de ciclos/voltas de QA (N); Probabilidade que um elétron seja transportado de da plastoquinona reduzida (PQ) até o lado aceptor de do Fossistema I (δ_{R_0}); Rendimento quântico máximo potencial do fotossistema II ($\phi_{P_0} = F_v/F_M$); Fluxo de dissipação por seção transversal (DI_0/CS_0);; Eficiência de oxido-redução do Fotossistema II (PI_{ABS}); Índice de desempenho total da cadeia de transporte de elétrons (PI_{TOTAL}); em espécies presentes na formação HERBÁCEA da Restinga, nas estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Janeiro/2019.....	115
Figura 53: Variáveis da fluorescência da clorofila <i>a</i> , JIP-test em espécies presentes na formação ARBUSTIVA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Janeiro/2019.	116
Figura 54: Variáveis da fluorescência da clorofila <i>a</i> , JIP-test em espécies presentes na formação ARBÓREA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Janeiro/2019.	117
Figura 55: Variáveis da fluorescência da clorofila <i>a</i> , JIP-test em espécies presentes em três formações da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Fevereiro/2019.....	118
Figura 56: Variáveis da fluorescência da clorofila <i>a</i> , JIP-test em espécies presentes em três formações da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Março/2019.....	119
Figura 57: Variáveis da fluorescência da clorofila <i>a</i> , JIP-test em espécies presentes na formação HERBÁCEA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Abril/2019.	120
Figura 58: Variáveis da fluorescência da clorofila <i>a</i> , JIP-test em espécies presentes na formação ARBUSTIVA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Abril/2019.	121

Figura 59: Variáveis da fluorescência da clorofila <i>a</i> , JIP-test em espécies presentes na formação ARBÓREA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Abril/2019.	122
Figura 60: Variáveis da fluorescência da clorofila <i>a</i> , JIP-test em espécies presentes em três formações da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Maio/2019.	123
Figura 61: Variáveis da fluorescência da clorofila <i>a</i> , JIP-test em espécies presentes em três formações da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Junho/2019.	124
Figura 62: Variáveis da fluorescência da clorofila <i>a</i> , JIP-test em espécies presentes na formação HERBÁCEA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Julho/2019.	125
Figura 63: Variáveis da fluorescência da clorofila <i>a</i> , JIP-test em espécies presentes na formação ARBUSTIVA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Julho/2019.	126
Figura 64: Variáveis da fluorescência da clorofila <i>a</i> , JIP-test em espécies presentes na formação ARBÓREA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Julho/2019.	127
Figura 65: Variáveis da fluorescência da clorofila <i>a</i> , JIP-test em espécies presentes em três formações da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Agosto/2019.	128
Figura 66: Variáveis da fluorescência da clorofila <i>a</i> , JIP-test em espécies presentes em três formações da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Setembro/2019.	129
Figura 67: Taxa fotossintética líquida do carbono (<i>A</i>), condutância estomática (<i>g_s</i>) e eficiência intrínseca do uso da água (<i>A/g_s</i>) em espécies da formação HERBÁCEA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES do Anexo 5 (PMBA), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n=9).	134
Figura 68: Taxa fotossintética líquida do carbono (<i>A</i>), condutância estomática (<i>g_s</i>) e eficiência intrínseca do uso da água (<i>A/g_s</i>) em espécies da formação ARBUSTIVA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES do Anexo 5 (PMBA), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n=9).	135
Figura 69: Taxa fotossintética líquida do carbono (<i>A</i>), condutância estomática (<i>g_s</i>) e eficiência intrínseca do uso da água (<i>A/g_s</i>) em espécies da formação ARBÓREA da Restinga, em oito estações amostrais	

afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES do Anexo 5 (PMBA), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n=9).....	136
Figura 70: Taxa fotossintética líquida do carbono (A), condutância estomática (g_s) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s) em espécies da formação HERBÁCEA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES do Anexo 5 (PMBA), no período Seco (Maio a Setembro/2019).	137
Figura 71: Taxa fotossintética líquida do carbono (A), condutância estomática (g_s) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s) em espécies da formação ARBUSTIVA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES do Anexo 5 (PMBA), no período Seco (Maio a Setembro/2019).	138
Figura 72: Taxa fotossintética líquida do carbono (A), condutância estomática (g_s) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s) em espécies da formação ARBÓREA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES do Anexo 5 (PMBA), no período Seco (Maio a Setembro/2019).	139
Figura 73: Relação entre os valores médios dos parâmetros de trocas gasosas das espécies da formação Herbácea e os teores de ferro, manganês, cobre e zinco disponíveis no solo nas oito estações de amostragem: taxa fotossintética líquida do carbono (A) e condutância estomática (g_s) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n= 9).....	140
Figura 74: Relação entre os valores médios dos parâmetros de trocas gasosas das espécies da formação Arbustiva e os teores de ferro, manganês, cobre e zinco disponíveis no solo nas oito estações de amostragem: taxa fotossintética líquida do carbono (A) e condutância estomática (g_s) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n= 9).....	141
Figura 75: Relação entre os valores médios dos parâmetros de trocas gasosas das espécies da formação Abórea e os teores de ferro, manganês, cobre e zinco disponíveis no solo nas oito estações de amostragem: taxa fotossintética líquida do carbono (A) e condutância estomática (g_s) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n= 9).....	142
Figura 76: Relação entre os valores médios dos parâmetros de trocas gasosas das espécies da formação Herbácea e os teores de ferro, manganês, cobre e zinco disponíveis no solo nas oito estações de amostragem: taxa fotossintética líquida do carbono (A) e condutância estomática (g_s) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n= 9), no período seco (Maio a Agosto/2019). (n= 9)	143
Figura 77: Relação entre os valores médios dos parâmetros de trocas gasosas das espécies da formação Arbustiva e os teores de ferro, manganês, cobre e zinco disponíveis no solo nas oito estações de amostragem: taxa fotossintética líquida do carbono (A) e condutância estomática (g_s) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n= 9), no período seco (Maio a Agosto/2019). (n= 9)	144

Figura 78: Relação entre os valores médios dos parâmetros de trocas gasosas das espécies da formação Arbórea e os teores de ferro, manganês, cobre e zinco disponíveis no solo nas oito estações de amostragem: taxa fotossintética líquida do carbono (A) e condutância estomática (gs) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g _s), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n= 9), no período seco (Maio a Agosto/2019). (n= 9)	145
Figura 79: Variação nos teores de clorofilas em espécies presentes em três formações vegetacionais da Restinga. As espécies, <i>Ipomoea imperati</i> – Herbácea, <i>Allagoptera arenaria</i> – Arbustiva e <i>Protium heptaphyllum</i> - Arbórea, foram analisadas em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do Espírito Santo (ES). MF: massa fresca. Médias seguidas de letras distintas diferem entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5%. Letras maiúsculas comparam as espécies entre as estações. Letras minúsculas comparam as épocas de amostragem dentro de uma estação. As barras verticas nas colunas indicam o erro padrão.	146
Figura 80: Variação no conteúdo de carotenoides em espécies vegetais da Restinga em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do (ES).	147
Figura 81: Concentração de proteínas solúveis e aminoácidos livres em espécies vegetais da Restinga em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do (ES).	148
Figura 82: Variação no conteúdo de amido em espécies vegetais da Restinga em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do (ES).	149
Figura 83: Variação no conteúdo de açúcares em espécies vegetais da Restinga em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do (ES).	150
Figura 84: Variação no conteúdo de malato em espécies vegetais da Restinga em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do (ES).	150
Figura 85: Atividade de enzimas do sistema antioxidativo em folhas de espécies vegetais da Restinga: catalase (CAT), peroxidase do ascorbato (APX), redutase da glutatona (GR) e superóxido dismutase (SOD) em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES.....	153
Figura 86: Teores de Ferro e Manganês no solo das três formações vegetacionais: Herbácea (HB), Arbustiva (AU) e Arbórea (AO), nas oito estações amostrais do Anexo 5 (Restinga) do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática da Área Ambiental I (PMBA), no período chuvoso.	154
Figura 87: Variação no conteúdo de compostos antioxidantes em espécies vegetais da Restinga nas estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do (ES). Letras maiúsculas comparam as espécies entre as estações e letras minúsculas comparam as épocas de amostragem dentro de uma estação, Teste de Tukey (p ≥ 0,05).	155

Figura 88: Teores de hemiceluloses das espécies amostradas na Estação 1, Estação 6 e Estação 7 da restinga da costa norte do Espírito Santo. *Ipomea imperati* e *Canavalia rosea* (herbáceas), *Allagoptera arenaria* e *Guapira pernambucensis* (arbustiva) e *Protium heptaphyllum* e *Manilkara salzmannii* (arbóreas) - A. Teores médios de hemiceluloses por formação vegetal: herbáceas, arbustivas e arbóreas amostradas – B. As barras representam o erro padrão das médias (n = 5). As letras comparam as estações dentro de cada espécie. Letras distintas diferem significativamente ($p < 0.05$, pelo teste de Tukey)..... 156

Figura 89: Teores de lignina das espécies amostradas na Estação 1, Estação 6 e Estação 7 da restinga da costa norte do Espírito Santo. *Ipomea imperati* e *Canavalia rosea* (herbáceas), *Allagoptera arenaria* e *Guapira pernambucensis* (arbustivas) e *Protium heptaphyllum* e *Manilkara salzmannii* (arbóreas). – A; Teores médios de lignina por formação vegetal: herbáceas, arbustivas e arbóreas amostradas – B. 157

Figura 90: Razão do teor lignina:hemiceluloses das espécies amostradas na Estação 1, Estação 6 e Estação 7 da restinga da costa norte do Espírito Santo. *Ipomea imperati* e *Canavalia rosea* (herbáceas), *Allagoptera arenaria* e *Guapira pernambucensis* (arbustiva) e *Protium heptaphyllum* e *Manilkara salzmannii* (arbóreas) - A. Valores médios da razão do teor lignina:hemiceluloses por formação vegetal: herbáceas, arbustivas e arbóreas amostradas – B..... 158

Figura 91: Teores de celulose das espécies amostradas na Estação 1, Estação 6 e Estação 7 da restinga da costa norte do Espírito Santo. *Ipomea imperati* e *Canavalia rosea* (herbáceas), *Allagoptera arenaria* e *Guapira pernambucensis* (arbustiva) e *Protium heptaphyllum* e *Manilkara salzmannii* (arbóreas) - A. Teores médios de celulose por formação vegetal: herbáceas, arbustivas e arbóreas amostradas – B. 159

Figura 92: Análise de componentes principais de variáveis relacionadas ao metabolismo, trocas gasosas, fluorescência da clorofila a e composição de metais no solo e tecido foliar de espécies presentes em três formações da Restinga – Herbácea (HB), Arbustiva (AU) e Arbórea (AO). As espécies foram analisadas, durante o período chuvoso e seco, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do Espírito Santo (ES). Load das componentes principais (A) e Projeção dos scores (B) e (C). Sac: sacarose; SOD: superóxido desmutase; APX: ascorbato peroxidase; GR: glutatona redutase; A: fotossíntese; g_s : condutância estomática; PI_{ABS} : Eficiência de oxido-redução do Fotossistema II; PI_{TOTAL} : índice de desempenho total da cadeia de transporte de elétrons; RE_o/RC : fluxo de elétrons redutor do acceptor final de elétrons no sítio do FSI por centro de reação; V_{fo} : vanádio foliar; Cr_{fo} : cromo foliar; Cu_{fo} : cobre foliar; As_{fo} : arsênio foliar; Mn_{fo} : manganês foliar; Mn_{so} : manganês no solo. 165

Figura 93: Análise de correlação linear de Pearson e heatmap de indicadores bióticos, granulometria e teores sedimentares e concentração foliar de metais presentes em três formações da Restinga analisadas em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do Espírito Santo (ES). As cores azul e vermelho indicam correlação positiva e negativa,

respectivamente. Teores no sedimento: Fe: Ferro; Mn: Manganês; Cu: Cobre; Zn: Zinco; As: Arsênio; Cd: Cádmio; Cr: Cromo; Co: Cobalto; Ni: Níquel; Pb: Chumbo; V: Vanádio. Teores foliares: Cu_fo: cobre; Fe_foliar: ferro; Zn_fo: zinco; Mn_fo: manganês; As_fo: arsênio; Cd_fo: cádmio; Cr_fo: cromo; Co_fo: cobalto; Ni_fo: níquel; Pb_fo: chumbo; V_fo: vanádio; Pltotal: índice de desempenho total da cadeia de transporte de elétrons; A: fotossíntese líquida; SOD: superóxido desmutase; Sac: teores de sacarose; Lig:Hemi: razão lignina:hemiceluloses, N^o UFC: número de unidade formaoras de colônias. Valores em negrito representam correlações siginificativas a $P < 0,05$ 166

Figura 94: Perfil da fotossíntese (Indicadores: Fotossíntese líquida – A; e Índice de desempenho total da cadeia de transporte de elétrons - Pltotal).das formações vegetais nas estações amostrais da Restinga, Anexo 5, durante período chuvoso e seco. 168

Figura 95: Perfil de Metabólitos primários (Indicador: Terores de sacarose – Sac) das formações vegetais nas estações amostrais da Restinga, Anexo 5, durante período chuvoso e seco..... 169

Figura 96: Perfil do Sistema antioxidante (Indicador: Atividade da Superóxido dismutase – SOD) das formações vegetais nas estações amostrais da Restinga, Anexo 5..... 170

Figura 97: Perfil Morfoestrutural (indicador: razão Lig:Hemi) das formações vegetais nas estações amostrais da Restinga, Anexo 5. 173

Figura 98: Perfil da Capacidade de recuperação (indicador: UFC) das formações vegetais nas estações amostrais da Restinga, Anexo 5. 174

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Valores de importância (VI) para as espécies amostradas (VI maior que 50%) na formação herbácea, período de Outubro/Novembro/2018, nas oito estações amostrais nas Restingas do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática Área Ambiental I (Anexo 5). E1- APA de Conceição da Barra; E2- APA de Conceição da Barra; E3-Aldeia do Coco; E4-Barra Nova; E5- Pontal do Ipiranga; E6- Cacimbas; E7-Reserva Biológica de Comboios; E8- Reserva Biológica de Comboios.	50
Tabela 2: Valores de importância (VI) para as espécies amostradas (VI maior que 50%) na formação herbácea, período de Maio/2019, nas oito estações amostrais nas Restingas do PMBA (Anexo 5). E1- APA de Conceição da Barra; E2- APA de Conceição da Barra; E3-Aldeia do Coco; E4-Barra Nova; E5- Pontal do Ipiranga; E6- Cacimbas; E7-Reserva Biológica de Comboios; E8- Reserva Biológica de Comboios.	50
Tabela 3: Valores de importância (VI) das três espécies com maior VI em cada estação amostral, na formação arbustiva, nas oito estações amostrais nas Restingas do PMBA (Anexo 5). E1- APA de Conceição da Barra; E2- APA de Conceição da Barra; E3-Aldeia do Coco; E4-Barra Nova; E5- Pontal do Ipiranga; E6- Cacimbas; E7-Reserva Biológica de Comboios; E8- Reserva Biológica de Comboios.	52
Tabela 4: Valores de importância (VI) das três espécies com maior VI em cada estação amostral, na formação arbórea, nas oito estações amostrais nas restingas do PMBA (Anexo 5).....	52
Tabela 5: Distribuição das sementes não identificadas em duas categorias de morfotipos (maiores ou menores de 5 mm) nas três formações vegetais, nas oito estações amostrais do Anexo 5 Restinga do PMBA.	70
Tabela 6: Número de isolados bacterianos produtores de sideróforos em amostras de solo coletadas de espécies de três formações vegetacionais nas oito estações amostrais da Restinga, Anexo 5 do PMBA.	75
Tabela 7: Resumo da análise de variância e parâmetros genéticos referente a viabilidade dos grãos de pólen em genótipos de <i>Canavalia rosea</i> analisados em ambientes de Restinga situados no norte do Estado do Espírito Santo (Anexo 5, PMBA).....	80
Tabela 8: Teste <i>t</i> referente às médias da porcentagem de viabilidade dos grãos de pólen em genótipos de <i>Canavalia rosea</i> analisados em sete ambientes de Restinga situados no norte do Estado do Espírito Santo (ANEXO 5 – Restinga, PMBA).	81

LISTA DE QUADROS

- Quadro 1: Espécies selecionadas nas três formações vegetacionais da Restinga analisadas quanto aos seus aspectos ecofisiológicos nas oito estações amostrais do Anexo 5 – Restinga, do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática da Área Ambiental I (PMBA). 26
- Quadro 2: Lista de angiospermas identificadas a nível específico amostradas nas oito Estações Amostrais das Restingas do PMBA com informações sobre fenologia, raridade (segundo Giulietti et al. 2009), endemismo (segundo Flora do Brasil 2020) e estado de ameaça. NT = Quase ameaçada; VU = Vulnerável; EN = Em perigo; BR = Livro Vermelho da Flora do Brasil (Martinelli & Martins 2013); ES = Espécies Ameaçadas do Espírito Santo (revisão realizada por Fraga et al. em 2019, aguardando publicação e disponível em <http://tempustecnologia.com/site/>); PI = espécies com potencial invasor. 35
- Quadro 3: Lista de angiospermas ameaçadas de extinção amostradas nas restingas do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática Área Ambiental I. EN = Em perigo; VU = Vulnerável; LC = Pouco preocupante. Fontes: Livro Vermelho da Flora do Brasil (Martinelli & Martins 2013); Espécies da Flora Ameaçadas de Extinção no Estado do Espírito Santo (Simonelli & Fraga 2007); Espécies Ameaçadas do Espírito Santo (revisão realizada por Fraga et al. em 2019, aguardando publicação e disponível em <http://tempustecnologia.com/site/>). 43
- Quadro 4: Fenologia das angiospermas amostradas nas oito Estações Amostrais da Restinga do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática Área Ambiental I (Anexo 5). Barra preta = observada a presença de botão floral e/ou flor; barra cinza = observada a presença de fruto..... 55
- Quadro 5: Lista de famílias e espécies vegetais identificadas no banco de sementes nas oito estações amostrais nas três diferentes formações vegetacionais do Anexo 5 – Restinga do PMBA. 68
- Quadro 6: Classificação das amostras quanto a sua composição de solo e raízes (S+R), raízes (R) e ausentes ou não coletadas, nas três formações vegetacionais e oito estações amostrais da Restinga (Anexo 5 – PMBA). Amostras em verde representam as mostram processadas em sua totalidade... 72

ANEXO 5 – RESTINGA -

1 INTRODUÇÃO

Devido a sua localização como ecossistema costeiro, a Restinga está submetida às consequências da atividade antrópica que associadas às condições abióticas, como altas temperaturas, déficit hídrico, salinidade, ação de ventos e aerossóis marinhos constantes, resultam em um estado de estresse constante nessa vegetação.

No dia 5 de novembro de 2015, teve início aquele que foi considerado o maior desastre ambiental do setor de mineração não só no Brasil, mas também mundialmente (IBAMA, 2016). No distrito de Bento Rodrigues, em Mariana - MG, em uma região de cabeceira da Bacia Hidrográfica do Rio Doce, a barragem de rejeitos minerais de Fundão se rompeu (MINAS GERAIS, 2016), liberando um volume estimado de até 60 milhões de m³ de rejeitos de mineração. A lama de rejeitos contaminou afluentes e posteriormente quase toda a extensão do Rio Doce, totalizando 663,2 km impactados, além de atingir uma grande extensão do Oceano Atlântico (IBAMA, 2015) e regiões sensíveis na zona costeira, como o ecossistema Restinga, localizada no bioma Mata Atlântica, um dos “hotspots” de biodiversidade, e dispersando a pluma de rejeitos contendo inúmeros contaminantes tóxicos, como ferro, manganês, cobre, zinco e outros.

O IBAMA (2015) classificou a tragédia como Desastre de Nível IV “desastre de muito grande porte”, conforme classificação da Defesa Civil, que caracteriza a maior intensidade possível de um desastre, cujos prejuízos são muito relevantes. Os danos ambientais causados, bem como as consequências diretas e indiretas a médio e longo prazo, em particular à vegetação da Restinga, ainda precisam ser totalmente mensurados, visto que dados anteriores ao desastre são escassos e as informações fragmentadas.

Estresses abióticos, como aqueles provocados por íons metálicos, podem levar a inúmeros efeitos tóxicos nas plantas, como induzir o fechamento estomático, diminuição da eficiência quântica do fotossistema II e resultar em diminuições na fotossíntese (DIAS E BRÜGGEMANN, 2010; GOLTSEV et al., 2012). Em condições limitantes de fixação de CO₂, como resultado das limitações difusivas, a taxa de produção de poder redutor é maior que a de seu uso pelo Ciclo de Calvin. Mecanismos protetores contra o excesso de poder redutor são de extrema importância em áreas contaminadas, uma vez que o excesso de íons metálicos na célula pode desencadear a formação de espécies reativas de oxigênio (ROS) induzindo estresses oxidativos (TORASA et al, 2019). Além de alterações no metabolismo primário as plantas exibem, geralmente, sintomas visíveis de fitotoxicidade como a redução do crescimento e menor produção de biomassa (PANDEY e SHARMA, 2002). Dessa forma, mecanismos fotoprotetores, competidores com a via fotoquímica pela energia absorvida, bem como mecanismos de detoxificação de ROS por sistemas antioxidantes, pela ação de sistemas enzimáticos e não enzimáticos, previnem os possíveis distúrbios fisiológicos (SHAHID et al. 2014; SINGH et al. 2016).

A maior parte do carbono assimilado pela fotossíntese, e não utilizado imediatamente no metabolismo e no crescimento, é armazenada na forma de reservatórios de carbono estruturais compondo microfibrilas de celulose, hemiceluloses e ligninas de parede celular (SCHÄDEL et al., 2009; 2010). Esses polissacarídeos de parede celular (PPC) compreendem 40-60% da massa seca das plantas (THOMAS e MARTIN, 2012) e 70-90% dos reservatórios de carbono total (KÖRNER, 2009). Devido a sua elevada representatividade na biomassa vegetal, os PPC têm sido reconhecidos como componente-chave na modelagem da arquitetura vegetal e funcionamento de ecossistemas (MCDOWELL et al., 2013; RICHARDSON et al., 2013; MARTÍNEZ-VILALTA et al., 2016; LIU et al., 2018).

As zonas úmidas costeiras existentes na interface entre a terra e o mar, são altamente vulneráveis às mudanças climáticas por estarem localizadas sob forte influência da elevação do mar e influência de poluentes carreados dos rios para os oceanos (GABLER et al., 2017). A perspectiva é de que alterações ambientais nessas zonas de elevada vulnerabilidade modifiquem, sensivelmente, a estrutura e a função dos ecossistemas costeiros (GABLER et al., 2017), com possíveis implicações na alocação do carbono na vegetação de manguezal e de restinga (BUCKERIDGE et al., 2007). Por isso, uma investigação da vegetação costeira, como a da restinga do norte do Espírito Santo, se torna imprescindível numa perspectiva de possíveis impactos causados pelo derrame da lama proveniente do acidente de Mariana.

Somados a isso, a distribuição das espécies vegetais é dependente de diversos fatores como: clima, características do solo, disponibilidade de água e nutrientes, e influenciada pela latitude, profundidade do lençol freático, e principalmente pelos fatores antrópicos (LOPES, 1984). Neste contexto, os levantamentos florísticos representam uma importante etapa para o conhecimento de uma área, pois apresentam informações básicas para estudos biológicos posteriores (GUEDES-BRUNI et al. 1997). Os estudos fitossociológicos contribuem para o conhecimento das comunidades vegetais do ponto de vista estrutural. Monitoramentos fitossociológicos em longo prazo possibilitam avaliar a dinâmica estrutural da vegetação, o que permite inferências sobre os fatores bióticos e abióticos que incidem na vegetação. Juntos, estudos florísticos e fitossociológicos são essenciais para atividades básicas visando a conservação e preservação de áreas naturais.

Neste sentido, este estudo teve por objetivo avaliar as possíveis alterações na estrutura das formações herbácea, arbustiva e arbórea da comunidade vegetal da Restinga em escala temporal e espacial após o derrame de rejeitos de lama no rio Doce, fornecendo subsídios para a recuperação da biota impactada.

2 METODOLOGIA

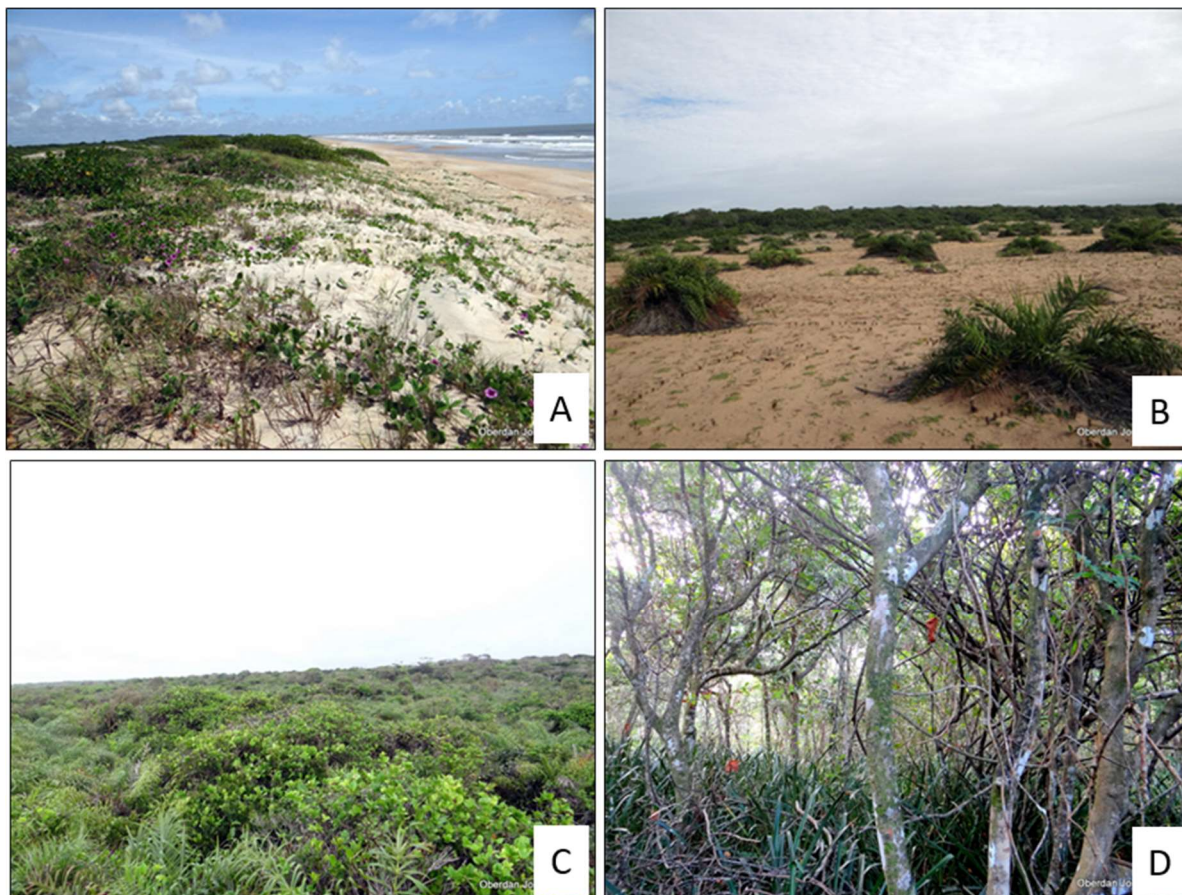
2.1 INVENTÁRIO FLORÍSTICO E DA ESTRUTURA DA VEGETAÇÃO DA RESTINGA

Em cada uma das Estações Amostrais, o inventário florístico foi realizado por meio de caminhamento aleatório, nas áreas das linhas e parcelas, marcadas em formação herbácea (halófila-psamófila, (Figura 1A), arbustiva (aberta não inundável, Figura 1B, ou fechada não inundável, Figura 1C) e arbórea (formação florestal, Figura 1D) e fora delas. Espécimes férteis observados foram coletados, de um indivíduo por espécie, em cada fitofisionomia, em todas as áreas, durante 12 meses (outubro/2018 a setembro/2019). Para cada espécime, foram coletados, sempre que possível, cinco ramos férteis (com folhas, flores e/ou frutos). Além disso, foram compiladas informações sobre a planta, como o hábitat, os estádios de floração e de frutificação e outras observações ecológicas ou morfológicas pertinentes. Foram anotadas as coordenadas geográficas, com o auxílio de um GPS, e realizada a documentação fotográfica.

Para a análise fitossociológica na formação herbácea, foram realizadas duas amostragens, a primeira Outubro/Novembro/2018 e a segunda amostragem em Maio/2019, para acompanhar a dinâmica da vegetação no espaço e tempo. Nessa formação, utilizou-se o método de parcelas alternadas de Mueller-Dombois e Ellenberg (1974), consistindo em parcelas de 1 m², lançadas ao longo de uma linha perpendicular ao mar, obedecendo a alternância de lados e intervalos de 1 m. Em cada área foram estabelecidas dez linhas distanciadas entre si em 50 metros. Em cada parcela foram estimados visualmente os percentuais de área nua (AN) e área com cobertura vegetal (CV) das espécies encontradas de acordo com Brower e Zar (1977). Os comprimentos dos transectos variaram conforme a distância entre o primeiro vestígio de vegetação e a transição com outro tipo de vegetação.

No levantamento da estrutura da vegetação na formação arbustiva foi utilizado o método de intercepto de linha (MUELLER-DOMBOIS e ELLENBERG 1974). Foram demarcadas sete linhas (orientadas por bússola) por toda extensão da vegetação, no sentido mar – continente, com uma distância de 50 m entre elas. A extensão da linha variou de acordo com a largura da faixa de vegetação analisada. Os indivíduos lenhosos e herbáceos com altura igual ou superior a 50 cm que interceptaram as linhas foram incluídos na amostragem. Para cada indivíduo foram tomadas: a extensão do indivíduo interceptado pela projeção da linha e sua altura. Lianas e herbáceas menores que 50 cm foram incluídos apenas a sua presença.

Figura 1: Aspecto geral das formações vegetacionais nas estações amostrais. A. Formação Herbácea não Inundável; B. Formação Arbustiva Aberta não Inundável. C. Formação Arbustiva Fechada não Inundável. D Formação Florestal não Inundável.



A estrutura da vegetação na formação arbórea foi avaliada segundo metodologia sugerida por Gentry (1991), sumarizado por Phillips e Miller (2002) e enquadrado no Programa de Amostragem Rápida (HIGGINS e RUOKOLAINEN 2004). Tal metodologia é considerada eficiente para a estimativa da diversidade, pois incluem plantas jovens, árvores, arbustos, trepadeiras e hemiepífitas que geralmente não são amostrados em parcelas de árvores (CLINEBELL et al., 1995). A amostragem foi realizada ao longo de três transectos de 2 x 50 m, totalizando 0,03 ha, estabelecidos perpendicularmente a uma linha base, distantes 50 m entre si, e 50 m da borda da floresta, para minimizar o efeito de borda e evitar a sobreposição de áreas amostradas. A amostragem foi realizada em duas faixas de 1 m ao longo de cada linha mestra (50m) orientada com bússola. Nos transectos foram incluídos todos os indivíduos com DAP (Diâmetro à Altura do Peito) igual ou superior a 2,54 cm. A altura de cada indivíduo foi estimada visualmente, tomada com o auxílio de uma tesoura de poda alta (10m), sempre pelo mesmo membro da equipe. Os indivíduos mortos também foram amostrados. Os indivíduos perfilhados acima do solo e abaixo da altura do peito (1,30 m) foram incluídos quando um dos seus ramos obedecia ao critério de inclusão, sendo anotado o CAP (Circunferência à Altura do Peito) de todas as ramificações para o cálculo da área basal.

Para as três formações, foram calculados os parâmetros de frequência absoluta (FA), frequência relativa (FR), dominância absoluta (DoA), dominância relativa (DoR) e valor de importância (VI) de cada espécie encontrada (Brower e Zar 1984). Os índices de Densidade Linear e Cobertura Linear são resultantes do número de indivíduos amostrados (N) e intercepto total (L), respectivamente, divididos pelo tamanho da amostragem (1000 m), sendo seus valores proporcionais e, portanto, desnecessários e suprimidos. O parâmetro de Frequência Absoluta (FA) está relacionado à porcentagem de ocorrência da espécie na unidade amostral e o Valor de Importância (VI) é resultante da somatória dos valores relativos de Frequência Relativa e Dominância Relativa para a formação herbácea e Densidade Linear, Cobertura Linear e Frequência para a formação arbustiva e florestal.

Para análise de similaridade utilizou-se o Índice de Similaridade de Jaccard, em que as interpretações se deram pela média de grupo. Essa análise foi realizada pelo programa PAST ver. 2.17. Assumiu-se que o índice de similaridade de Jaccard indica alta similaridade quando acima de 0,50 (Miranda e Carvalho 2009). Com o objetivo de classificar as espécies vegetais no que se refere a forma de vida, foi adotado o critério de classificação quanto à forma de vida apresentado por Müller-Bombois e Ellenberg (1974).

Após a coleta, os espécimes, devidamente numerados, foram colocados em sacos de polietileno transparente, e posteriormente preparados para prensagem. A prensagem foi realizada ao final do dia, acondicionando as amostras em folhas de jornal, que foram dispostas entre folhas de papelão corrugado e alumínio corrugado e, posteriormente amarradas com a corda entre os dois lados da prensa de madeira (FIDALGO e BONONI 1989). Frutos de grandes dimensões foram acondicionados em sacos de papel. As prensas montadas e os sacos contendo os frutos foram colocados para secagem em estufa de lâmpada, por aproximadamente cinco dias. Após secagem, o material foi encerrado em sacos plásticos e levados ao freezer para descontaminação, por sete dias. Após a descontaminação, as exsiccatas foram montadas e depositadas no Herbário VIES (CCHN/UFES) e no Herbário SAMES (CEUNES/UFES). Duplicatas foram enviadas aos Herbários RB, do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, e VIC, da Universidade Federal de Viçosa.

A identificação das espécies foi realizada por meio de chaves analíticas, diagnoses, descrições, ilustrações presentes na literatura, tipos nomenclaturais e consulta às coleções depositadas no Herbário CVRD, SAMES, VIES e VIC e nos herbários virtuais REFLORA e INCT. Quando necessário, especialistas foram consultados para confirmação da identidade de espécimes. Todas as exsiccatas foram digitalizadas e encontram-se disponibilizadas ao público em geral nos herbários virtuais REFLORA e INCT ou podem ser consultadas pelo site do Herbário VIES (<http://herbario.ufes.br/consulta-ao-acervo>, registros entre 43235 a 44646, 44760 a 44933) e SAMES (<http://sames.ibrj.gov.br/v2/consulta.php>). A lista de espécies inventariadas está apresentada de acordo com a classificação do APG IV (2016), e apresenta informações sobre endemismo e raridade, de acordo com literatura específica (FLORA DO BRASIL 2020, em construção; GIULIETTI et al.; 2009; DUTRA et al.; 2015); e estado de ameaça, de acordo com o Livro Vermelho da Flora do Brasil (MARTINELLI e MORAES, 2013), a lista das Espécies da Flora Ameaçadas de Extinção no Estado do

Espírito Santo (SIMONELLI e FRAGA, 2007) e a Lista Revisada das Espécies Ameaçadas do Espírito Santo (FRAGA et al. 2019, disponível em: <http://tempustecnologia.com/site/>). Espécies exóticas, naturalizadas e potencialmente invasoras, segundo literatura, foram identificadas.

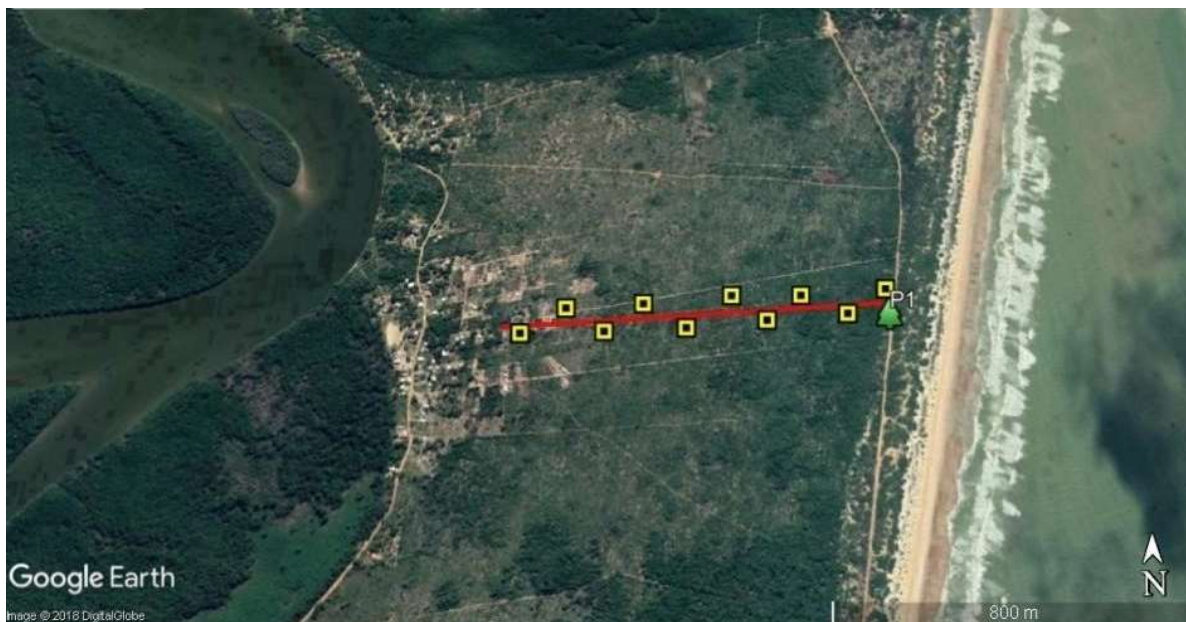
2.2 CAPACIDADE DE RECUPERAÇÃO DA VEGETAÇÃO

2.2.1 Banco de Semente

Considerando-se a variação temporal na composição do banco de sementes foram amostrados dez diferentes pontos em cada estação amostral. Para as amostragens de avaliação de banco de sementes as oito áreas foram divididas com um transecto perpendicular à linha de costa com comprimento de 1000 m, ao longo dos quais foram fixados pontos de amostragem, a saber, a cada 100 m entre pontos em lados opostos da linha base (Figura 2).

Em cada ponto de coleta o material do folhígio e solo foi delimitada com um gabarito de madeira com dimensões de 50 x 50 e 5,0 cm de profundidade, totalizando um volume de 0,012 m³ por amostra. O material foi coletado com auxílio de pá e acondicionado em sacola preta devidamente identificadas e mantidas em ambiente sem umidade. As amostras foram encaminhadas ao laboratório de sementes do Departamento de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Espírito Santo para análises.

Figura 2: Modelo de malha de amostragem utilizada nas estações amostrais para avaliação do banco de sementes. Modelo para E1 (APA de Conceição da Barra).

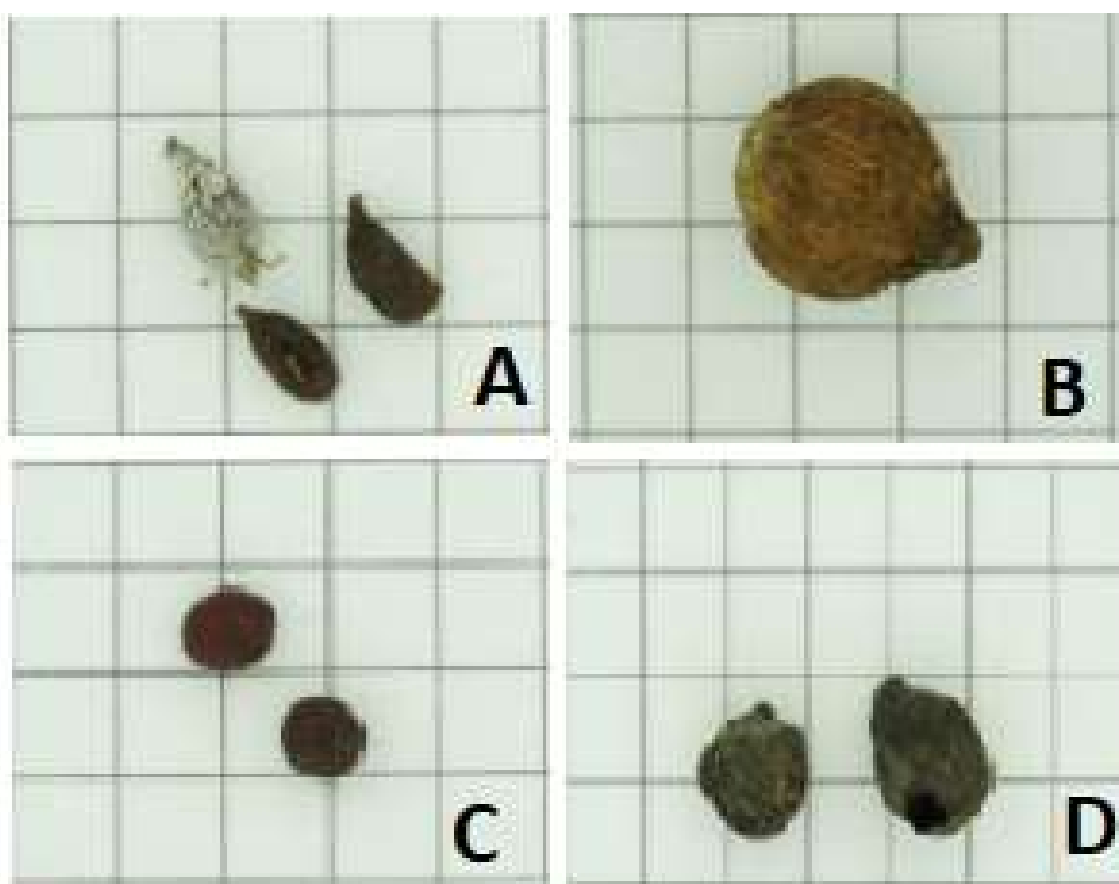


No laboratório as sementes foram triadas com o auxílio de peneiras de malhas 2.75 mm, 1.18 mm e 0.55 mm, sendo separadas por área e quadrat. As sementes foram fotografadas em câmara iluminada

para identificação taxonômica (Figura 3). O material sedimentar triado foi reservado para compor a montagem das bandejas de germinação.

Considerando que as sementes constituintes de bancos naturais se apresentam em estágio de dormência (NASCIMENTO, 1999), foi utilizado o método de esclaração ácida com ácido sulfúrico (PA) (FOWLER e BIANCHETTI, 2000). Como o método citado possui protocolos de tempo específicos para determinados grupos taxonômicos, optou-se por padronizar o período de 5 minutos de emersão, tempo mínimo de atuação, seguido de lavagem em água corrente.

Figura 3: Representantes de quatro famílias identificadas nas amostras de banco de sementes coletadas nas oito estações amostrais. A: Fabaceae, B: Arecaceae, C: Rubiaceae e D: Poaceae.



Para a germinação foram utilizadas bandejas de polietileno com dimensões de 0,6 m x 0,4 m. O substrato triado foi utilizado para germinação das sementes, esse processo foi adotado para garantir a manutenção das características físico-químicas do sedimento local. Foi acrescida vermiculita em proporção de 1:10 para manutenção da hídrica das bandejas. As sementes foram plantadas agrupadas em morfoespécies para facilitar a identificação taxonômica pós-germinação (Figura 4).

A identificação das espécies se deu em dois níveis distintos: nas sementes e nas plântulas germinadas. Foram utilizadas literaturas específicas das áreas: LORENZI, 2002 (Vol, 1, 2 e 3), BARROSSO et al., 1999, JUNIOR e BRANCALION, 2016 e exsicatas do Herbário VIES da UFES.

As sementes não identificadas, e que não venham a germinar, serão agrupadas em dois morfo grupos, a saber: As maiores que 5 mm de eixo longitudinal e as menores de 5 mm de eixo longitudinal. Esse agrupamento será efetuado, pois em não se conhecendo a taxonomia, essas sementes podem ser tratadas por grupos ecológicos, uma vez que normalmente as herbáceas pioneiras apresentam sementes inferiores a 5 mm e contrapartida as arbustivas e arbóreas tendem a ter sementes de maior volume (JUNIOR e BRANCALION, 2016).

Figura 4: Bandejas de germinação dispostas na área experimental da Botânica do Departamento de Ciências Biológicas da UFES. Estágios iniciais de germinação.



2.2.2 Microbiota do solo

As amostras de solos e raízes de 12 espécies vegetais de três formações: i) Herbácea: *Canavalia rosea*, *Ipomea imperati*, *Ipomea pes-caprae* e *Scaevola plumieri*; ii) Arbustiva: *Allagoptera arenaria*, *Coccoloba alnifolia*, *Eugenia astringens*, *Guapira pernambucensis* e *Myrsine parvifolia*; iii) Arbórea: *Byrsonima sericea*, *Manilkara subsericea* e *Protium heptaphyllum* foram coletadas em fevereiro de 2019 nas oito estações amostrais ao norte e ao sul da foz do Rio Doce (totalizando 86 amostras), e posteriormente, refrigeradas e transportadas até Pelotas (RS), sendo recebidas no dia 26/02/2019. Após o recebimento as amostras foram devidamente identificadas, pesadas e classificadas quanto à sua composição.

O processamento das amostras seguiu a metodologia proposta por Romeiro, 2007. As unidades formadoras de colônias (UFC) foram contadas nos períodos de 24, 48 e 72h após o processamento das amostras.

Na sequência foi realizado o isolamento de UFC para placas de Petri descartáveis contendo meio de cultivo com CAS (cromo azurol S) para identificação de isolados bacterianos produtores de compostos quelantes de ferro (sideróforos). As placas foram incubadas em BOD regulada a 27 ± 2 °C por 72h. Após esse período foi avaliada a produção ou não de sideróforos pela formação de halo alaranjado ou amarelado ao redor do crescimento bacteriano. Os isolados que produziram sideróforos foram conservados em geladeira para etapas posteriores.

2.2.3 Viabilidade de estruturas reprodutivas

Botões florais de *Canavalia rosea* na antese foram coletados em etanol 70% e conservados em geladeira até o momento de sua utilização. As coletas foram realizadas em sete ambientes de restinga localizados no norte do Estado do Espírito Santo. Os ambientes de coleta foram: E1, E2, E3, E5, E6, E7 e E8.

Todas as análises laboratoriais foram realizadas no Laboratório de Citogenética e Biologia Molecular de Plantas, pertencente ao Departamento de Fitotecnia, Instituto de Agronomia da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Para a análise da viabilidade/fertilidade dos grãos de pólen, botões florais foram dissecados em estereomicroscópio para retirada das anteras. Em seguida, estas foram maceradas em solução tripla de Alexander, composta pelos corantes orange G, fucsina ácida e verde malachita (ALEXANDER, 1969). As lâminas foram observadas em microscópio ótico (Olympus BX60, USA). A presença de grãos de pólen viáveis/férteis foi detectada pela presença da cor vermelha ou púrpura, enquanto grãos de pólen inviáveis apresentaram coloração verde. Até o momento, por ambiente, foram analisados dois genótipos, dos quatro amostrados. Cada genótipo teve dois botões florais analisados. Para cada botão foi feita uma lâmina. Por lâmina, foram contados 500 grãos de pólen, entre viáveis e inviáveis. Portanto, foram contados 1.000 grãos de pólen por genótipo, e 2.000 por ambiente. Ao todo no presente estudo foram analisados 14.000 grãos de pólen. Por último,

calculou-se a porcentagem de grãos de pólen viáveis por genótipo, sendo possível, portanto, obter a média desta porcentagem por ambiente. Os dados foram submetidos a análise de variância utilizando o delineamento inteiramente casualizado. Em seguida, as médias foram submetidas ao teste DMS_t para comparação de médias, independente do resultado obtido no teste F. Os ambientes foram considerados os tratamentos, e os genótipos dentro de ambiente, as repetições.

Todas as anteras dissecadas para retirada dos grãos de pólen foram cuidadosamente analisadas em estereoscópio em relação ao seu aspecto estrutural e verificação de possíveis anomalias morfológicas. Cada uma dessas observações foi computada para presença ou ausência de: anomalia morfológica, tecido degradado, presença de secreção interna e grãos de pólen pegajosos.

Foram estimados coeficientes de correlação fenotípica (ou de Pearson) entre todas as médias obtidas para a viabilidade polínica com as médias de macro e micronutrientes obtidas via análise foliar e análise do solo dos sete ambientes de restinga aqui considerados. Somente correlações acima de 0,7 foram apresentadas neste relatório de atividades.

2.3 AVALIAÇÕES ECOFISIOLÓGICAS

As análises ecofisiológicas das espécies vegetais (*in situ* e em laboratório) tiveram início na quarta campanha (janeiro/2019). A partir do inventário florístico e as análises fitossociológicas, 11 espécies pertencentes às três formações vegetais (herbácea, arbustiva e arbórea) foram selecionadas. A escolha foi baseada no valor de importância, presença e abundância dessas espécies nas estações amostrais, papel ecológico e facilidade de acesso (Quadro 1).

As análises foram realizadas em cinco unidades amostrais por espécie, as quais foram selecionadas e marcadas. Devido à dificuldade de individualização de espécimes nas formações vegetais herbácea e arbustiva, foram aqui consideradas como unidades amostrais as moitas formadas nestes ambientes em que todas as espécies analisadas estavam presentes.

Quadro 1: Espécies selecionadas nas três formações vegetacionais da Restinga analisadas quanto aos seus aspectos ecofisiológicos nas oito estações amostrais do Anexo 5 – Restinga, do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática da Área Ambiental I (PMBA).

Formação	Espécies	Família	Periodicidade
Herbácea	<i>Canavalia rosea</i> (Sw.) DC.	Fabacea	Mensais
	<i>Ipomoea imperati</i> (Vahl) Griseb.	Convolvulaceae	Mensais
	<i>Ipomoea pes-caprae</i> (L.) R.Br.	Convolvulaceae	Trimestrais
	<i>Scaevola plumieri</i> (L.) Vahl	Goodeniaceae	Trimestrais
Arbustiva	<i>Allagoptera arenaria</i> (Gomes) Kuntze	Arecaceae	Mensais
	<i>Guapira pernambucensis</i> (Casar.) Lundell	Nyctaginaceae	Mensais
	<i>Coccoloba alnifolia</i> Casar.	Polygonaceae	Trimestrais

Formação	Espécies	Família	Periodicidade
	<i>Eugenia astringens</i> Cambess.	Myrtaceae	Trimestrais
	<i>Myrsine parvifolia</i> A.DC.	Primulaceae	Trimestrais
Arbórea	<i>Protium heptaphyllum</i> (Aubl.) Marchand	Burseraceae	Mensais
	<i>Manilkara salzmannii</i> (A.DC.) H.J.Lam	Sapotaceae	Mensais

2.3.1 Análises físico-químicas do solo e tecido vegetal

Para a determinação físico-química e granulométrica do solo, semestralmente, foram coletadas amostras de solo ao longo das áreas marcadas, das três formações. As amostras foram coletadas com auxílio de um trado coletor, sendo que em cada estação amostral 10 pontos (em cada formação) foram amostrados em zig-zag, de forma aleatória. Amostras de material vegetal (folhas completamente expandidas) das 11 espécies selecionadas para análises ecofisiológicas foram coletadas nas oito estações amostrais, em duas épocas do ano (semestralmente).

Após a coleta, cada amostra foi acondicionada em saco plástico escuro, individualmente, identificadas com etiquetas contendo informação sobre a espécie ou espécie associadas (no caso de solo), estação amostral, data e formação vegetal, devidamente armazenadas em caixas térmicas sob refrigeração até transporte ao laboratório de Núcleo de Estudos da Fotossíntese da Universidade Federal do Espírito Santo (UFES).

Amostras de solo e folhas foram secas em estufa de circulação forçada a 60°C por 72h, e enviadas ao Laboratório de Análises do Solo, do Departamento de Solos da Universidade Federal de Viçosa, Viçosa-MG, para análises dos macros e micronutrientes do solo e folhas, bem como análise granulométrica das amostras do solo.

Parte das amostras também foi enviada ao Laboratório de Espectrometria Atômica do Departamento de Química da UFES para a determinação total de elementos traços. As amostras de sedimento foram quarteadas e peneiradas a fim de obter uma fração <63 µm. Para a decomposição foi utilizado cerca de 0,250 g das amostras, adicionado 10 mL de HNO₃. As amostras foram submetidas ao aquecimento assistido por radiação micro-ondas utilizando um programa de temperatura que consiste em aquecimento por 5,5 ± 0,25 min até atingir a temperatura de 175 ± 5°C, com permanência nessa temperatura por 4,5 minutos. Após resfriamento, a mistura foi filtrada e avolumada com água ultrapura para 15,0 mL. Posteriormente as amostras foram analisadas por analisadas por ICP-MS (espectrometria de massa com plasma indutivamente acoplado) e F AAS (espectrometria de absorção atômica por chama), onde foram determinadas as concentrações de metais.

As amostras de folha foram previamente secas em estufa a 60°C por um período de 72 horas e posteriormente cominuídas dentro da embalagem onde estavam armazenadas. Foi utilizado cerca de 0,1 g, da amostra de folha pulverizada para a decomposição com 5,0 mL de HNO₃ concentrado destilado e 1,0 mL de H₂O. As amostras foram deixadas em repouso por 10 minutos para uma pré-

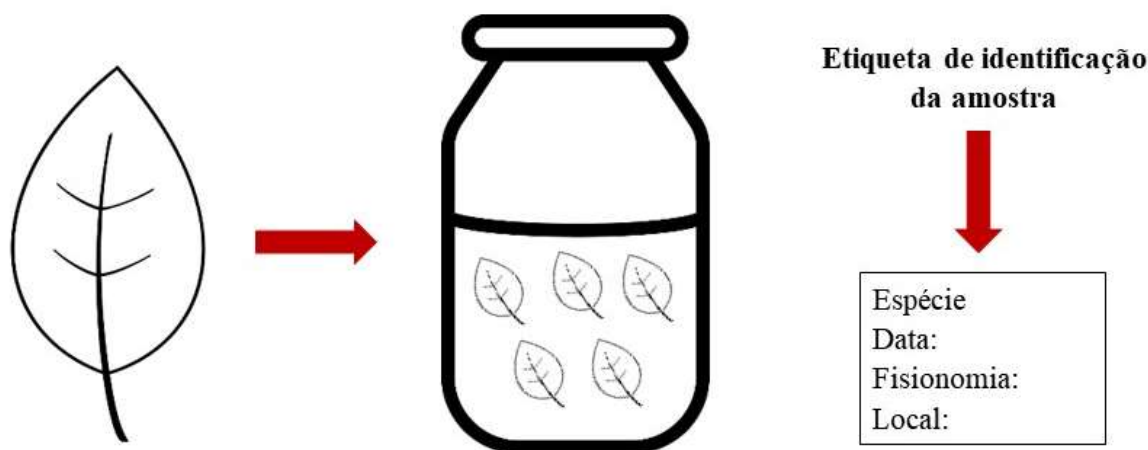
decomposição e em seguida levadas ao micro-ondas onde foram submetidas a uma rampa de aquecimento de 5 minutos até alcançar 180° e permanência nessa temperatura por 20 minutos. Após resfriamento, a mistura foi filtrada e avolumada com água ultrapura para 25,0 mL. Posteriormente as amostras foram analisadas por ICP-MS (espectrometria de massa com plasma indutivamente acoplado) e F AAS (espectrometria de absorção atômica por chama), onde foram determinadas as concentrações de metais.

2.3.2 Componentes anato-estruturais

Em duas espécies de cada formação vegetal foram selecionadas e coletadas uma a duas folhas por indivíduo, sendo estas folhas totalmente expandidas (adultas), sem indícios de necrose, herbivoria ou quaisquer danos mecânicos, em um total de cinco repetições (indivíduos)

As folhas inteiras, incluindo o pecíolo, foram coletadas com auxílio de tesoura de poda ou uma pequena tesoura e transferidas para recipiente com tampa e solução fixadora de FAA 50 (formaldeído: ácido acético: álcool etílico 50%, 2:1: 18 v/v) (JOHANSEN, 1940), os quais foram adicionados juntamente uma identificação em papel sulfite branco contendo em lápis o nome da espécie, data e formação vegetal (Figura 5).

Figura 5: Esquema do detalhamento da etapa de fixação das folhas.



No laboratório de Botânica do CEUNES/UFES foram realizadas análises anatômicas, a partir de secções transversais feitas a mão livre, com auxílio de lâmina de barbear e isopor da região mediana das folhas das respectivas espécies para as três fisionomias amostradas. Posteriormente, as secções foram montadas em lâminas temporárias e analisadas ao microscópio óptico e as fotomicrografias obtidas com projeção de escalas micrométricas.

Secções paradérmicas da face abaxial da região mediana foram obtidas a mão livre, posteriormente, montadas entre lâmina e lamínula com glicerina 50% para estudo da epiderme em vista frontal,

possibilitando avaliar o formato dos estômatos. Para *Allagoptera arenaria* foi obtido impressões epidérmicas com o uso de adesivo instantâneo (Tekbond® 200).

2.3.3 Análises fotossintéticas *in situ*

Trimestralmente, as 11 espécies selecionadas para análises ecofisiológicas foram monitoradas *in situ* quanto aos seus aspectos fotossintéticos por meio de análises rápidas, não invasiva e, relativamente, de baixo custo. Dentre estas, seis espécies foram selecionadas para um contínuo monitoramento mensal, sendo duas espécies por fisionomia monitoradas em cada estação amostral.

As medições da fluorescência da clorofila *a* e trocas gasosas seguiram protocolos padronizados e realizadas nas primeiras horas da manhã (entre 6 e 10 horas, horário solar) a fim de evitar depressões fotossintéticas nos horários de maior incidência solar e maiores temperaturas (Figura 6).

A fim de determinar possíveis alterações na assimilação fotossintética, os parâmetros de trocas gasosas foram obtidos expandidas na parte da manhã sob radiação fotossinteticamente ativa artificial saturante ($1.300 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), e em concentração de CO_2 ambiente, utilizando-se um analisador portátil de gás a infravermelho (IRGA, modelo LCPro T System, ADC BioScientific Ltd., England) em folhas jovens completamente sendo analisadas três unidades amostrais, nas quais três folhas por unidade foram analisadas, perfazendo assim, um total de nove repetições. Foram obtidos a taxa líquida de assimilação do CO_2 (A), a condutância estomática ao vapor de água (g_s) a transpiração (E), e a concentração intercelular de CO_2 (C_i). A condutância estomática foi usada para quantificar a eficiência do uso da água durante as estações seca e chuvosa (CAVATTE et al.. 2012a; 2012b).

A fluorescência transiente da clorofila *a* foi medida em folhas jovens totalmente expandidas, utilizando-se um fluorômetro portátil (HandyPEA, Hansatech Instruments®, King's Lynn, Norfolk, UK). As medidas foram realizadas sempre no período da manhã em folhas previamente adaptadas ao escuro (uso de cliques foliares) durante 1 hora em cinco repetições por espécie, sendo todas as medidas realizadas em folhas jovens completamente expandidas. Os sinais de fluorescência foram registrados a cada $10 \mu\text{s}$ durante 1 s de iluminação ($3000 \mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$), seguindo orientações de Strasser e Strasser (1995) e Strasser et al. (2000; 2004).

Nas mesmas folhas utilizadas para as medições da eficiência fotossintética foram determinados os índices de clorofila total, utilizando-se um clorofilômetro portátil modelo SPAD 502 (Konica Minolta Optics Inc., Osaka Jap\u00e3o) segundo (CASSOL et al., 2008). Este equipamento fornece um m\u00e9todo conveniente e de baixo custo para medir o conte\u00fado relativo de clorofila de uma amostra de folha usando medidas de absorv\u00eancia \u00f3ptica de comprimento de onda duplo (620 e 940 nm). Os \u00edndices foram de quatro amostragens por repeti\u00e7\u00e3o, cada amostragem composta de cinco r\u00e9plicas. As avalia\u00e7\u00f5es foram realizadas mensalmente de Fevereiro a Setembro/2019, em todas as esta\u00e7\u00f5es amostrais a norte e sul da Foz do Rio Doce.

Figura 6: Determinações fotossintéticas *in situ* em plantas da Restinga, avaliadas em janeiro a agosto de 2019 com o auxílio de equipamentos portáteis: Clorofilômetro modelo SPAD-502 (A); Fluorômetro modelo HandyPEA (B) e Analisador de gás a infravermelho - IRGA, modelo LCPro T System (C).



Semestralmente, após as medições, amostras de folhas usadas na determinação dos índices de clorofila, fluorescência da clorofila e trocas gasosas foram coletadas, congeladas em nitrogênio líquido e levadas para o laboratório, onde foram armazenadas a temperatura de -80°C para análises bioquímicas.

2.3.4 Sistema antioxidante enzimático

Nas oito estações amostrais, amostras de discos foliares de seis espécies selecionadas (duas espécies por fisionomia) foram coletadas semestralmente entre 11 e 14h, congelados e transportados em containers de nitrogênio líquido e posteriormente armazenadas em laboratório a temperatura de -80°C , até uso.

As atividades de enzimas chaves do sistema antioxidante: dismutase do superóxido (SOD; EC 1.15.1.1), catalase (CAT; EC 1.11.1.6), peroxidase ascorbato (APX; EC 1.11.1.11) e redutase da glutathiona (GR; EC 1.8.1.7) foram determinadas conforme descritos por Lima et al. (2002) e Pinheiro et al. (2004), com modificações. Os tecidos foliares foram homogeneizados em um meio de extração gelado contendo tampão fosfato de potássio, EDTA, DTT, ácido ascórbico e PVPP, em concentrações apropriadas. A atividade total da SOD corresponde à quantidade de enzima capaz de inibir em 50% a fotorredução do corante azul de nitro-tetrazólio a 560 nm, sendo expressa em $\text{U min}^{-1} \text{g}^{-1} \text{MF}$. A atividade da CAT foi estimada pela medição da taxa de decomposição do H_2O_2 a 240 nm, sendo que cada U corresponde a $1 \mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{g}^{-1} \text{MF}$ para a CAT, enquanto a atividade total da APX foi determinada pelo declínio da absorbância a 290 nm, e cada U representa à oxidação de $1 \mu\text{mol ascorbato min}^{-1} \text{g}^{-1} \text{MF}$. E finalmente, a atividade da GR foi estimada pela determinação da taxa de oxidação do NADPH a 340 nm, sendo $1 \mu\text{mol de NADPH min}^{-1} \text{g}^{-1} \text{MF}$ equivalente a 1 U.

2.3.5 Metabolismo do nitrogênio e carbono *in vitro*

Folhas maduras e totalmente expandidas utilizadas para as análises de trocas gasosas foram coletadas, no intervalo entre 11 e 12h. Estas amostras foram imediatamente congeladas em nitrogênio líquido, sendo armazenadas a -80°C, para análises posteriores.

Cerca de 40 mg de material vegetal foram macerados em nitrogênio líquido e extraídos em metanol, água e clorofórmio, conforme previamente descrito (LISEC et al., 2006). Os teores de clorofilas (a e b) foram determinados nos extratos metanólicos conforme previamente descrito (PORRA et al., 1989), e os teores de clorofila totais (a+b) assim como a razão clorofila a/b foram calculados. O teor total de carotenoides foi calculado a partir das equações para metanol (LICHTENTHALER e WELLBURN, 1983).

Ainda na fração solúvel em metanol foram quantificados os teores de glicose, frutose e sacarose (FERNIE et al., 2001), aminoácidos totais (SIENKIEWICZ-PORZUCEK et al., 2008), prolina (CARILLO e GIBON, 2011) e malato (NUNES-NESI et al., 2007). Por outro lado, na fração insolúvel, foram determinados os níveis de amido (FERNIE et al., 2001) e o conteúdo de proteínas solúveis (BRADFORD, 1976).

Os teores de Ascorbato e dehidroascorbato foram determinados conforme previamente descrito por Kampfenkel et al., 1995. Cerca de 50 mg de material vegetal foram macerados em nitrogênio líquido e extraídos em ácido etilenodiamino tetra-acético (EDTA) e ácido clorídrico (HCl).

2.3.6 Carboidratos não estruturais e polímeros de parede

Amostras de folhas e estolões/ramos/caules de cinco indivíduos de duas espécies herbáceas (*Ipomea imperati* e *Canavalia rosea*), duas arbustivas (*Allagoptera arenaria* e *Guapira pernambucensis*) e duas arbóreas (*Protium heptaphyllum* e *Manilkara subsericea*) da vegetação da restinga do litoral norte do ES foram coletadas em três estações, sendo a estação 1 localizada na costa de São Mateus-ES, e as estações 6 e 7 próximas a foz do Rio Doce em Linhares-ES. As amostras foram mantidas em caixas refrigeradas e transferidas para o Laboratório de Fisiologia e Bioquímica de Plantas do Departamento de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Espírito Santo, Campus Goiabeiras, Vitória-ES. Após inativação enzimática em micro-ondas as amostras foram desidratadas em estufa 60 °C por 5 dias e pulverizadas em moinho de bola (Modelo TE-350, TECNAL, São Paulo, Brasil).

A determinação do teor de celulose foi realizada de acordo com Brendel et al. (2000). Em 100 mg de amostras pulverizadas de folha e caule adicionou-se 2 mL de ácido acético 80% e 200 µL de ácido nítrico 69% concentrado em tubos de vidro com tampa. As amostras foram homogeneizadas com cuidado, e submetidas ao banho-maria 100°C por 1 hora. Após resfriamento, foram transferidas para tubos Falcon de 15 mL, previamente pesados. Em seguida foi adicionado 2,5 mL de etanol 99%. As amostras foram homogeneizadas em agitador Vórtex e centrifugadas em 2.500 x g por 5 minutos 25±2 °C e o sobrenadante descartado cuidadosamente. Em seguida, as amostras foram lavadas seguindo a

sequência: (1) 5 mL de etanol 99% para remover os produtos degradados na extração; (2) 5 mL de água deionizada para remover os vestígios do ácido nítrico; (3) 5 mL de NaOH 17%, permanecendo em repouso a 25 ± 2 °C por 10 minutos; (4) 5 mL de água deionizada; (5) 2,2 mL de água deionizada e 600 µL de ácido acético. Foi, ainda, adicionado 2,2 mL de água deionizada para eliminação de material não celulósico ainda persistente e (6) 5 mL de água deionizada. Entre cada lavagem, as amostras foram centrifugadas a $2.500 \times g$ por 5 minutos em 25 ± 2 °C e os sobrenadantes descartados. As amostras foram secas em estufa a 50 °C por 48 horas e pesadas. Os resultados da concentração de celulose foram expressos em mg.g^{-1} MS.

A extração do teor de hemiceluloses seguiu o protocolo de Shädel et al. (2010) com modificações. A extração do amido por método enzimático foi substituída pelo método do dimetilsulfóxido (DMSO) 90% (CARPITA e KANABUS, 1987). Para cada 50 mg do pó das amostras pulverizadas, foi adicionado 1,5 mL de etanol 80% em microtubos de 2 mL, para extração dos açúcares solúveis. Os tubos devidamente vedados com pregadores específicos para microtubos foram submetidos ao banho-maria 80 °C por 20 min. As amostras foram centrifugadas em $12.000 \times g$ por 5 min em 5 °C e o sobrenadante descartado cuidadosamente. Esta operação foi repetida por mais três vezes para retirada total dos resíduos de açúcares solúveis ainda presentes nas amostras. O precipitado foi seco em estufa 50 °C durante 24 h e então pesado. Ao precipitado seco foi adicionado 1,5 mL de DMSO 90% para extração do amido presente nas amostras e, mantido sob agitação em placa agitadora por 24 h em 25 ± 2 °C. Após a esse período, as amostras foram centrifugadas em $12.000 \times g$ por 5 min a 5 °C e o sobrenadante descartado. Em seguida, o precipitado foi lavado com 1,5 mL de água deionizada por três vezes, centrifugado e descartado o sobrenadante para retirada total do DMSO. Para constatar a total retirada de DMSO das amostras, verificou-se o pH em torno de 6 ou 7 com fita de medição de pH. O precipitado foi transferido para estufa a 50 °C por 24 h e realizada a pesagem. Acrescentou-se ao precipitado 1,5 mL do detergente neutro (tetraborato de sódio decahidratado 18 mmol, ácido etilenodiaminotetracético 66 mmol, sulfato de sódio dodecil 10,4 mmol, fosfato de sódio dibásico 32 mmol e água deionizada) para extração de resíduos solúveis em água e pectinas adicionou-se 25 µL de solução de sulfito de sódio (10 mg/10 mL) para extração de proteínas. As amostras foram submetidas ao banho-maria a 100 °C por 60 min sob agitação constante. A mistura foi centrifugada e o sobrenadante descartado. O precipitado desta etapa (celulose, hemicelulose e lignina) foi lavado, sequencialmente, da seguinte forma: (1) duas vezes com 1,5 mL de água deionizada quente; (2) uma vez com 1,5 mL de acetona 100% e (3) uma vez com 1,5 mL de água deionizada 25 ± 2 °C. O precipitado contendo a “fração total de parede celular” foi então transferido para estufa 50 °C durante 24 h e pesado. Após secagem, foi adicionado ao precipitado 1,5 mL do detergente ácido (H_2SO_4 1N e brometo de hexadeciltrimetilamônio ácido deoxicólico sal sódico 55 mmol) e homogeneizado. As misturas foram submetidas, novamente, ao banho-maria a 100 °C com agitação constante por 60 min, centrifugadas e o sobrenadante contendo hemicelulose foi descartado. O precipitado foi lavado em 1,5 mL de água deionizada por cinco vezes, centrifugado a $12.000 \times g$ a 5 °C e descartado o sobrenadante cuidadosamente, para retirada total do detergente ácido. O precipitado contendo apenas a “fração de celulose e lignina” foi seco em estufa 50 °C durante 24 h seguido de pesagem. O cálculo para a determinação da concentração das

hemiceluloses foi realizado pela diferença gravimétrica entre a “fração total da parede celular” e a “fração de celulose e lignina”. As concentrações de hemiceluloses foram expressas em mg.g^{-1} MS.

A extração de lignina seguiu o protocolo de Dos Santos et al. (2008). Foram pesados 150 mg das amostras pulverizadas de folhas e caule, em tubos de vidro e homogeneizado em 10 mL de solução tampão fosfato de sódio e potássio 50 mM em pH 7. As amostras foram transferidas para tubos Falcon de 15 mL e o material foi centrifugado por 10 min a $2,500 \times g$ e o sobrenadante descartado. O precipitado passou por 12 lavagens com diferentes soluções, seguindo sempre o mesmo procedimento: a solução foi adicionada, homogeneizada em Vórtex, centrifugação e o sobrenadante descartado. Após a 12ª lavagem, o precipitado foi seco em estufa a $60 \text{ }^\circ\text{C}$ por 24 h. Esse material corresponde a fração de parede celular livre de proteínas. Do precipitado seco, pesou-se 50 mg em tubos Falcon de 15 mL, adicionou-se 1,2 mL de ácido tioglicólico e 6 mL de HCl 2 M. As misturas foram incubadas a $95 \text{ }^\circ\text{C}$ por 4 h, centrifugadas a $2.500 \times g$ $25 \pm 2 \text{ }^\circ\text{C}$ por 15 min e lavadas três vezes com água destilada. Ao precipitado foi adicionado 7 mL de NaOH 0,5 M e as misturas incubadas a $30 \text{ }^\circ\text{C}$ por 18 h sob agitação constante. Após agitação as misturas foram centrifugadas e reservou-se o sobrenadante. O precipitado foi lavado com 3 mL de NaOH 0,5 M, e centrifugado em seguida. O sobrenadante resultante foi unido ao anterior e acidificado com 1,8 mL de HCl acondicionado a $4 \text{ }^\circ\text{C}$ por 12 h sem agitação para a precipitação do ácido lignina-tioglicólico complexo. Após esse período, as misturas foram centrifugadas a $2.500 \times g$ $25 \pm 2 \text{ }^\circ\text{C}$ por 10 min e lavadas duas vezes com água deionizada, e descartado o sobrenadante. O precipitado foi seco a $60 \text{ }^\circ\text{C}$ por 24 h e ressuspenso em 15 mL NaOH 0,5 M. Uma alíquota de 100 μL desse extrato foi diluída com 2.000 μL de NaOH 0,5 M e lido em espectrofotômetro a 280 nm. A quantificação foi determinada em curva padrão de lignina Sigma® nas concentrações de 0, 10, 20, 30, 40, 50, 100, 200, 300, 400 e 500 $\mu\text{g}.\mu\text{L}^{-1}$, e os resultados expressos em mg.g^{-1} MS.

3 RESULTADOS

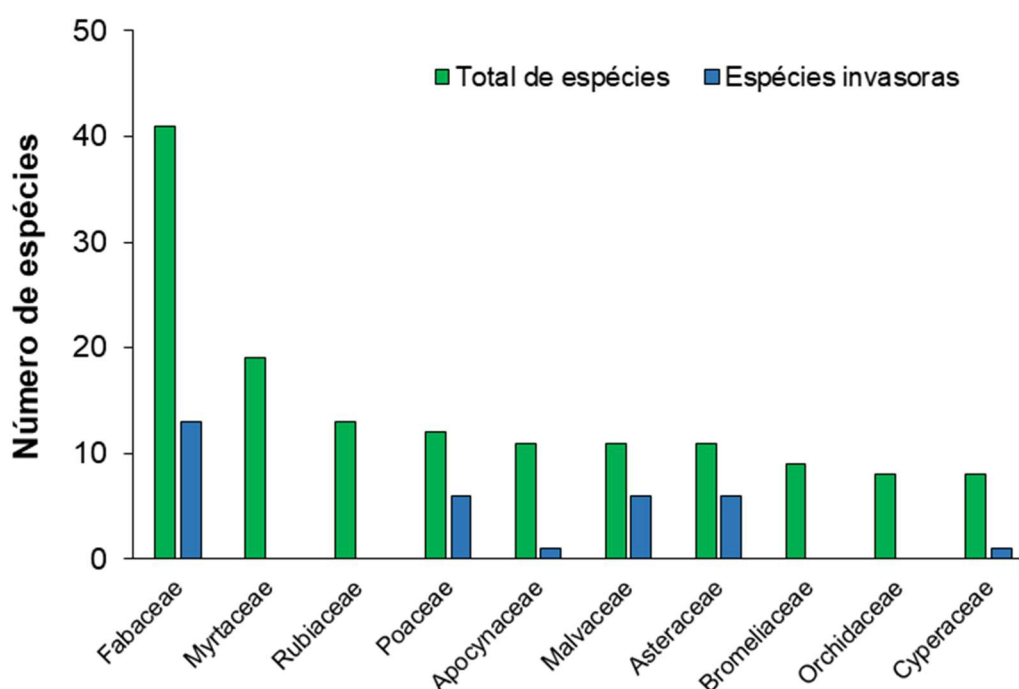
3.1 INVENTÁRIO FLORÍSTICO E DA ESTRUTURA DA VEGETAÇÃO DA RESTINGA

O inventário florístico coletou 1.535 espécimes de angiospermas férteis nas oito estações amostrais, totalizando, até o momento, 261 espécies identificadas, reunidas em 70 famílias (Quadro 2), estando a maior riqueza específica reunida nas famílias Fabaceae (41 spp.), Myrtaceae (19 spp.), Rubiaceae (13 spp.), Poaceae (12 spp.), Apocynaceae, Asteraceae e Malvaceae, com 11 espécies cada, como pode ser observado na Figura 7. Cerca de 15% do material coletado ainda não foi identificado a nível específico (53,8% ainda se encontra a nível de família, 31,4% a nível de gênero e 14,8% sem identificação de família), sendo que maior parte desse material foi coletado nas últimas campanhas de coleta e ainda não foi processado.

Apenas uma espécie foi identificada como exótica, *Racosperma mangium* Willd. (Fabaceae), coletada somente na estação amostral 5, porém 10 espécies consideradas naturalizadas, também foram

encontradas. Essas espécies não são nativas do Brasil, mas ocorreram espontaneamente em áreas naturais, podendo apresentar-se como invasoras, são elas: *Alysicarpus vaginalis* (L.) DC., *Crotalaria retusa* L., *Desmodium incanum* (Sw.) DC., *Macroptilium atropurpureum* (Sessé & Moc. ex DC.) Urb. (Fabaceae), *Ocimum gratissimum* L. (Lamiaceae), *Dactyloctenium aegyptium* (L.) Willd., *Melinis repens* (Willd.) Zizka, *Setaria pumila* (Poir.) Roem. & Schult., *Urochloa decumbens* (Stapf) R.D.Webster (Poaceae) e *Lantana camara* L. (Verbenaceae).

Figura 7: Comparação do número total de espécies amostradas e o número de espécies invasoras/exóticas/ruderais das famílias com maior riqueza específica nas Restingas (Anexo 5), do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática Área Ambiental I.



As famílias Fabaceae, Poaceae, Asteraceae e Malvaceae, apesar da riqueza específica alta, também apresentaram um elevado número de espécies consideradas invasoras, ruderais ou agressivas, o que indica que os ambientes estudados passaram por distúrbios ambientais. No total, foram identificadas 38 espécies enquadradas nessa situação (cerca de 18% do total). Especialmente no caso das famílias citadas, os diásporos são secos e dispersos, principalmente, de forma autocórica ou anemocórica. Algumas delas também são dispersas por animais que carregam os diásporos em seus pelos acidentalmente. A presença dessas espécies é preocupante em ambientes frágeis como os da restinga, onde o desequilíbrio causado por distúrbios antrópicos acelera a ocupação por espécies agressivas mais rapidamente, que pelas espécies nativas. Além disso, em caso de futuros estudos de recuperação de áreas impactadas em restinga, não devem ser utilizadas espécies como essas, embora as Fabaceae sejam altamente recomendadas devido à fixação de nitrogênio e as Poaceae pela rápida fixação do solo.

Quadro 2: Lista de angiospermas identificadas a nível específico amostradas nas oito Estações Amostrais das Restingas do PMBA com informações sobre fenologia, raridade (segundo Giulietti et al. 2009), endemismo (segundo Flora do Brasil 2020) e estado de ameaça. NT = Quase ameaçada; VU = Vulnerável; EN = Em perigo; BR = Livro Vermelho da Flora do Brasil (Martinelli & Martins 2013); ES = Espécies Ameaçadas do Espírito Santo (revisão realizada por Fraga et al. em 2019, aguardando publicação e disponível em <http://tempustecnologia.com/site/>); PI = espécies com potencial invasor.

Família	Espécie	Estações Amostrais	Informação adicional (raridade, endemismo, ameaça, potencial invasor)
Amaranthaceae	<i>Alternanthera littoralis</i> var. <i>maritima</i> (Mart.) Pedersen	1,3,4,8	
	<i>Blutaparon portulacoides</i> (A.St.-Hil.) Mears	1,3,4,5,6,7,8	
Anacardiaceae	<i>Anacardium occidentale</i> L.	2,4	
	<i>Schinus terebinthifolius</i> Raddi	1,2,3,4,5,6,7,8	
	<i>Tapirira guianensis</i> Aubl.	3,5,6	
Annonaceae	<i>Annona acutiflora</i> Mart.	1,2,3,7,8	
	<i>Guatteria macropus</i> Mart.	8	
	<i>Guatteria sellowiana</i> Schltdl.	8	
	<i>Guatteria villosissima</i> A.St.-Hil.	8	
Apocynaceae	<i>Aspidosperma pyricollum</i> Müll.Arg.	6	
	<i>Hancornia speciosa</i> Gomes	2	
	<i>Himatanthus bracteatus</i> (A. DC.) Woodson	1,2,5,6,7,8	
	<i>Mandevilla funiformis</i> (Vell.) K.Schum.	7	
	<i>Marsdenia macrophylla</i> (Humb. & Bonpl. ex Schult.) E.Fourn.	7	
	<i>Oxypetalum banksii</i> R.Br. ex Schult.	1,2,3,4,6,7,8	PI
	<i>Peplonia asteria</i> (Vell.) Fontella & E.A.Schwarz	1,2,3,4,6,7,8	
	<i>Rauvolfia capixabae</i> I.Koch & Kin.-Gouv.	3,8	NT (ES)
	<i>Tabernaemontana laeta</i> Mart.	6	
<i>Tabernaemontana salzmännii</i> A.DC.	8		
<i>Temnadenia odorifera</i> (Vell.) J.F.Morales	1,3,4,5,6,7		
Araceae	<i>Anthurium pentaphyllum</i> (Aubl.) G.Don		
	<i>Anthurium raimundii</i> Mayo, Haigh & Nadruz	1,2,3,4,5,6,7,8	
Arecaceae	<i>Allagoptera arenaria</i> (Gomes) Kuntze	1,2,3,4,5,6,7,8	
	<i>Bactris vulgaris</i> Barb.Rodr.	3	
	<i>Desmoncus orthacanthos</i> Mart.	6	
Aristolochiaceae	<i>Aristolochia zebrina</i> J. Freitas & F. González	1	Endêmica
Asparagaceae	<i>Herreria glaziovii</i> Lecomte	6	
Asteraceae	<i>Achyrocline satuireioides</i> (Lam.) DC.	7	PI
	<i>Aspilia floribunda</i> (Gardner) Baker	1,2,3,4,5	
	<i>Conyza bonariensis</i> (L.) Cronquist	7	PI

Família	Espécie	Estações Amostras	Informação adicional (raridade, endemismo, ameaça, potencial invasor)
	<i>Emilia fosbergii</i> Nicolson	6,8	PI
	<i>Emilia sonchifolia</i> (L.) DC. ex Wight	2,4,6,7	PI
	<i>Lepidaploa aurea</i> (Mart. ex DC.) H.Rob.	1	
	<i>Lepidaploa coulonioides</i> (H.Rob.) H.Rob.	1	
	<i>Lepidaploa rufogrisea</i> (A.St.-Hil.) H.Rob.	1,2,3,7	
	<i>Mikania cordifolia</i> (L.f.) Willd.	6	PI
	<i>Mikania glomerata</i> Spreng.	5,8	
	<i>Tridax procumbens</i> L.	6	PI
Bignoniaceae	<i>Anemopaegma chamberlaynii</i> (Sims) Bureau & K.Schum.	2,3	
	<i>Fridericia conjugata</i> (Vell.) L.G.Lohmann	3,7	
	<i>Lundia corymbifera</i> (Vahl) Sandwith	6,7	
	<i>Lundia longa</i> (Vell.) DC.	3,6,7	
	<i>Pyrostegia venusta</i> (Ker Gawl.) Miers	6	PI
Boraginaceae	<i>Cordia taguhyensis</i> Vell.	8	
	<i>Tournefortia membranacea</i> (Gardner) DC.	1,3	
	<i>Varronia curassavica</i> Jacq.	1,4,5,6	
	<i>Varronia polycephala</i> Lam.	6	
Bromeliaceae	<i>Aechmea blanchetiana</i> (Baker) L.B.Sm.	1,2,3,4,7,8	VU(ES)
	<i>Aechmea lamarchei</i> Mez	6	
	<i>Aechmea nudicaulis</i> (L.) Griseb.	7	
	<i>Bromelia antiacantha</i> Bertol.	1,2,6	
	<i>Neoregelia pascoaliana</i> L.B.Sm.	1,2,4,8	NT
	<i>Pseudananas sagenarius</i> (Arruda) Camargo	2,5,7	
	<i>Quesnelia quesneliana</i> (Brongn.) L.B.Sm.	4	
	<i>Tillandsia stricta</i> Sol.	7,8	
	<i>Vriesea procera</i> (Mart. ex Schult. & Schult.f.) Wittm.	1	
Burseraceae	<i>Protium heptaphyllum</i> (Aubl.) Marchand	1,2,3,4,5,6,7,8	
	<i>Protium icicariba</i> (DC.) Marchand	3,4,8	EN(BR)
Cactaceae	<i>Brasiliopuntia brasiliensis</i> (Willd.) A.Berger	2,3	
	<i>Cereus fernambucensis</i> Lem.	1,2,3,4,5,6,7,8	
	<i>Pereskia aculeata</i> Mill.	4,5	
	<i>Pilosocereus arrabidaei</i> (Lem.) Byles & Rowley	1,2,4,5,7,8	
Calophyllaceae	<i>Kielmeyera albopunctata</i> Saddi	4,7,8	
Capparaceae	<i>Cynophalla flexuosa</i> (L.) J.Presl	2,3,5,6,7,8	
Celastraceae	<i>Monteverdia obtusifolia</i> (Mart.) Biral	3,5,6,7,8	

Família	Espécie	Estações Amostras	Informação adicional (raridade, endemismo, ameaça, potencial invasor)
	<i>Salacia arborea</i> (Schrank) Peyr.	3	
Chrysobalanaceae	<i>Chrysobalanus icaco</i> L.	1,5,7,8	
	<i>Exellodendron gracile</i> (Kuhlm.) Prance	7	EN(BR, ES), Endêmica, Rara
Clusiaceae	<i>Clusia hilariana</i> Schlttdl.	1,4,5,7,8	
	<i>Garcinia brasiliensis</i> Mart.	2,5,6,8	
Commelinaceae	<i>Commelina erecta</i> L.	1,2,4,5,6,8	
	<i>Dichorisandra procera</i> Mart. ex Schult. f.	2,7	
Connaraceae	<i>Rourea glabra</i> Kunth	6,7	
Convolvulaceae	<i>Ipomoea imperati</i> (Vahl) Griseb.	1,2,3,4,5,6,7,8	
	<i>Ipomoea pes-caprae</i> (L.) R.Br.	1,2,3,4,5,6,7,8	
Cyperaceae	<i>Bulbostylis capillaris</i> (L.) C.B.Clarke	7	PI
	<i>Cyperus aggregatus</i> (Willd.) Endl.	6	
	<i>Cyperus hermaphroditus</i> (Jacq.) Standl.	3,5,8	
	<i>Cyperus ligularis</i> L.	2,4,5,7	
	<i>Cyperus pedunculatus</i> (R.Br.) J.Kern	1,3,4,5,6,7,8	
	<i>Cyperus polystachyos</i> Rottb.	6	
	<i>Fimbristylis cymosa</i> R.Br.	5	
	<i>Rhynchospora holoschoenoides</i> (Rich.) Herter	6	
Dilleniaceae	<i>Davilla flexuosa</i> A.St.-Hil.	1,2,3,6,7,8	
	<i>Davilla macrocarpa</i> Eichler	7,8	VU(BR, ES)
	<i>Davilla rugosa</i> Poir.	5,8	
	<i>Tetracera breyniana</i> Schlttdl.	1,3,5,6,7	
	<i>Tetracera cf. lasiocarpa</i> Eichler	7	
Ebenaceae	<i>Diospyros inconstans</i> Jacq.	5	
Erythroxylaceae	<i>Erythroxylum passerinum</i> Mart.	7	
	<i>Erythroxylum subrotundum</i> A.St.-Hil.	7	
Euphorbiaceae	<i>Astraea lobata</i> (L.) Klotzsch	1,2,3	
	<i>Cnidoscolus urens</i> (L.) Arthur	2,3,6,7	
	<i>Croton glandulosus</i> L.	6	PI
	<i>Euphorbia bahiensis</i> (Klotzsch & Garcke) Boiss.	2,3,4,5,6	
	<i>Microstachys corniculata</i> (Vahl) Griseb.	1,2,3,4,5,6,7	
	<i>Romanoa tamnoides</i> (A.Juss.) Radcl.-Sm.	3	
Fabaceae	<i>Abarema barnebyana</i> Iganci & M.P.Morim	5,6,7,8	Endêmica

Família	Espécie	Estações Amostras	Informação adicional (raridade, endemismo, ameaça, potencial invasor)
	<i>Abarema brachystachya</i> (DC.) Barneby & J.W.Grimes	4	
	<i>Abarema filamentosa</i> (Benth.) Pittier	1	
	<i>Abarema limae</i> Iganci & M.P.Morim	7	
	<i>Abrus precatorius</i> L.	2,3,4,5	PI
	<i>Alysicarpus vaginalis</i> (L.) DC.	3,4,6	Naturalizada PI
	<i>Andira fraxinifolia</i> Benth.	6	
	<i>Canavalia rosea</i> (Sw.) DC.	1,2,3,5,6,7,8	
	<i>Centrosema brasilianum</i> (L.) Benth.	3	
	<i>Centrosema virginianum</i> (L.) Benth.	1,2,3,4	
	<i>Chamaecrista flexuosa</i> (L.) Greene	1,2,3,4,5,6,7,8	PI
	<i>Chamaecrista ramosa</i> (Vogel) H.S.Irwin & Barneby	5,7,8	
	<i>Chamaecrista rotundifolia</i> (Pers.) Greene var. rotundifolia	4,5,6	PI
	<i>Clitoria laurifolia</i> Poir.	1,2,3,4,5	
	<i>Crotalaria incana</i> L.	1,2,6	PI
	<i>Crotalaria retusa</i> L.	6	Naturalizada
	<i>Dalbergia ecastaphyllum</i> (L.) Taub.	8	PI
	<i>Desmodium barbatum</i> (L.) Benth.	1,2,3,4,5,6,7	PI
	<i>Desmodium incanum</i> (Sw.) DC.	5,6	Naturalizada PI
	<i>Exostyles venusta</i> Schott	6	
	<i>Guilandina bonduc</i> L.	4	
	<i>Indigofera microcarpa</i> Desv.	5	
	<i>Indigofera suffuticosa</i> Mill.	6	PI
	<i>Inga laurina</i> (Sw.) Willd.	1,2,3,4,5,6,7	
	<i>Inga subnuda</i> Salzm. ex Benth.	3	
	<i>Lonchocarpus sericeus</i> (Poir.) Kunth ex DC.	4	
	<i>Machaerium lanceolatum</i> (Vell.) J.F.Macbr.	1	
	<i>Machaerium uncinatum</i> (Vell.) Benth.	6	
	<i>Macroptilium atropurpureum</i> (Sessé & Moc. ex DC.) Urb.	5,6	Naturalizada PI
	<i>Mimosa ceratonia</i> L.	6	
	<i>Ormosia nitida</i> Vogel	6	
	<i>Piptadenia adiantoides</i> (Spreng.) J.F.Macbr.	3	
	<i>Racosperma mangium</i> Willd.	5	Exótica

Família	Espécie	Estações Amostras	Informação adicional (raridade, endemismo, ameaça, potencial invasor)
			PI
	<i>Rhynchosia phaseoloides</i> (Sw.) DC.	3	
	<i>Senna affinis</i> (Benth.) H.S.Irwin & Barneby	2,3	
	<i>Sesbania virgata</i> (Cav.) Pers.	5	
	<i>Sophora tomentosa</i> L.	6	
	<i>Stylosanthes gracilis</i> Kunth	1	
	<i>Stylosanthes viscosa</i> (L.) Sw.	1,2,3,4,5,6,7,8	PI
	<i>Swartzia apetala</i> Raddi	1,5,6,7	
	<i>Zornia reticulata</i> Sm.	1,2,5,6	PI
Goodeniaceae	<i>Scaevola plumieri</i> (L.) Vahl	1,2,3,5,6,7,8	VU(ES)
Humiriaceae	<i>Humiriastrum dentatum</i> (Casar.) Cuatrec.	6	
Iridaceae	<i>Neomarica sabinei</i> (Lindl.) Chukr	6,7,8	
Lamiaceae	<i>Aegiphila vitelliniflora</i> Walp.	7,8	
	<i>Ocimum gratissimum</i> L.	6	Naturalizada
Lauraceae	<i>Ocotea notata</i> (Nees & Mart.) Mez	1,2	
	<i>Rhodostemonodaphne capixabensis</i> J.B. Baitello & Coe-Teix.	8	EN(BR), VU(ES) Endêmica
	<i>Rhodostemonodaphne macrocalyx</i> (Meisn.) Rohwer ex Madriñán	8	
Lecythidaceae	<i>Eschweilera ovata</i> (Cambess.) Mart. ex Miers	3	
Loganiaceae	<i>Spigelia anthelmia</i> L.	8	
	<i>Spigelia laurina</i> Cham. & Schltdl.	7,8	
Loranthaceae	<i>Struthanthus polyrhizus</i> (Mart.) Mart.	4	PI
Malpighiaceae	<i>Byrsonima sericea</i> DC.	1,2,3,4,6,7,8	
	<i>Niedenzuella acutifolia</i> (Cav.) W.R.Anderson	3	
	<i>Niedenzuella glabra</i> (Spreng.) W.R.Anderson	2,6	
Malvaceae	<i>Sida acuta</i> Burm.f.	4,6	PI
	<i>Sida cerradoensis</i> Krapov.	6	
	<i>Sida cordifolia</i> L.	3,6	PI
	<i>Sida ciliaris</i> L.	1,2,4,5,7	
	<i>Sida linifolia</i> Cav.	2	PI
	<i>Sida plumosa</i> Cav.	5,7	
	<i>Sida rhombifolia</i> L.	5,6	PI
	<i>Sidastrum micranthum</i> (A.St.-Hil.) Fryxell*	5	
	<i>Pavonia cancellata</i> (L.) Cav.	4,5	

Família	Espécie	Estações Amostras	Informação adicional (raridade, endemismo, ameaça, potencial invasor)
	<i>Pseudobombax grandiflorum</i> (Cav.) A.Robyns	6,7	
	<i>Waltheria indica</i> L.	1,2,3,4,5,6,7	PI
Marantaceae	<i>Maranta divaricata</i> Roscoe	1,2,3,8	
Melastomataceae	<i>Miconia cinnamomifolia</i> (DC.) Naudin	2,8	
Menispermaceae	<i>Chondrodendron platiphyllum</i> (A.St.-Hil.) Miers	2,3	
	<i>Hyperbaena domingensis</i> (DC.) Benth	2,8	
	<i>Odontocarya vitis</i> (Vell.) J.M.A.Braga	6	VU(ES)
Molluginaceae	<i>Mollugo verticillata</i> L.	1,2,3,6,8	PI
Moraceae	<i>Sorocea hilarii</i> Gaudich.	5,6	
Myrtaceae	<i>Campomanesia guazumifolia</i> (Cambess.) O.Berg	3	
	<i>Eugenia astringens</i> Cambess.	1,2,3,4,5,6,7,8	
	<i>Eugenia bimarginata</i> DC.	2,3,7	
	<i>Eugenia dichroma</i> O.Berg	2	
	<i>Eugenia hirta</i> O.Berg	2,3	
	<i>Eugenia kuekii</i> Giaretta & Peixoto	8	Endêmica
	<i>Eugenia puniceifolia</i> (Kunth) DC.	2,5,6,7,8	
	<i>Eugenia uniflora</i> L.	4,6	
	<i>Myrcia brasiliensis</i> Kiaersk.	1,2,4	
	<i>Myrcia ilheosensis</i> Kiaersk.	1	
	<i>Myrcia neobrasiliensis</i> A.R.Lourenço & E.Lucas	1,4,5,7	
	<i>Myrcia neuwiedean</i> (O. Berg) E. Lucas & C. E. Wilson	7	
	<i>Myrcia splendens</i> (Sw.) DC.	3	
	<i>Myrcia vittoriana</i> Kiaersk.	2	
	<i>Myrciaria strigipes</i> O.Berg	1,2,3,4	
	<i>Psidium brownianum</i> Mart. ex DC.	2,3,7,8	
	<i>Psidium cattleianum</i> Sabine	4,6	
	<i>Psidium guineense</i> Sw.	2,4,5,6	
	<i>Psidium macahense</i> O.Berg	3	
Nyctaginaceae	<i>Guapira opposita</i> (Vell.) Reitz	8	
	<i>Guapira pernambucensis</i> (Casar.) Lundell	1,2,3,4,5,6,7,8	
Ochnaceae	<i>Ouratea cuspidata</i> (A.St.-Hil.) Engl.	3,6,7,8	
Olacaceae	<i>Cathedra bahiensis</i> Sleumer	1,8	
Orchidaceae	<i>Catasetum discolor</i> (Lindl.) Lindl.	2,5,7	
	<i>Cyrtopodium flavum</i> Link & Otto ex Rchb.f.	8	
	<i>Cyrtopodium holstii</i> L.C.Menezes	6,7	VU(ES)

Família	Espécie	Estações Amostras	Informação adicional (raridade, endemismo, ameaça, potencial invasor)
	<i>Eltropectris calcarata</i> (Sw.) Garay & Sweet	2,4,8	VU(ES)
	<i>Epidendrum denticulatum</i> Barb.Rodr.	1,7,8	
	<i>Koellensteinia florida</i> (Rchb.f.) Garay	8	
	<i>Prescottia plantaginifolia</i> Lindl. ex Hook.	1	
	<i>Vanilla bahiana</i> Hoehne	1,2,3,4,5,6,7	
Passifloraceae	<i>Passiflora alata</i> Curtis	5	
	<i>Passiflora edulis</i> Sims	3	
	<i>Passiflora silvestris</i> Vell.	2,3,5,6,7	
Peraceae	<i>Pera glabrata</i> (Schott) Baill.	2,5,6,7,8	
Piperaceae	<i>Peperomia obtusifolia</i> (L.) A.Dietr.	8	
Plantaginaceae	<i>Scoparia dulcis</i> L.	5	
Poaceae	<i>Andropogon bicornis</i> L.	3	PI
	<i>Andropogon leucostachyus</i> Kunth	2,6	
	<i>Cenchrus echinatus</i> L.	5,6	PI
	<i>Dactyloctenium aegyptium</i> (L.) Willd.	4	Naturalizada PI
	<i>Melinis repens</i> (Willd.) Zizka	1,3,6	Naturalizada PI
	<i>Oplismenus hirtellus</i> (L.) P.Beauv.	3	
	<i>Paspalum maritimum</i> Trin.	3	
	<i>Pharus lappulaceus</i> Aubl.	3,8	
	<i>Setaria pumila</i> (Poir.) Roem. & Schult.	1	Naturalizada PI
	<i>Sporobolus virginicus</i> (L.) Kunth	3,4	
	<i>Stenotaphrum secundatum</i> (Walter) Kuntze	6,7,8	
	<i>Urochloa decumbens</i> (Stapf) R.D.Webster	2	Naturalizada PI
Polygalaceae	<i>Polygala cyparissias</i> A.St.-Hil. & Moq.	1,2,3,4,5,7	
Polygonaceae	<i>Coccoloba alnifolia</i> Casar.	1,2,3,4,5,6,7,8	
Portulacaceae	<i>Portulaca mucronata</i> Link	1,2,3,5,6,7	
Primulaceae	<i>Jacquinia armillaris</i> Jacq.	2,4,6,7	VU(ES)
	<i>Myrsine guianensis</i> (Aubl.) Kuntze	4,5,6,7,8	
	<i>Myrsine parvifolia</i> A.DC.	1,2,3,4,5	
Rhamnaceae	<i>Scutia arenicola</i> (Casar.) Reissek	1,5	EN(BR)
	<i>Ziziphus glaziovii</i> Warm.	3	VU(ES)

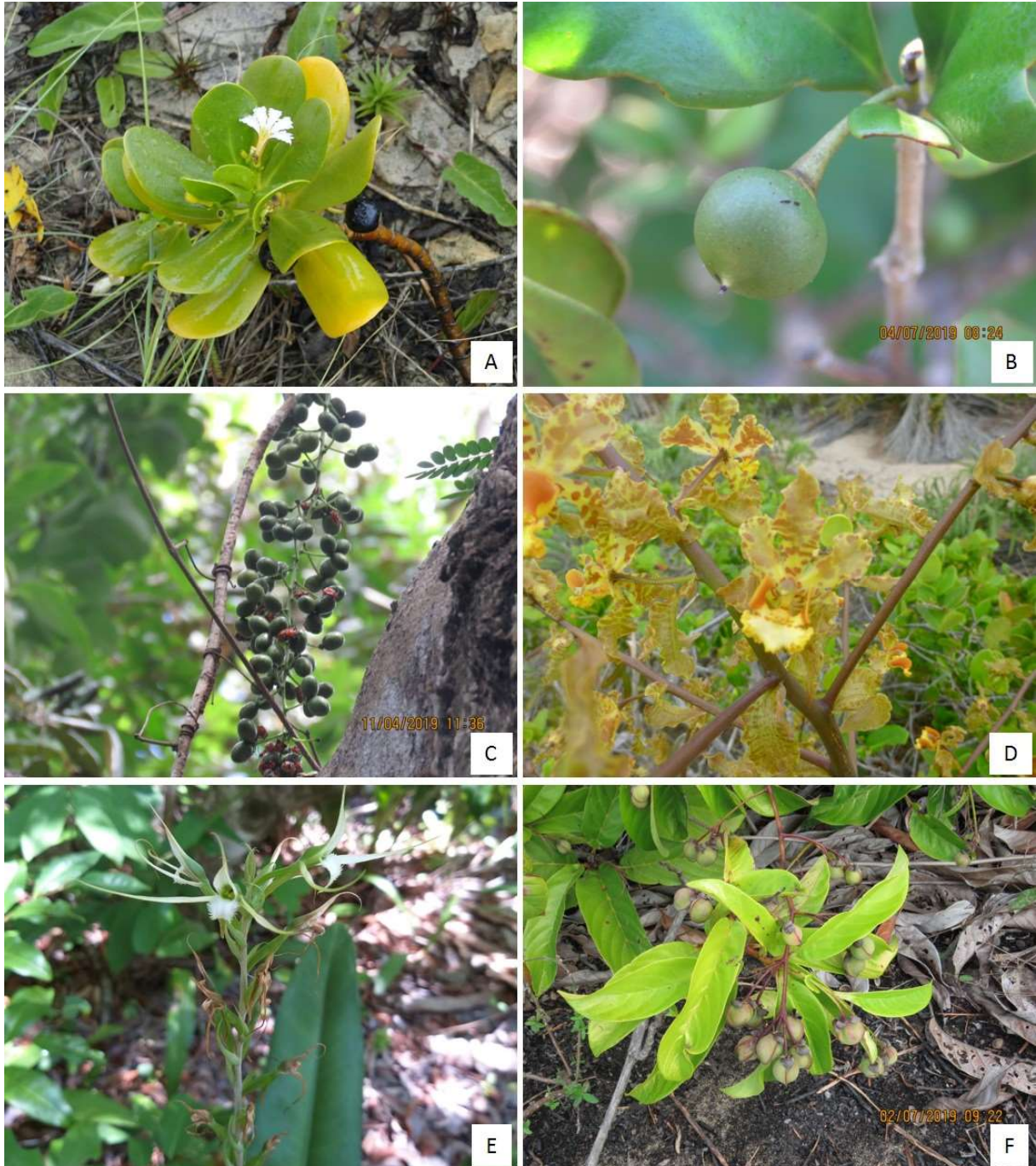
Família	Espécie	Estações Amostras	Informação adicional (raridade, endemismo, ameaça, potencial invasor)
Rubiaceae	<i>Borreria verticillata</i> (L.) G.Mey.	2,3,5,6	
	<i>Chiococca alba</i> (L.) Hitchc.	5,6	
	<i>Chomelia obtusa</i> Cham. & Schltdl.	4	
	<i>Hexasepalum apiculatum</i> (Willd.) Delprete & J.H. Kirkbr.	1	
	<i>Mitracarpus eichleri</i> K.Schum.	3,4,6,8	EN(ES)
	<i>Mitracarpus strigosus</i> (Thunb.) P.L.R. Moraes, De Smedt & Hjertson	2,3,4,6,7,8	
	<i>Palicourea blanchetiana</i> Schltdl.	6,7,8	
	<i>Palicourea macrobotrys</i> (Ruiz & Pav.) Schult.	8	
	<i>Posoqueria latifolia</i> (Rudge) Schult.	6	
	<i>Psychotria bahiensis</i> DC.	7,8	
	<i>Randia armata</i> (Sw.) DC.	3	
	<i>Salzmannia nitida</i> DC.	1,2,5,8	
	<i>Tocoyena bullata</i> (Vell.) Mart.	1,3,5,7,8	
Salicaceae	<i>Xylosma tweediana</i> (Clos) Eichler	3	
Santalaceae	<i>Phoradendron quadrangulare</i> (Kunth) Griseb.	2	
Sapindaceae	<i>Cupania emarginata</i> Cambess.	1,2,3,4,5,6,7	
	<i>Cupania racemosa</i> (Vell.) Radlk.	3,6	
	<i>Paullinia revoluta</i> Radlk.	2,3,4,5,6,7	
	<i>Paullinia ternata</i> Radlk.	3,6	
	<i>Paullinia weinmanniifolia</i> Mart.	2,3,7,8	
	<i>Serjania communis</i> Cambess.	5,6,7,8	
	<i>Serjania salzmanniana</i> Schltdl.	5	
Sapotaceae	<i>Manilkara salzmannii</i> (A.DC.) H.J.Lam	5,6,7,8	
Schoepfiaceae	<i>Schoepfia brasiliensis</i> A.DC.	1,8	
Simaroubaceae	<i>Homalolepis cuneata</i> (A.St.-Hil. & Tul.) Devecchi & Pirani	6	
	<i>Simarouba amara</i> Aubl.	7,8	
Smilacaceae	<i>Smilax elastica</i> Griseb.	2	
	<i>Smilax rufescens</i> Griseb.	1,2,3,4,5,6,7,8	
Solanaceae	<i>Solanum asterophorum</i> Mart.	2,3,4,7	
	<i>Solanum restingae</i> S.Knapp	7,8	EM(BR)
Turneraceae	<i>Turnera subulata</i> Sm.	2,5	
Verbenaceae	<i>Lantana camara</i> L.	1,2,3,4,5,7,8	Naturalizada PI
Violaceae	<i>Pombalia calceolaria</i> (L.) Paula-Souza	1,4,5,6,7,8	

Das espécies listadas, 13 estão citadas como ameaçadas de extinção para o estado (Quadro 3, Figura 8), sendo onze já anteriormente citadas no livro das Espécies da Flora Ameaçadas de Extinção no Estado do Espírito Santo (SIMONELLI e FRAGA 2007) ou no Livro Vermelho da Flora do Brasil (MARTINELLI e MARTINS 2013) e duas incluídas na última reavaliação da lista de espécies ameaçadas do Espírito Santo, onde esse novo estado de conservação já foi sugerido com base nas observações das populações em campo e dos impactos nas restingas. As espécies *Rauvolfia capixabae* I.Koch & Kin.-Gouv. (Apocynaceae) e *Neoregelia pascoaliana* L.B.Sm. (Bromeliaceae), encontram-se categorizadas como quase ameaçada, merecendo atenção especial para que não sejam incluídas em uma próxima reavaliação da lista de espécies ameaçadas do estado.

Quadro 3: Lista de angiospermas ameaçadas de extinção amostradas nas restingas do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática Área Ambiental I. EN = Em perigo; VU = Vulnerável; LC = Pouco preocupante. Fontes: Livro Vermelho da Flora do Brasil (Martinelli & Martins 2013); Espécies da Flora Ameaçadas de Extinção no Estado do Espírito Santo (Simonelli & Fraga 2007); Espécies Ameaçadas do Espírito Santo (revisão realizada por Fraga et al. em 2019, aguardando publicação e disponível em <http://tempustecnologia.com/site/>).

Família	Espécie	Estações Amostrais	Lista Vermelha do Brasil	Espécies Ameaçadas do ES (2006)	Revisão das Espécies Ameaçadas do ES (2019)
Bromeliaceae	<i>Aechmea blanchetiana</i> (Baker) L.B.Sm.	1,2,3,4,7,8	-	VU	VU
Burseraceae	<i>Protium icicariba</i> (DC.) Marchand	3,4,8	EN	-	LC
Chrysobalanaceae	<i>Exellodendron gracile</i> (Kuhlm.) Prance	7	EN	EN	EN
Dilleniaceae	<i>Davilla macrocarpa</i> Eichler (Figura 3F)	7,8	VU	-	VU
Goodeniaceae	<i>Scaevola plumieri</i> (L.) Vahl (Figura 3A)	1,2,3,5,6,7,8	-	VU	VU
Lauraceae	<i>Rhodostemonodaphne capixabensis</i> J.B. Baitello & Coe-Teix.	8	EN	VU	VU
Menispermaceae	<i>Odontocarya vitis</i> (Vell.) J.M.A.Braga (Figura 3C)	6	-	VU	LC
Orchidaceae	<i>Cyrtopodium holstii</i> L.C.Menezes (Figura 3D)	6,7	-	VU	VU
	<i>Eltroplectris calcarata</i> (Sw.) Garay & Sweet (Figura 3E)	2,4,8	-	VU	VU
Primulaceae	<i>Jacquinia armillaris</i> Jacq. (Figura 3B)	2,4,6,7	-	VU	VU
Rhamnaceae	<i>Scutia arenicola</i> (Casar.) Reissek	1,5	EN	-	LC
	<i>Ziziphus glaziovii</i> Warm.	3	-	-	VU
Rubiaceae	<i>Mitracarpus eichleri</i> K.Schum.	3,4,6,8	-	-	EN
Solanaceae	<i>Solanum restingae</i> S.Knapp	7,8	EN	-	-

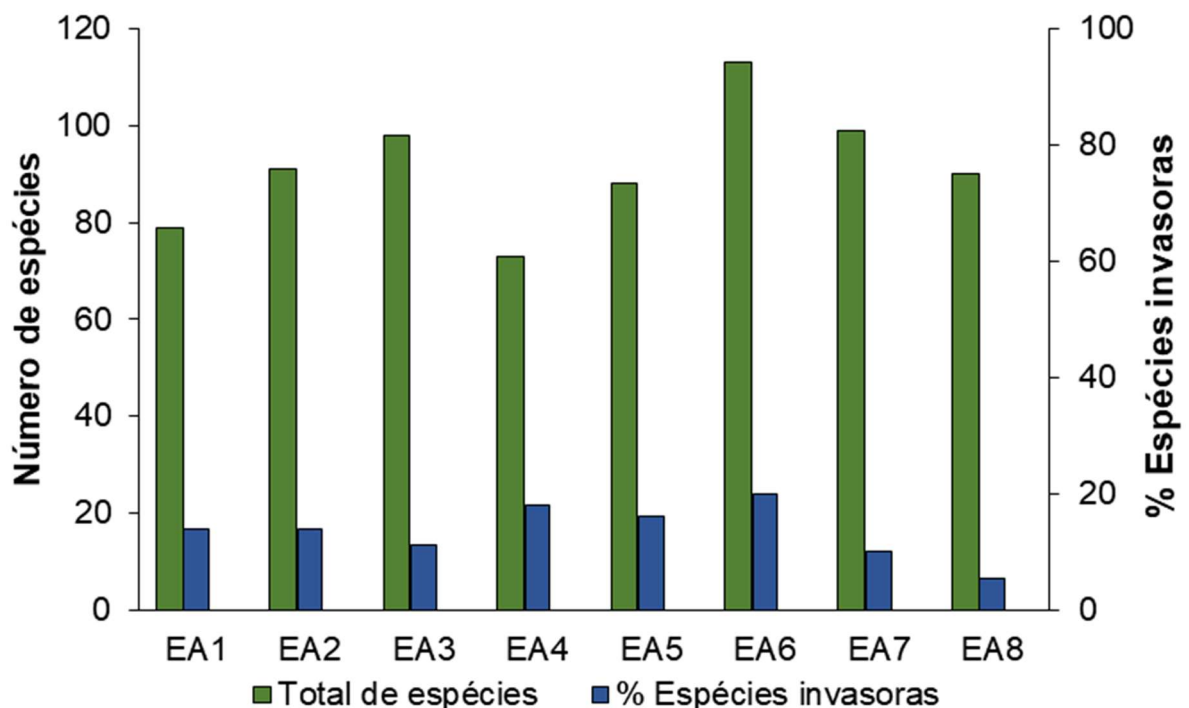
Figura 8: Espécies ameaçadas de extinção nas restingas do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática Área Ambiental I. A: *Scaevola plumieri* (L.) Vahl (Goodeniaceae). B: *Jacquinia armillaris* (Primulaceae). C: *Odontocarya vitis* (Vell.) J.M.A.Braga (Menispermaceae). D: *Cyrtopodium holstii* L.C.Menezes (Orchidaceae). E: *Eltroplectris calcarata* (Orchidaceae). F: *Davilla macrocarpa* Eichler (Dilleniaceae).



Destaca-se nas áreas estudadas a presença de *Exellodendron gracile* (Kuhlm.) Prance (Chrysobalanaceae), uma espécie endêmica do Espírito Santo, considerada rara e ameaçada de extinção, coletada na vegetação arbórea da estação amostral 7, na Reserva de Comboios e *Rhodostemonodaphne capixabensis* J.B. Baitello & Coe-Teix. (Lauraceae), também endêmica e ameaçada de extinção, coletada na vegetação arbórea da estação amostral 8, também na Reserva de Comboios. Outras espécies endêmicas do Espírito Santo são (Quadro 2): *Abarema barnebyana* Iganci & M.P.Morim (Fabaceae), coletada nas estações amostrais 5, 6, 7 e 8; *Aristolochia zebrina* J. Freitas & F. González (Aristolochiaceae), coletada na estação amostral 1; e *Eugenia kuekii* Giaretta & Peixoto (Myrtaceae), encontrada na estação amostral 8.

Entre as oito estações amostrais, a estação amostral 6 foi a que apresentou maior riqueza específica (diversidade α), com 113 espécies (Figura 9), seguida pelas estações 7 (99 spp.) e 3 (98 spp.). Porém, a estação amostral 6 foi a que também apresentou o maior número de espécies consideradas invasoras, exóticas ou ruderais, com cerca de 20% das espécies inventariadas. As estações amostrais com menor número desse tipo de espécie são as 7 e 8, exatamente as localizadas dentro da única unidade de conservação de proteção integral.

Figura 9: Número total de espécies amostradas e porcentagem de espécies invasoras/exóticas/ruderais por unidade amostral nas Restingas (Anexo 5) do PMBA. E1- APA de Conceição da Barra; E2- APA de Conceição da Barra; E3- Aldeia do Coco; E4- Barra Nova; E5- Pontal do Ipiranga; E6- Cacimbas; E7- Reserva Biológica de Comboios; E8- Reserva Biológica de Comboios.



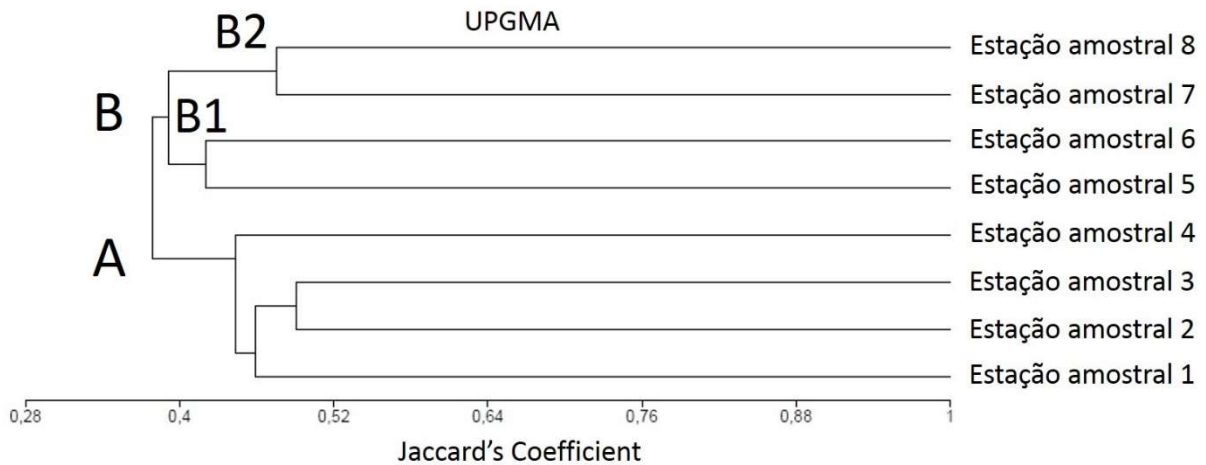
Comparando a similaridade florística entre as estações amostrais, a análise de agrupamento mostra a formação de dois grupos na área de estudo (Figura 10), com alta dissimilaridade (62,1%). O grupo A, formado pelas estações amostrais 1 a 4, localizadas mais ao norte do Rio Doce, nos municípios de São

Mateus e Conceição da Barra; e o grupo B, que reuniu os pontos 6 a 8, com as estações amostrais mais próximas do Rio Doce. No grupo A, a estação amostral 4 é a mais dissimilar, o que era esperado por ser uma área com uma faixa de restinga estreita e a com menor riqueza encontrada (68 spp.). Esta estação amostral possui apenas quatro espécies exclusivas, três de ampla distribuição geográfica (*Abarema brachystachya* (DC.) Barneby & Grimes, *Lonchocarpus sericeus* (Poir.) Kunth ex DC. e *Struthanthus polyrhizus* (Mart.) Mart.) e uma espécie que ocorre na Bahia e no Espírito Santo (*Quesnelia quesneliana* (Brongn.) L.D.Sm.), além de 14 espécies consideradas invasoras ou ruderais. As estações amostrais 2 e 3 são as que apresentam maior similaridade florística do grupo (49%), com 54 espécies em comum, embora não sejam as mais próximas geograficamente. A estação amostral 2 apresentou três espécies exclusivas (*Hancornia speciosa* Gomes, *Myrciaria floribunda* (H.West ex Willd.) O.Berg. e *Smilax elastica* Griseb.), todas de ampla distribuição geográfica. A estação amostral 1 possui oito espécies exclusivas, todas de ampla distribuição geográfica.

O grupo B, desmembrou-se formando B1 (Figura 10), com as estações 5 e 6, ao Norte do Rio Doce, com 42,1% de similaridade, e 48 espécies em comum; e grupo B2, com as estações 7 e 8, situadas ao Sul do Rio Doce, com 47,5% de similaridade. A estação amostral 5 apresenta sete espécies exclusivas, todas de ampla distribuição, inclusive *Racosperma mangium*, espécie exótica; e a estação amostral 6, possui 11 espécies exclusivas e de ampla distribuição geográfica, com exceção de *Aechmea lamarchei* Mez, que ocorre no Espírito Santo e Minas Gerais, e de *Odontocarya vitis* (Vell.) J.M.A.Braga, que é encontrada na Bahia, Espírito Santo, Rio de Janeiro e São Paulo.

As estações amostrais 7 e 8, possuem 48 espécies em comum, sendo que na estação 7 ocorrem seis espécies exclusivas, uma delas *Exellodendron gracile*, espécie endêmica, rara e ameaçada de extinção, e também *Abarema limae* Iganci & M.P.Morim, que ocorre apenas no Rio de Janeiro e Espírito Santo. As demais são de ampla distribuição geográfica. E finalmente, na estação 8, são 10 espécies exclusivas, com destaque para *Neoregelia cruenta* (R.Graham) L.B.Sm., ameaçada de extinção e restrita aos estados da Bahia, Espírito Santo, Rio de Janeiro e São Paulo, e a espécie endêmica e ameaçada de extinção, *Rhodostemonodaphne capixabensis*.

Figura 10: Similaridade florística entre as oito estações amostrais das Restingas do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática Área Ambiental I (Anexo 5).



Quando se compara a similaridade florística por formação vegetacional, na vegetação herbácea (Figura 11 A) observa-se um único grupo com similaridade acima de 0,5. Esse resultado mostra que as oito estações amostrais estudadas são floristicamente similares, podendo ser consideradas como uma grande unidade e não como unidades distintas. Para a formação arbustiva (Figura 11B), as estações amostrais 7 e 8 apresentaram uma alta similaridade, que pode ser justificada pela proximidade entre elas. Já as estações 2 e 5 são áreas que apresentam uma maior ação antrópica e faixas curtas de vegetação, e também apresentaram alta similaridade. As estações amostrais 1 e 6 foram as mais dissimilares. Na estação 6 esse resultado era esperado, já que a formação vegetacional nessa área é arbustiva fechada, enquanto nas demais estações são arbustivas abertas, propiciando a ocorrência de muitas espécies de lianas e ervas de ambiente sombreado. Além disso, nessa estação foi inventariado o maior número de espécies. A análise de similaridade entre as áreas da vegetação arbórea (Figura 11C) indicou alta dissimilaridade entre as estações amostrais valores abaixo de 0,5. Isto se deve a vários fatores, entre eles pode ser destacado o fato da formação florestal apresentar maior riqueza específica, quando comparada com outras formações, agrupando espécies de diferentes formas de vida. Outros fatores podem justificar essa dissimilaridade, tais como distância entre as formações, fragmentação, histórico de intervenção de cada área ou diferentes níveis antrópicos sobre a vegetação, proximidade de outras fontes de propágulos e estágio sucessional.

Na análise da estrutura da vegetação, a formação herbácea apresentou quatro espécies responsáveis por mais de 70% do valor de cobertura em todas as estações amostradas, tanto no período de Outubro/Novembro/2018, quanto em Maio/2019 (Tabela 1 e Tabela 2). *Cyperus pedunculatus* (R.Br.) J.Kern, foi a única espécie amostrada em todas as estações, dentro das cinco espécies com maiores valores de importância (VI), no período de Outubro/Novembro/2018. Na avaliação realizada em Maio/2019, três espécies apresentaram elevados valores de importância (VI): *Cyperus pedunculatus*, *Ipomoea imperati* (Vahl) Griseb. e *Panicum racemosum* (Beauv.) Spreng. Assim como em Pereira

(1995), encontramos *Blutaparon portulacoides* (A.St.-Hil.) Mears sempre nas últimas posições em valor de importância. Já em Thomaz (1991), *B. portulacoides* ficou primeira posição de VI, nesse mesmo tipo de formação vegetacional, em um trecho de restinga que corresponde à E7 (Reserva Biológica de Comboios). Estas diferenças podem estar relacionadas à organização espacial da vegetação na restinga, já que *B. portulacoides* é encontrada sempre na primeira porção de vegetação, onde sofre constantemente alterações na linha de praia, ocasionada por avanços periódicos do mar, quando são restabelecidas as condições iniciais, esta espécie volta a ocupar este espaço (PEREIRA et al. 1992). Assim, considerando os estudos pretéritos e o atual em E7, pode-se afirmar que entre o período de 1990 – 2019, a composição florística, assim como a organização estrutural da formação, não sofreu alterações, e as diferenças na organização da comunidade observadas são explicadas por fatores inerentes a sua biologia, distribuição das espécies neste ecossistema e aspectos metodológicos.

Figura 11: Similaridade florística entre as formações vegetacionais das oito estações amostrais nas Restingas do PMBA (Anexo 5). A. Formação Herbácea. B. Formação Arbustiva. C. Formação Arbórea. E1- APA de Conceição da Barra; E2- APA de Conceição da Barra; E3-Aldeia do Coco; E4-Barra Nova; E5- Pontal do Ipiranga; E6- Cacimbas; E7-Reserva Biológica de Comboios; E8- Reserva Biológica de Comboios.

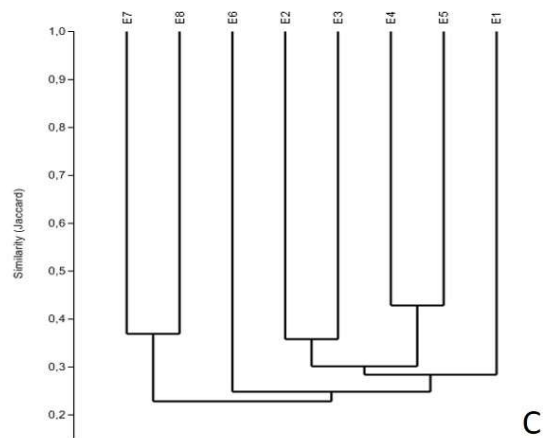
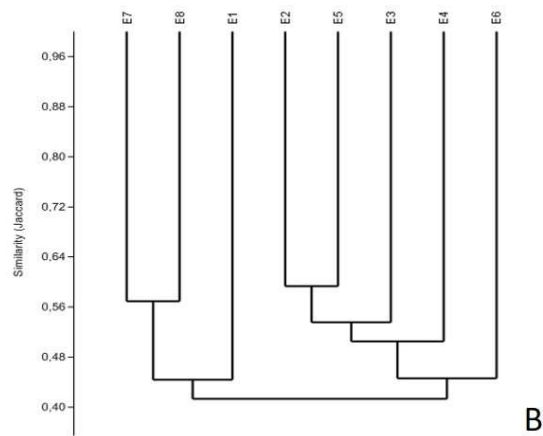
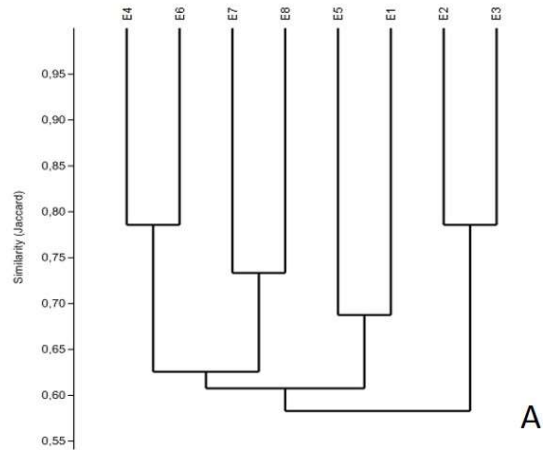


Tabela 1: Valores de importância (VI) para as espécies amostradas (VI maior que 50%) na formação herbácea, período de Outubro/Novembro/2018, nas oito estações amostrais nas Restingas do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática Área Ambiental I (Anexo 5). E1- APA de Conceição da Barra; E2- APA de Conceição da Barra; E3-Aldeia do Coco; E4-Barra Nova; E5- Pontal do Ipiranga; E6- Cacimbas; E7-Reserva Biológica de Comboios; E8- Reserva Biológica de Comboios.

Espécies	Valor de Importância							
	E1	E2	E3	E4	E5	E6	E7	E8
<i>Aspilia floribunda</i>		25,92						
<i>Blutaparon portulacoides</i>							16,05	
<i>Canavalia rosea</i>	19,66	21,98	19,22					
<i>Cyperus pedunculatus</i>	31,36	31,25	16,31	37,40	20,31	58,67	84,02	39,86
<i>Ipomoea imperati</i>		17,01	15,25	38,95		33,87	23,46	25,97
<i>Ipomoea pes-caprae</i>				12,86	22,03	16,84	32,82	17,92
<i>Mitracarpus eichleri</i>								52,23
<i>Panicum racemosum</i>	31,99		21,31	42,87	32,71	33,11	40,19	32,44
<i>Scaevola plumieri</i>	25,04	28,45	84,77		42,07			
<i>Sporobolus virginicus</i>	22,55			52,48	39,61	16,86		
Total	130,59	124,61	156,87	184,55	156,73	159,35	196,53	168,42

Tabela 2: Valores de importância (VI) para as espécies amostradas (VI maior que 50%) na formação herbácea, período de Maio/2019, nas oito estações amostrais nas Restingas do PMBA (Anexo 5). E1- APA de Conceição da Barra; E2- APA de Conceição da Barra; E3-Aldeia do Coco; E4-Barra Nova; E5- Pontal do Ipiranga; E6- Cacimbas; E7-Reserva Biológica de Comboios; E8- Reserva Biológica de Comboios.

Espécies	Valor de Importância							
	E1	E2	E3	E4	E5	E6	E7	E8
<i>Aspilia floribunda</i>		23,48						
<i>Blutaparon portulacoides</i>							22,47	
<i>Canavalia rosea</i>	27,79	26,53	19,27					
<i>Cyperus pedunculatus</i>	25,04	34,19	28,87	35,36	22,92	44,52	89,23	29,31
<i>Ipomoea imperati</i>	27,48	24,61	24,07	28,59	27,31	31,70	15,24	28,65
<i>Ipomoea pes-caprae</i>				26,69		16,06	36,93	17,05
<i>Mitracarpus eichleri</i>								36,92
<i>Panicum racemosum</i>	36,84	17,51	29,22	44,04	38,48	53,77	34,54	40,85
<i>Scaevola plumieri</i>	24,16		37,59		34,76			
<i>Sporobolus virginicus</i>				47,06	43,77			
Total	141,31	126,32	139,03	181,74	167,24	146,06	198,41	152,78

As espécies *Ipomoea pes-caprae* (L.) R.Br., *Canavalia rosea* (Sw.) DC. e *Polygala cyparissias* A.St.-Hil. & Moq., que foram registradas na estrutura da vegetação em Pontal do Ipiranga (Estação 5), por Thomaz (1991), foram encontradas em outras áreas com baixa frequência. As duas primeiras espécies possuem ciclo de vida que, em determinados períodos, perde a parte aérea, diminuindo sua

participação na frequência da comunidade, assim como sua posição na linha de praia, possibilitando sua erradicação pela ação das marés (CASTELLANI e SANTO, 2005; SILVA e MELO JÚNIOR, 2016; MELO JÚNIOR e BOEGER, 2018).

Em Guriri, no município de São Mateus, nas proximidades de E2 (Conceição da Barra), Thomaz (1991) analisou a estrutura da formação herbácea e registrou nove espécies. Destas, seis foram encontradas na análise atual, em posições fitossociológicas distintas. A ausência de *Chrysobalanus icaco* L. e *Scaevola plumieri* (L.) Vahl. em uma das análises pode estar relacionada ao modo de vida entouceirada destas espécies (CASTELLANI, 1999; MATIAS e NUNES, 2001), que podem não cair na área amostrada, entretanto, quando incluídas, os valores de densidade e cobertura são geralmente altos.

Na formação arbustiva observou-se uma maior alternância de espécies com maior VI entre as estações amostrais (Tabela 3): na Estação 1, *Allagoptera arenaria* e *Chrysobalanus icaco*, representaram mais de 50% do VI total; na Estação 2, *A. arenaria*, *Stylosanthes viscosa* e *Guapira pernambuncensis* apresentaram VI total maior que 55%; nas Estações 3 e 4, as espécies *A. arenaria* e *S. viscosa* apresentaram VI total maiores de 50%; na Estação 5, *A. arenaria* e *C. icaco* representaram juntas mais de 53% do VI total; já na Estação 6, foram *A. arenaria* e *G. pernambuncensis* que se destacaram com VI total maior que 61%; na Estação 7, *S. viscosa* e *G. pernambuncensis*, juntas corresponderam ao VI total maior que 75% e na Estação 8, *Mitracarpus eichleri* e *A. arenaria* juntas representaram mais de 74% do VI total.

Com presença notável e marcante na fisionomia arbustiva, a espécie *A. arenaria* apresentou - altos VI em diversas estações amostrais, com exceção de E7. Esse destaque em relação ao VI da espécie também foi encontrado em outros trabalhos em áreas de restingas (ALMEIDA e ARAÚJO 1997; MENEZES e ARAÚJO 1999; PEREIRA et al. 2004). Para a formação arbustiva também se pode inferir que as discordâncias na composição florística podem ser explicadas por fatores naturais, como distribuição longitudinal de espécies, baixa densidade e frequência de populações, ciclo de vida e diferentes metodologias.

Na formação arbórea, o destaque foi para a espécie *Protium icariba* (DC.) Marchand que apresentou VI altos em todas as estações amostrais (Tabela 4). As espécies *Cupania emarginata* Cambess., *Protium heptaphyllum* (Aubl.) Marchand e *P. icariba* foram as que apresentam maior VI, na Estação 1. Já na Estação 2, as espécies *P. icariba*, *Clusia hilariana* Schlttdl. e *Eugenia astringens* Cambess. apresentaram os maiores VI. Na Estação 3, as espécies com VI expressivos foram *Brasiliopuntia brasiliensis* (Willd.) A. Berger, *C. emarginata* e *P. icariba*. Na estação 4, destacam-se com altos VI: *E. astringens*, *M. guianensis*, *P. heptaphyllum* e *P. icariba*. Na estação 5, três espécies apresentaram VI elevados, sendo elas *Coccoloba alnifolia* Casar., *Pera glabrata* (Schott) Baill. e *P. icariba*. Na estação 06, *E. astringens*, *Guapira opposita* (Vell.) Reitz e *P. icariba*, foram as que apresentaram altos VI. Para Pereira et al. (2004) e Assis et al. (2004), *P. icariba* apresenta expressivos valores de importância devido à sua alta frequência relativa nas matas de restinga.

Tabela 3: Valores de importância (VI) das três espécies com maior VI em cada estação amostral, na formação arbustiva, nas oito estações amostrais nas Restingas do PMBA (Anexo 5). E1- APA de Conceição da Barra; E2- APA de Conceição da Barra; E3- Aldeia do Coco; E4- Barra Nova; E5- Pontal do Ipiranga; E6- Cacimbas; E7- Reserva Biológica de Comboios; E8- Reserva Biológica de Comboios.

Espécie	Valor de Importância							
	E1	E2	E3	E4	E5	E6	E7	E8
<i>Allagoptera arenaria</i>	80,38	90,44	131,56	119,85	109,10	123,43	–	110,58
<i>Axonopus pressus</i>	–	–	–	–	–	–	31,20	–
<i>Chamaecrista flexuosa</i>	–	–	–	34,91	–	–	–	–
<i>Chrysobalanus icaco</i>	73,03	–	–	–	51,16	–	–	–
<i>Coccoloba alnifolia</i>	–	–	–	–	–	32,59	–	–
<i>Guapira pernambucensis</i>	43,53	31,38	24,01	–	43,88	61,01	95,38	20,92
<i>Mitracarpus eichleri</i>	–	–	–	–	–	–	–	111,87
<i>Stylosanthes viscosa</i>	–	43,47	40,72	68,49	–	–	130,12	–
Total	196,94	164,29	196,28	223,25	204,13	217,03	256,70	243,37

Tabela 4: Valores de importância (VI) das três espécies com maior VI em cada estação amostral, na formação arbórea, nas oito estações amostrais nas restingas do PMBA (Anexo 5).

Espécies	Valor de Importância							
	E1	E2	E3	E4	E5	E6	E7	E8
<i>Brasiliopuntia brasiliensis</i>	–	–	24,71	–	–	–	–	–
<i>Clusia hilariana</i>	–	50,81	–	–	–	–	43,67	58,4
<i>Coccoloba alnifolia</i>	–	–	–	–	76,35	–	–	–
<i>Cupania emarginata</i>	95,9	–	33,37	–	–	–	–	–
<i>Erythroxylum hamigerum</i>	–	–	–	–	–	–	29,64	–
<i>Eugenia astringens</i>	–	17,99	–	65,72	–	43,4	–	–
<i>Exellodendron gracile</i>	–	–	–	–	–	–	23	–
<i>Guapira opposita</i>	–	–	–	–	–	25,9	–	–
<i>Kielmeyera albopunctata</i>	–	–	–	–	–	–	–	33,1
Mortalndet	–	–	–	–	–	–	23,42	–
<i>Myrsine guianensis</i>	–	–	–	35,93	–	–	–	–
<i>Pera glabrata</i>	–	–	–	–	31,24	–	–	–
<i>Protium heptaphyllum</i>	61,51	–	–	39,53	–	–	–	–
<i>Protium icicariba</i>	47,42	134,5	130,1	35,79	78,92	118	32,73	67,8
Total	204,8	203,3	188,2	176,97	186,5	187	152,5	159

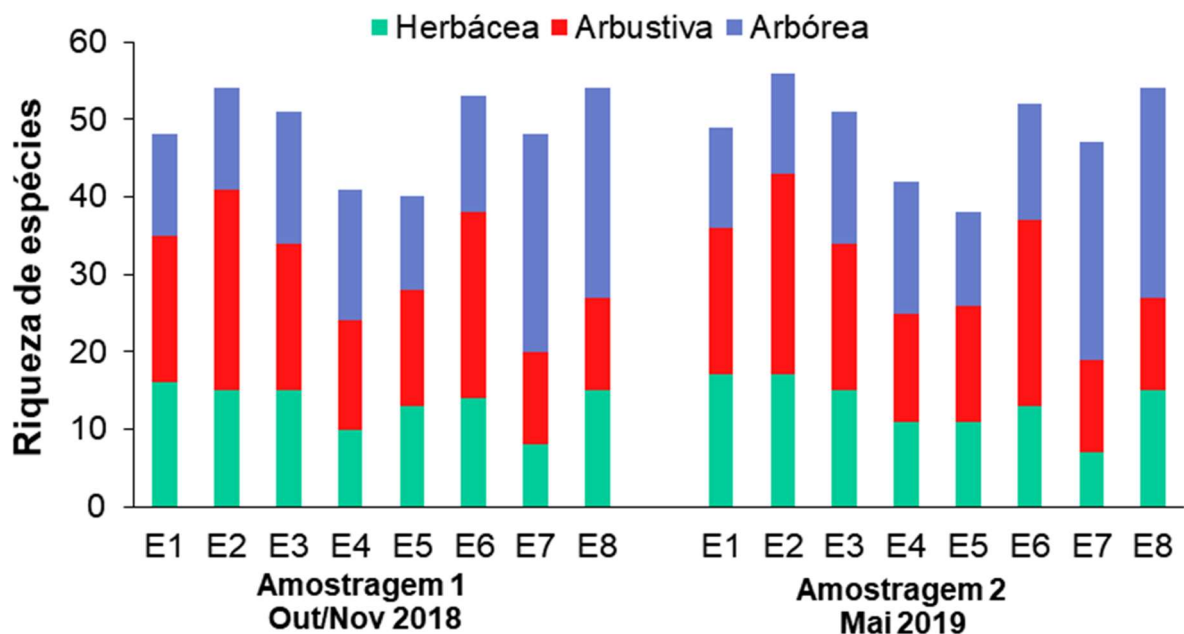
A Figura 12 apresenta a riqueza de espécies encontrada em cada formação vegetal, por estação amostral, no estudo fitossociológico, na primeira e segunda amostragem. Destaca-se, na formação herbácea, a estação E1 (APA de Conceição da Barra) com maior riqueza específica, enquanto E7 (Reserva Biológica de Comboios) possui a menor riqueza. A proximidade de E7 à foz do Rio Doce com

seus efeitos físicos e químicos poderia causar influência negativa na riqueza específica conforme foi proposto por Thomaz (1991). A mesma situação foi encontrada na amostragem realizada em Maio/2019. Nas estações amostrais 1, 2, 4 e 7 houve aumento na riqueza de espécies, em relação à amostragem 1, enquanto na estação 6 ocorreu o desaparecimento de uma espécie.

Na formação arbustiva, a estação com maior riqueza foi a Estação 2 (APA de Conceição da Barra), seguida por E6 (Cacimbas), enquanto as de menor riqueza foram as Estações 7 e 8 (Comboios). Colodetti (2004) analisou a composição florística e fitossociológica de uma área contígua à Estação 7, enquadrada como formação arbustiva aberta não inundável, tendo encontrado 32 espécies nas moitas e 10 na região de entre moitas. Com relação a composição das moitas apenas quatro espécies não foram listadas para o trecho do estudo atual, enquanto na entre moitas todas as espécies foram observadas nesta análise.

Na formação florestal, as duas áreas que apresentaram a maior riqueza foram as Estações 7 e 8, ambas inseridas em uma unidade de conservação. A Estação 5 (Pontal do Ipiranga) mostrou a menor riqueza. Faz-se necessário destacar que essa região sofreu uma grande alteração antrópica, ocasionando em uma estreita faixa de vegetação remanescente, com menos de 400 m de extensão.

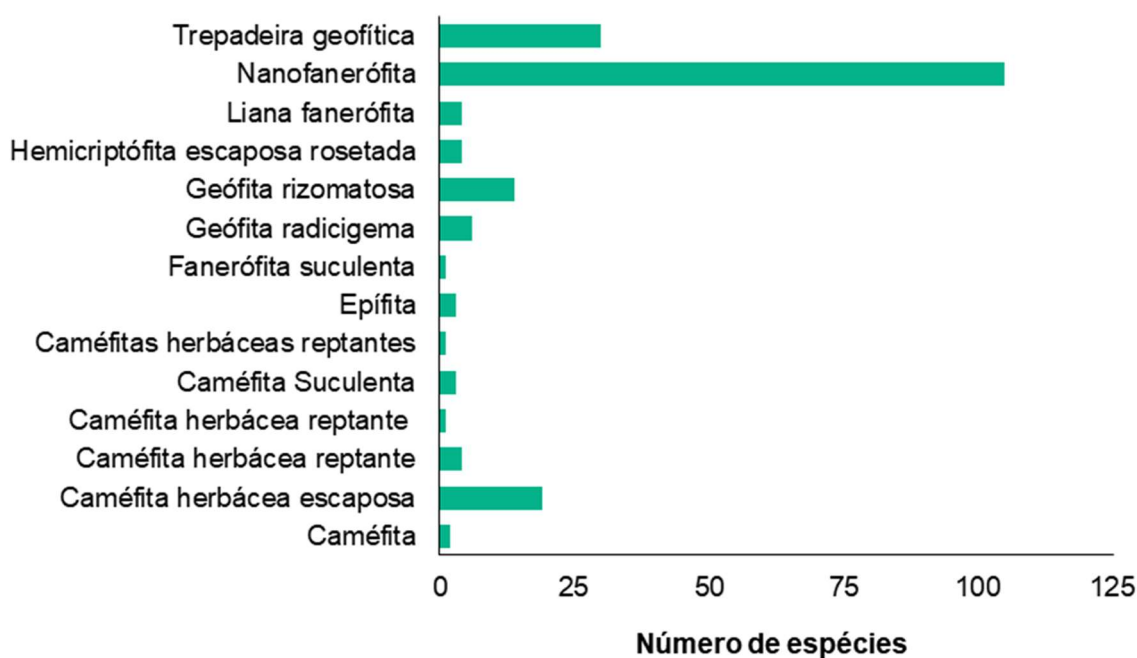
Figura 12: Riqueza de espécies por formação vegetal, encontrada no estudo fitossociológico, nas oito estações amostrais da Restinga do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática Área Ambiental I (Anexo 5). E1- APA de Conceição da Barra; E2- APA de Conceição da Barra; E3-Aldeia do Coco; E4-Barra Nova; E5- Pontal do Ipiranga; E6- Cacimbas; E7-Reserva Biológica de Comboios; E8- Reserva Biológica de Comboios.



A análise da forma de vida das espécies evidenciou 12 formas de vida (Figura 13), com destaque para as nanofanerófitas (105 spp.), seguidas pelas trepadeiras geófitas (30 spp.). Araújo (2004) destaca

que a forma de vida Nanofanerófita é resultado do maior número de espécies encontradas principalmente na formação florestal.

Figura 13: Número de espécies por forma de vida encontradas na vegetação de Restinga do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática Área Ambiental I (Anexo 5).



Na análise da fenologia (Quadro 4), foram observadas 139 espécies em floração e frutificação, em 47 espécies apenas a floração e em 37 apenas a frutificação. Em *Commelina erecta* L., chama a atenção, pois foi observada flores em quase todos os meses de estudo, mas não foram vistos frutos. Muitos eventos fenológicos, especialmente os reprodutivos, ocorrem com frequência supra anual e sua detecção depende de estudos de longa duração (PINTO et al., 2008). Observações e estudos nas espécies que apresentaram flores e não frutificaram precisam ser realizados, a fim de elucidar se a ausência de frutificação ocorreu pela metodologia utilizada, por algum fator abiótico, ou se está havendo problemas na germinação do grão de pólen ou outros reprodutivos, que podem, a longo prazo, levar à redução populacional dessas espécies.

As espécies *Exellodendron gracile*, encontrada na vegetação arbórea da estação amostral 7, *Rhodostemonodaphne capixabensis*, coletada na vegetação arbórea da estação amostral 8, e *Abarema barnebyana*, coletada na vegetação arbustiva da estação amostral 7 e na arbórea das estações 5, 6, 8 e 8, *Aristolochia zebrina*, encontrada na estação amostral 1, *Eugenia kuekii*, na estação amostral 8 e *Scutia arenicola*, nas estações amostrais 1 e 5, podem ser consideradas espécies indicadoras de qualidade ambiental. A espécie *Scaevola plumieri* amplamente encontrada na vegetação herbácea (halófila-psamófila), por ser uma espécie ameaçada de extinção, pode ser indicada como espécie-bandeira, pois encontra-se na porção da restinga que, pela proximidade com o mar, recebe a maior

quantidade de spray marinho, além de ter sido a área da restinga que, pela dinâmica das marés, foi atingida diretamente pela água contaminada.

Quadro 4: Fenologia das angiospermas amostradas nas oito Estações Amostrais da Restinga do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática Área Ambiental I (Anexo 5). Barra preta = observada a presença de botão floral e/ou flor; barra cinza = observada a presença de fruto.

Família	Espécie	Meses												
		O	N	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S	
Amaranthaceae	<i>Alternanthera littoralis</i> var. <i>maritima</i> (Mart.) Pedersen		■						■	■				
	<i>Blutaparon portulacoides</i> (A.St.-Hil.) Mears	■	■				■	■	■	■				
Anacardiaceae	<i>Anacardium occidentale</i> L.				■					■	■			
	<i>Schinus terebinthifolius</i> Raddi	■	■	■			■	■	■	■	■			
	<i>Tapirira guianensis</i> Aubl.		■	■	■			■	■	■	■	■	■	
Annonaceae	<i>Annona acutiflora</i> Mart.	■	■	■					■					
	<i>Guatteria sellowiana</i> Schldl.			■										
	<i>Guatteria villosissima</i> A.St.-Hil.			■										
Apocynaceae	<i>Aspidosperma pyricollum</i> Müll.Arg.							■						
	<i>Hancornia speciosa</i> Gomes											■		
	<i>Himatanthus bracteatus</i> (A. DC.) Woodson		■	■	■			■	■					
	<i>Mandevilla funiformis</i> (Vell.) K.Schum.						■							
	<i>Oxypetalum banksii</i> R.Br. ex Schult.	■	■	■				■	■	■	■	■		
	<i>Peplonia asteria</i> (Vell.) Fontella & E.A.Schwarz	■	■	■	■			■	■	■	■	■		■
	<i>Rauvolfia capixabae</i> I.Koch & Kin.-Gouv.											■		
	<i>Tabernaemontana laeta</i> Mart.	■												
	<i>Tabernaemontana salzmannii</i> A.DC.							■						

Família	Espécie	Meses											
		O	N	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S
	<i>Temnadenia odorifera</i> (Vell.) J.F.Morales												
Araceae	<i>Anthurium raimundii</i> Mayo, Haigh & Nadruz												
Arecaceae	<i>Allagoptera arenaria</i> (Gomes) Kuntze												
Asparagaceae	<i>Herreria glaziovii</i> Lecomte												
Asteraceae	<i>Achyrocline satureioides</i> (Lam.) DC.												
	<i>Aspilia floribunda</i> (Gardner) Baker												
	<i>Conyza bonariensis</i> (L.) Cronquist												
	<i>Emilia fosbergii</i> Nicolson												
	<i>Emilia sonchifolia</i> (L.) DC. ex Wight												
	<i>Lepidaploa aurea</i> (Mart. ex DC.) H.Rob.												
	<i>Lepidaploa coulonioides</i> (H.Rob.) H.Rob.												
	<i>Lepidaploa rufogrisea</i> (A.St.-Hil.) H.Rob.												
	<i>Mikania cordifolia</i> (L.f.) Willd.												
	<i>Mikania glomerata</i> Spreng.												
Bignoniaceae	<i>Anemopaegma chamberlaynii</i> (Sims) Bureau & K.Schum.												
	<i>Lundia corymbifera</i> (Vahl) Sandwith												
	<i>Lundia longa</i> (Vell.) DC.												
	<i>Pyrostegia venusta</i> (Ker Gawl.) Miers												
Boraginaceae	<i>Cordia taguahyensis</i> Vell.												

Família	Espécie	Meses											
		O	N	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S
	<i>Tournefortia membranacea</i> (Gardner) DC.		■							■	■	■	
	<i>Varronia curassavica</i> Jacq.	■	■				■	■	■				
	<i>Varronia polycephala</i> Lam.		■										
Bromeliaceae	<i>Aechmea blanchetiana</i> (Baker) L.B.Sm.				■	■	■	■	■	■	■	■	
	<i>Aechmea lamarchei</i> Mez	■											
	<i>Aechmea nudicaulis</i> (L.) Griseb.	■					■	■	■	■	■		
	<i>Bromelia antiacantha</i> Bertol.							■					
	<i>Pseudananas sagenarius</i> (Arruda) Camargo										■		
	<i>Quesnelia quesneliana</i> (Brongn.) L.B.Sm.	■											■
	<i>Tillandsia stricta</i> Sol.	■					■				■		
	<i>Vriesea procera</i> (Mart. ex Schult. & Schult.f.) Wittm.		■										
Burseraceae	<i>Protium heptaphyllum</i> (Aubl.) Marchand		■	■			■	■	■	■	■		
	<i>Protium icicariba</i> (DC.) Marchand						■	■					■
Cactaceae	<i>Brasiliopuntia brasiliensis</i> (Willd.) A.Berger												■
	<i>Cereus fernambucensis</i> Lem.	■					■	■	■	■	■	■	
	<i>Pilosocereus arrabidaei</i> (Lem.) Byles & Rowley						■	■	■	■	■	■	
Calophyllaceae	<i>Kielmeyera albopunctata</i> Saddi				■	■							
Capparaceae	<i>Cynophalla flexuosa</i> (L.) J.Presl	■	■	■			■	■	■	■	■		
Celastraceae	<i>Monteverdia obtusifolia</i> (Mart.) Biral			■	■								■
			■										

Família	Espécie	Meses											
		O	N	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S
	<i>Salacia arborea</i> (Schrank) Peyr.												
Chrysobalanaceae	<i>Chrysobalanus icaco</i> L.												
	<i>Exellodendron gracile</i> (Kuhl.) Prance												
Clusiaceae	<i>Clusia hilariana</i> Schtdl.												
	<i>Garcinia brasiliensis</i> Mart.												
Commelinaceae	<i>Commelina erecta</i> L.												
	<i>Dichorisandra procera</i> Mart. ex Schult. f.												
Convolvulaceae	<i>Ipomoea imperati</i> (Vahl) Griseb.												
	<i>Ipomoea pes-caprae</i> (L.) R.Br.												
Cyperaceae	<i>Bulbostylis capillaris</i> (L.) C.B.Clarke												
	<i>Cyperus aggregatus</i> (Willd.) Endl.												
	<i>Cyperus hermaphroditus</i> (Jacq.) Standl.												
	<i>Cyperus ligularis</i> L.												
	<i>Cyperus pedunculatus</i> (R.Br.) J.Kern												
	<i>Cyperus polystachyos</i> Rottb.												
	<i>Fimbristylis cymosa</i> R.Br.												
	<i>Rhynchospora holoschoenoides</i> (Rich.) Herter												
Dilleniaceae	<i>Davilla flexuosa</i> A.St.-Hil.												
	<i>Davilla macrocarpa</i> Eichler												
	<i>Davilla rugosa</i> Poir.												

Família	Espécie	Meses											
		O	N	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S
Erythroxylaceae	<i>Erythroxylum passerinum</i> Mart.		■										
Euphorbiaceae	<i>Astraea lobata</i> (L.) Klotzsch	■	■	■				■	■	■	■		
		■	■	■				■	■	■	■		
	<i>Cnidoscopus urens</i> (L.) Arthur		■	■									
		■	■	■									
	<i>Croton glandulosus</i> L.	■											
		■											
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia bahiensis</i> (Klotzsch & Garcke) Boiss.	■	■	■				■	■	■	■		
		■	■	■				■	■	■	■		
	<i>Microstachys corniculata</i> (Vahl) Griseb.	■					■	■	■	■	■		
		■					■	■	■	■	■		
	<i>Romanoa tamnoides</i> (A.Juss.) Radcl.-Sm.	■	■	■				■	■	■	■		
		■	■	■				■	■	■	■		
Fabaceae	<i>Abarema barnebyana</i> Iganci & M.P.Morim		■	■						■			
			■	■						■			
	<i>Abarema brachystachya</i> (DC.) Barneby & J.W.Grimes				■					■	■		
					■					■	■		
	<i>Abarema filamentosa</i> (Benth.) Pittier											■	■
												■	■
	<i>Abarema lima</i> e Iganci & M.P.Morim							■					
								■					
	<i>Abrus precatorius</i> L.			■				■			■		
				■				■			■		
	<i>Alysicarpus vaginalis</i> (L.) DC.	■	■	■									
		■	■	■									
	<i>Andira fraxinifolia</i> Benth.										■	■	
										■	■		
<i>Canavalia rosea</i> (Sw.) DC.	■	■	■				■	■	■	■			
	■	■	■				■	■	■	■			
<i>Centrosema brasilianum</i> (L.) Benth.	■												
	■												
<i>Centrosema virginianum</i> (L.) Benth.		■	■	■					■	■			
		■	■	■					■	■			
<i>Chamaecrista flexuosa</i> (L.) Greene	■	■	■				■	■	■	■			
	■	■	■				■	■	■	■			
<i>Chamaecrista ramosa</i> (Vogel) H.S.Irwin & Barneby	■						■	■	■	■			
	■						■	■	■	■			
		■											

Família	Espécie	Meses												
		O	N	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S	
	<i>Chamaecrista rotundifolia</i> (Pers.) Greene var. rotundifolia		■											
	<i>Clitoria laurifolia</i> Poir.		■	■	■			■	■	■				
	<i>Crotalaria incana</i> L.						■	■						
	<i>Crotalaria retusa</i> L.			■										
	<i>Dalbergia ecastaphyllum</i> (L.) Taub.		■											
	<i>Desmodium barbatum</i> (L.) Benth.	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■		
	<i>Desmodium incanum</i> (Sw.) DC.	■	■					■						
	<i>Exostyles venusta</i> Schott												■	
	<i>Indigofera microcarpa</i> Desv.						■							
	<i>Indigofera suffuticosa</i> Mill.	■												
	<i>Inga laurina</i> (Sw.) Willd.	■	■	■	■									
	<i>Lonchocarpus sericeus</i> (Poir.) Kunth ex DC.		■											
	<i>Machaerium lanceolatum</i> (Vell.) J.F.Macbr.						■					■		
	<i>Machaerium uncinatum</i> (Vell.) Benth.						■							
	<i>Macroptilium atropurpureum</i> (Sessé & Moc. ex DC.) Urb.	■						■	■					
	<i>Mimosa ceratonia</i> L.	■					■							
	<i>Ormosia nitida</i> Vogel											■		■
	<i>Piptadenia adiantoides</i> (Spreng.) J.F.Macbr.	■						■	■	■				
	<i>Racosperma mangium</i> Willd.				■							■		
												■		

Família	Espécie	Meses											
		O	N	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S
	<i>Rhynchosia phaseoloides</i> (Sw.) DC.												
	<i>Senna affinis</i> (Benth.) H.S.Irwin & Barneby							■					
	<i>Sesbania virgata</i> (Cav.) Pers.		■										
	<i>Sophora tomentosa</i> L.			■								■	
	<i>Stylosanthes gracilis</i> Kunth			■									
	<i>Stylosanthes viscosa</i> (L.) Sw.	■	■			■	■	■	■	■	■	■	
	<i>Swartzia apetala</i> Raddi			■	■	■	■						
	<i>Zornia reticulata</i> Sm.		■	■				■	■	■	■	■	
	Goodeniaceae	<i>Scaevola plumieri</i> (L.) Vahl	■	■				■	■	■	■	■	
Humiriaceae	<i>Humiriastrum dentatum</i> (Casar.) Cuatrec.											■	
Iridaceae	<i>Neomarica sabinei</i> (Lindl.) Chukr		■				■	■			■		
Lamiaceae	<i>Ocimum gratissimum</i> L.		■										
Lauraceae	<i>Ocotea notata</i> (Nees & Mart.) Mez									■	■		
	<i>Rhodostemonodaphne capixabensis</i> J.B. Baitello & Coe-Teix.						■						
	<i>Rhodostemonodaphne macrocalyx</i> (Meisn.) Rohwer ex Madriñán							■					
Loganiaceae	<i>Spigelia anthelmia</i> L.			■			■						
Loranthaceae	<i>Struthanthus polyrhizus</i> (Mart.) Mart.		■								■		
Malpighiaceae	<i>Byrsonima sericea</i> DC.		■	■	■	■	■			■	■		
	<i>Niederzuehlla acutifolia</i> (Cav.) W.R.Anderson		■								■	■	

Família	Espécie	Meses											
		O	N	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S
	<i>Niedenzuella glabra</i> (Spreng.) W.R.Anderson						■						
									■				
Malvaceae	<i>Sida acuta</i> Burm.f.	■	■	■						■	■	■	■
		■							■	■	■	■	
	<i>Sida cerradoensis</i> Krapov.	■											
									■	■	■	■	
	<i>Sida cordifolia</i> L.	■	■	■					■	■	■	■	
			■	■					■	■	■	■	
	<i>Sida ciliaris</i> L.	■	■	■									
			■	■					■	■	■	■	
	<i>Sida linifolia</i> Cav.		■	■					■	■	■	■	
			■	■					■	■	■	■	
	<i>Sida plumosa</i> Cav.	■	■	■									
		■	■										
<i>Sida rhombifolia</i> L.		■	■								■		
											■		
<i>Sidastrum micranthum</i> (A.St.-Hil.) Fryxell											■		
											■		
<i>Pavonia cancellata</i> (L.) Cav.				■	■	■	■	■	■				
									■				
<i>Pseudobombax grandiflorum</i> (Cav.) A.Robyns												■	
												■	
<i>Waltheria indica</i> L.	■	■	■					■	■	■	■	■	
		■	■					■	■	■	■	■	
Marantaceae	<i>Maranta divaricata</i> Roscoe	■							■	■	■	■	
		■							■	■	■	■	
Menispermaceae	<i>Odontocarya vitis</i> (Vell.) J.M.A.Braga												
		■											
Molluginaceae	<i>Mollugo verticillata</i> L.	■	■	■					■	■	■	■	
		■	■	■					■	■	■	■	
Myrtaceae	<i>Eugenia astringens</i> Cambess.				■	■	■	■	■	■			
									■	■	■	■	
	<i>Eugenia dichroma</i> O.Berg		■										
			■						■	■	■	■	
	<i>Eugenia hirta</i> O.Berg	■	■	■					■	■	■	■	
		■						■	■	■	■		
<i>Eugenia uniflora</i> L.										■			
		■							■	■	■		
<i>Myrcia brasiliensis</i> Kiaersk.													
								■	■				

Família	Espécie	Meses												
		O	N	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S	
	<i>Myrcia neobrasiliensis</i> A.R.Lourenço & E.Lucas			■	■							■		
	<i>Myrcia neuwiedean</i> (O. Berg) E. Lucas & C. E. Wilson		■											
	<i>Myrcia splendens</i> (Sw.) DC.		■											
	<i>Myrcia vittoriana</i> Kiaersk.		■											
	<i>Myrciaria strigipes</i> O.Berg	■								■	■	■	■	
	<i>Psidium brownianum</i> Mart. ex DC.	■	■						■	■	■	■		
	<i>Psidium cattleyanum</i> Sabine								■					■
	<i>Psidium guineense</i> Sw.		■	■	■				■	■	■	■		
	<i>Psidium macahense</i> O.Berg								■					
	Nyctaginaceae	<i>Guapira opposita</i> (Vell.) Reitz	■											■
<i>Guapira pernambucensis</i> (Casar.) Lundell		■	■	■				■	■	■	■	■		
Ochnaceae	<i>Ouratea cuspidata</i> (A.St.- Hil.) Engl.	■	■	■				■	■	■	■			
Orchidaceae	<i>Catasetum discolor</i> (Lindl.) Lindl.													■
	<i>Cyrtopodium holstii</i> L.C.Menezes		■											■
	<i>Eltroplectris calcarata</i> (Sw.) Garay & Sweet							■	■	■	■			
	<i>Epidendrum denticulatum</i> Barb.Rodr.	■	■	■				■	■	■	■			
	<i>Koellensteinia florida</i> (Rchb.f.) Garay							■				■		
	<i>Vanilla bahiana</i> Hoehne		■	■				■	■	■	■			
Passifloraceae	<i>Passiflora alata</i> Curtis			■										
	<i>Passiflora edulis</i> Sims			■										

Família	Espécie	Meses											
		O	N	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S
	<i>Passiflora silvestris</i> Vell.	■	■				■	■	■	■	■	■	■
		■					■	■	■	■	■	■	■
Peraceae	<i>Pera glabrata</i> (Schott) Baill.		■				■	■	■	■	■	■	■
			■				■						
Plantaginaceae	<i>Scoparia dulcis</i> L.										■		
Poaceae	<i>Andropogon bicornis</i> L.							■					
				■				■					
	<i>Andropogon leucostachyus</i> Kunth		■										
			■										
	<i>Cenchrus echinatus</i> L.		■										
			■										
	<i>Dactyloctenium aegyptium</i> (L.) Willd.		■										
			■										
	<i>Melinis repens</i> (Willd.) Zizka		■					■	■				
								■					
	<i>Oplismenus hirtellus</i> (L.) P.Beauv.								■				
									■				
	<i>Paspalum maritimum</i> Trin.			■									
				■									
	<i>Pharus lappulaceus</i> Aubl.			■					■	■	■	■	■
				■					■	■	■	■	■
	<i>Setaria pumila</i> (Poir.) Roem. & Schult.			■									
				■									
	<i>Sporobolus virginicus</i> (L.) Kunth							■	■				
								■	■				
	<i>Stenotaphrum secundatum</i> (Walter) Kuntze	■					■						
		■					■						
	<i>Urochloa decumbens</i> (Stapf) R.D.Webster			■									
				■									
Polygalaceae	<i>Polygala cyparissias</i> A.St.- Hil. & Moq.	■	■	■			■	■	■	■			
		■	■	■			■	■	■	■			
Polygonaceae	<i>Coccoloba alnifolia</i> Casar.	■	■	■			■	■	■	■	■	■	■
		■	■	■			■	■	■	■	■	■	■
Portulacaceae	<i>Portulaca mucronata</i> Link	■	■	■			■	■	■	■			
		■	■	■			■	■	■	■			
Primulaceae	<i>Jacquinia armillaris</i> Jacq.	■											
		■											

Família	Espécie	Meses											
		O	N	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S
	<i>Myrsine guianensis</i> (Aubl.) Kuntze												
	<i>Myrsine parvifolia</i> A.DC.												
Rhamnaceae	<i>Ziziphus glaziovii</i> Warm.												
Rubiaceae	<i>Borreria verticillata</i> (L.) G.Mey.												
	<i>Chiococca alba</i> (L.) Hitchc.												
	<i>Chomelia obtusa</i> Cham. & Schtdl.												
	<i>Hexasepalum apiculatum</i> (Willd.) Delprete & J.H. Kirkbr.												
	<i>Mitracarpus eichleri</i> K.Schum.												
	<i>Mitracarpus strigosus</i> (Thunb.) P.L.R. Moraes, De Smedt & Hjertson												
	<i>Palicourea blanchetiana</i> Schtdl.												
	<i>Palicourea macrobotrys</i> (Ruiz & Pav.) Schult.												
	<i>Posoqueria latifolia</i> (Rudge) Schult.												
	<i>Psychotria bahiensis</i> DC.												
	<i>Randia armata</i> (Sw.) DC.												
	<i>Salzmannia nitida</i> DC.												
	<i>Tocoyena bullata</i> (Vell.) Mart.												
Santalaceae	<i>Phoradendron quadrangulare</i> (Kunth) Griseb.												
Sapindaceae	<i>Cupania emarginata</i> Cambess.												

Família	Espécie	Meses											
		O	N	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S
	<i>Cupania racemosa</i> (Vell.) Radlk.												
	<i>Paullinia revoluta</i> Radlk.												
	<i>Paullinia weinmanniifolia</i> Mart.												
	<i>Serjania salzmänniana</i> Schtdl.												
Sapotaceae	<i>Manilkara salzmännii</i> (A.DC.) H.J.Lam												
Schoepfiaceae	<i>Schoepfia brasiliensis</i> A.DC.												
Simaroubaceae	<i>Homalolepis cuneata</i> (A.St.-Hil. & Tul.) Devecchi & Pirani												
Smilacaceae	<i>Smilax elastica</i> Griseb.												
	<i>Smilax rufescens</i> Griseb.												
Solanaceae	<i>Solanum asterophorum</i> Mart.												
Turneraceae	<i>Turnera subulata</i> Sm.												
Verbenaceae	<i>Lantana camara</i> L.												
Violaceae	<i>Pombalia calceolaria</i> (L.) Paula-Souza												

Em geral, ainda não foi possível apontar impactos, relacionados aos poluentes, a nível populacional ou de comunidade, embora alterações em nível de indivíduo tenham sido visualizadas. Nas condições atuais, existe um equilíbrio entre as espécies nativas e as invasoras e ruderais, porém, algumas alterações observadas, a nível celular, que possam levar a redução populacional ou desaparecimento de espécies nativas, podem causar a ocupação das áreas por espécies invasoras e ruderais, ao longo do tempo.

Ainda é cedo para se falar de exclusão ou reintrodução de espécies nas áreas de restinga estudadas. Continuar os estudos sobre o banco de sementes para verificar se as espécies nativas conseguem se estabelecer no ambiente; realizar estudos sobre a germinação do grão de pólen, especialmente nas espécies que não estão frutificando; avaliar se há contaminação dos frutos consumidos pela fauna local, são apenas alguns pontos que merecem atenção. Ainda existem muitas perguntas a serem

testadas, mas só após esse primeiro levantamento das espécies existentes nas áreas atingidas, poderemos formular melhores hipóteses.

3.2 CAPACIDADE DE RECUPERAÇÃO DA VEGETAÇÃO

3.2.1 Banco de Sementes

O número de sementes coletadas e porcentagem de sementes germinadas em cada estação amostral são apresentados na Figura 14. No total foram coletadas 5.716 sementes, das quais apenas 207 germinaram, o que representa 3,6% de germinação. Destaca-se que na estação 5 não foram encontradas sementes no substrato coletado.

As estações E1 e E8 foram as que apresentam maiores porcentagens de germinação, 8,2 e 11,7%, respectivamente. (Figura 14).

O número de sementes coletadas e germinadas nas três formações (Herbácea, Arbustiva e Arbórea) de cada estação amostral, é apresentado na Figura 15. Dentre as formações vegetais coletadas, baixas taxas de germinação de foram observadas em E6 e E7 na formação arbustiva, com taxas nulas de germinação. Vale ressaltar que considerando o alto numero de sementes coletadas na formação herbácea na Estação 3 (superior a 1700 sementes), a porcentagem de germinação nesta localidade foi menor que 3%. Por outro lado, sementes coletadas na formação herbácea das estações mais próximas a Foz do Rio Doce (E7 e E8) apresentaram altas taxas de germinação.

Figura 14: Número de sementes coletadas em cada estação amostral, de acordo com a localização descrita no protocolo do Anexo 5 – Restinga (PMBA) e porcentagem de germinação geral apresentada pelas sementes amostradas.

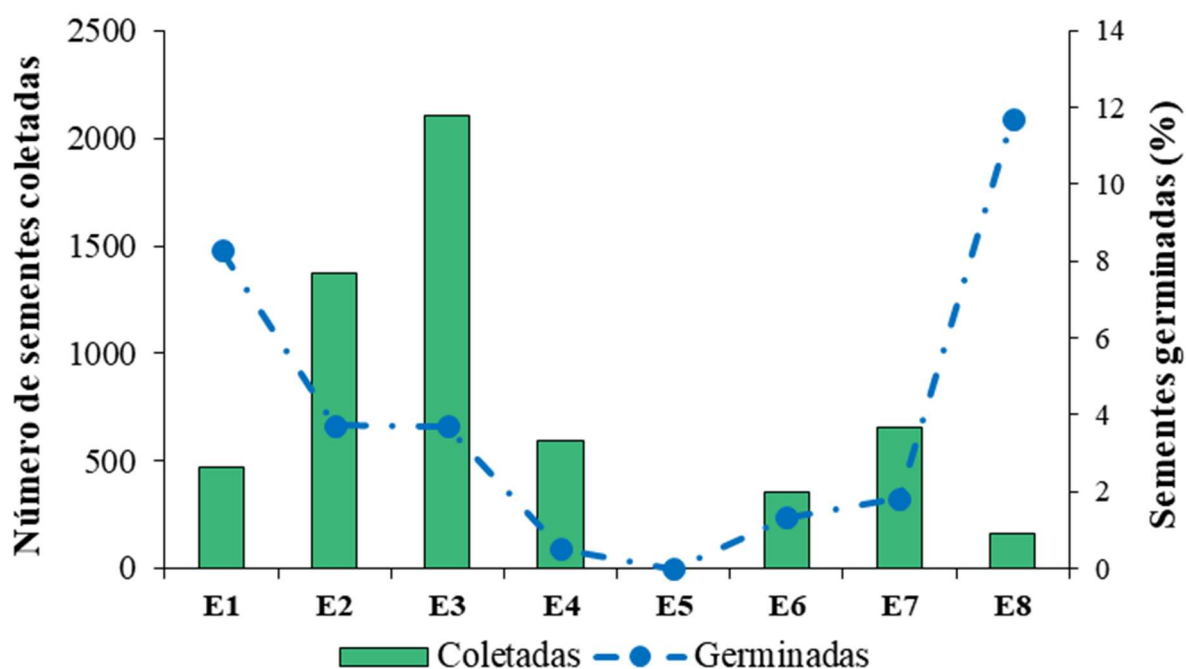
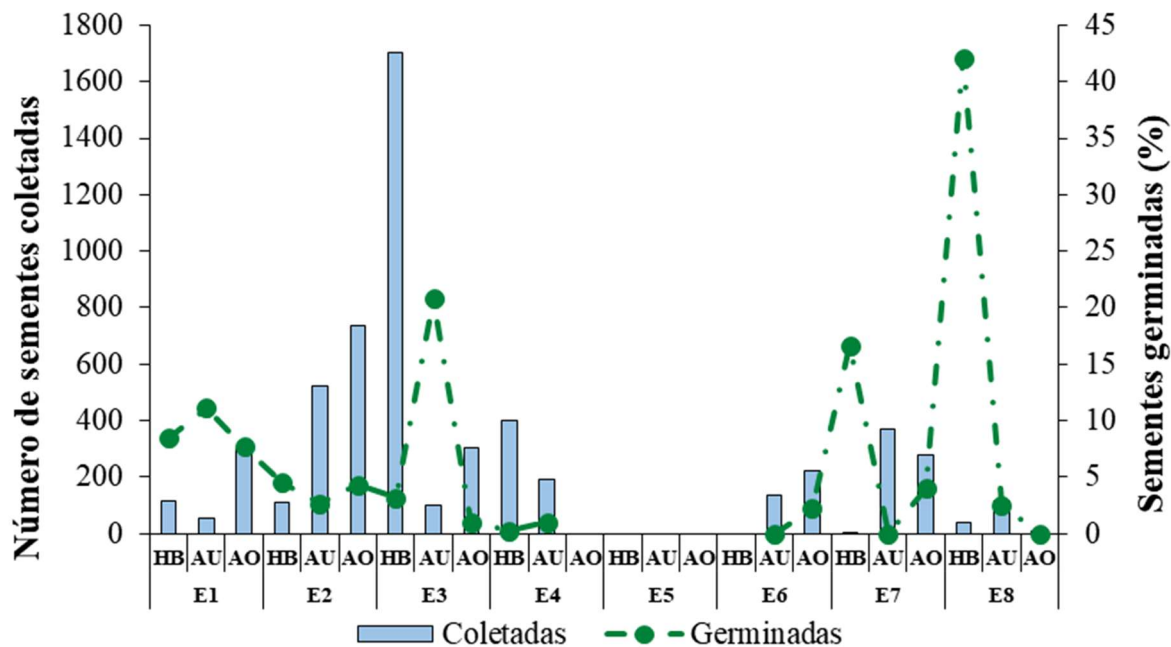


Figura 15: Número de sementes coletadas durante o período chuvoso e porcentagem de germinação nas três formações da Restinga, nas oito estações amostrais do Anexo 5 do PMBA.



Foram identificadas 19 espécies vegetais pertencentes a seis famílias distintas (Quadro 5). Destaca-se que as espécies identificadas foram assim definidas após a germinação em estágio de plântula sendo a identificação por semente por vezes muito difícil pelo estado de conservação das mesmas, pois já apresentavam deterioração das estruturas externas o que impossibilitou a identificação taxonômica. Ainda, é necessário destacar que a etapa de identificação das espécies por sementes e plântulas é um processo lento, pois as sementes apresentam suas características morfológicas alteradas pela exposição ao ambiente (ação de fungos ou abrasão física pelo substrato), e requerem tempo para que as plantas cresçam e tenham as características adequadas para a identificação.

Portanto, faz-se necessário acompanhamento de longo prazo para que se faça possível responder à questão que norteia a pesquisa.

Quadro 5: Lista de famílias e espécies vegetais identificadas no banco de sementes nas oito estações amostrais nas três diferentes formações vegetacionais do Anexo 5 – Restinga do PMBA.

Espécie	Família	Formação	Ocorrência							
			E1	E2	E3	E4	E5	E6	E7	E8
<i>Abrus precatorius</i>	Fabaceae	Arbustiva	X							
<i>Allagoptera arenaria</i>	Arecaceae	Herbácea			X	X				
		Arbustiva				X				
		Arbórea	X						X	
<i>Byrsonima sericea</i>	Malpighiaceae	Arbustiva		X						

Espécie	Família	Formação	Ocorrência							
			E1	E2	E3	E4	E5	E6	E7	E8
		Arbórea		X						
<i>Canavalia rosea</i>	Fabaceae	Herbácea		X						
<i>Cereus fernambucensis</i>	Cactaceae	Herbácea	X	X	X					X
<i>Chamaecrista flexuosa</i>	Leguminosae	Herbácea	X	X	X					
<i>Commelina erecta</i>	Commelinaceae	Arbórea								X
<i>Erythroxylum SP.</i>	Erythroxylaceae	Arbórea	X						X	
<i>Eugenia hirta</i>	Myrtaceae	Arbórea	X							
<i>Ipomoea imperati</i>	Convolvulaceae	Herbácea	X	X	X	X		X	X	X
<i>Jacquinia armaris</i>	Primulaceae	Arbórea							X	
<i>Mitracarpus hirtus</i>	Rubiaceae	Herbácea	X							
<i>Mollugo verticillata</i>	Molluginaceae	Arbórea		X						
<i>Paspalum distichum</i>	Poaceae	Arbórea			X					
<i>Paullinia revoluta</i>	Sapindaceae	Arbórea			X					
<i>Pera glabrata</i>	Euphorbiaceae	Arbórea		X					X	
<i>Portulaca mucronata</i>	Portulacaceae	Arbórea			X					
<i>Protium Sp</i>	Burseraceae	Arbórea	X							
<i>Rubiacea borreia</i>	Rubiacea	Arbórea							X	

Um total de 3.915 sementes não foram taxonomicamente identificadas devido ao estado de deterioração apresentado e/ou por não germinarem. Essas foram agrupadas em categorias de morfotipos (menores que 5 mm e maiores de 5 mm), seguindo característica de seus grupos ecológicos (Tabela 5).

A análise da viabilidade de sementes é realizada tradicionalmente pelo teste de germinação. Este fornece o valor máximo da porcentagem de viabilidade das sementes, sob condições controladas de temperatura e umidade relativa do ar (BRASIL, 2009). No entanto o teste pode apresentar desvantagens quando se trabalha com sementes dormentes, pois estas necessitam de procedimentos especiais de quebra de dormência. Portanto, o número expressivo de espécies não germinadas pode estar relacionado ao processo típico de dormência apresentado por táxons presentes em bancos de sementes.

Os tratamentos de quebra desse estado de dormência variam de espécie para espécie, entretanto, a quase inexistência de protocolos descritos na literatura para plantas de Restinga levou a que no presente estudo uma metodologia padrão (escarificação com ácido sulfúrico por 5 minutos) fosse estabelecida, sendo possível que tal metodologia não apresente efeito sobre todas as espécies. Outra possibilidade é a inviabilidade por deterioração das sementes, além da alta incidência de patógenos que podem alterar o resultado da viabilidade das sementes, fato comum em ambientes impactados.

Assim, as espécies não identificadas foram classificadas em dois morfotipos baseados em informações biométricas das sementes (Tabela 5). O estoque de sementes no solo é formado por espécies representativas da vegetação atual, espécies de etapas sucessionais anteriores e espécies, que nunca estiveram presentes na área, mas que formam parte do banco (SORREANO, 2002). Vários estudos sugerem que a densidade e diversidade de sementes armazenadas no solo possa fornecer indicações sobre a resiliência de uma determinada área, uma vez que a germinação das sementes presentes no banco é uma das fontes de entrada dos indivíduos na comunidade (ONAINDIA e AMEZAGA, 2000).

Tabela 5: Distribuição das sementes não identificadas em duas categorias de morfotipos (maiores ou menores de 5 mm) nas três formações vegetais, nas oito estações amostrais do Anexo 5 Restinga do PMBA.

Estação Amostral	Formação	Menor 5 mm		Maior que 5 mm	
		Nº Espécies	Nº Sementes	Nº Espécies	Nº Sementes
E1	Herbácea	1	5	4	113
	Arbustiva	4	16	19	29
	Arbórea	20	90	21	85
E2	Herbácea	6	39	10	66
	Arbustiva	18	455	16	64
	Arbórea	22	422	10	73
E3	Herbácea	5	522	7	719
	Arbustiva	0	0	0	0
	Arbórea	3	8	9	29
E4	Herbácea	1	1	1	3
	Arbustiva	0	0	0	0
	Arbórea	0	0	0	0
E5	Herbácea	0	0	0	0
	Arbustiva	0	0	0	0
	Arbórea	0	0	0	0
E6	Herbácea	0	0	0	0
	Arbustiva	10	120	5	16
	Arbórea	13	169	7	52
E7	Herbácea	0	0	2	6
	Arbustiva	1	1	6	371
	Arbórea	26	223	12	53
E8	Herbácea	3	11	10	37
	Arbustiva	9	85	21	32
	Arbórea	0	0	0	0

Baseada em características morfológicas das sementes foram encontradas 2.157 sementes com tamanho menor que 5 mm, pertencentes a 163 diferentes grupos e 1.748 sementes com tamanho maior do que 5 mm, possivelmente pertencentes a 160 diferentes grupos. Com base na classificação inicial

por tamanho, é possível estimar a diversidade das sementes no banco e os possíveis grupos sucessionais ao quais as sementes pertencem.

O banco de sementes da região de Restinga amostrada apresenta grande biodiversidade de sementes e os resultados sugerem que sua composição esteja representada, principalmente, de sementes de espécies pioneiras de gramíneas, cipós, arbustos e árvores, ou seja, aquelas espécies características dos estágios iniciais da sucessão, cujas plântulas não sobrevivem fora de áreas abertas.

O número de sementes coletadas apresenta-se dentro do esperado para uma área de restinga, onde os fatores ambientais e sazonais tendem a modular os padrões reprodutivos das espécies vegetais em face às necessidades hídricas comuns a esse ambiente. Entretanto, a taxa de germinação observada, de apenas 3,6%, foi muito baixa. Os resultados apresentados permitem uma caracterização inicial da estrutura do banco de sementes da região amostrada para estudo dos potenciais impactos dos rejeitos de mineração presentes no rio Doce, oriundo do desastre de Mariana /MG.

O ecossistema recoberto pela vegetação de restinga é de frágil equilíbrio, onde a biota atua como controladora dos principais ciclos de nutrientes, além das características edáficas, intra e interespecíficas, podendo-se considerar este ecossistema de difícil regeneração (REIS-DUARTE & CASAGRANDE, 2006). Dessa forma, em ecossistemas tão susceptíveis diante da baixa resiliência, como ocorre nas restingas, impactos antrópicos, como a contaminação do solo, podem interferir com a viabilidade das sementes, promovendo uma redução da sua capacidade de germinação.

Os dados apresentados não se apresentam conclusivos, pois para a compreensão da dinâmica do banco de sementes, suas respostas devem ser investigadas temporal e espacialmente para então ser possível responder se o mesmo foi atingido e se ainda possuem capacidade de responder aos processos de regeneração.

Somados a isso, a ausência de dados pretéritos ao rompimento da barragem para comparação com dados atuais e a ausências de monitoramento desde a chegada do rejeito à costa do ES até o momento atual das coletas, fazem-se necessárias ainda coletas adicionais a fim de indicar se as baixas taxas de germinação estariam relacionadas com a contaminação por substâncias tóxicas em consequência do derrame do rejeito de mineração ou a sazonalidade estariam influenciando na capacidade de recuperação das espécies de Restinga

3.2.2 Microbiota do solo

Para a análise do microbioma amostras de solo foram avaliadas quali e quantitativamente para produção de compostos quelantes de ferro (sideróforos), sugerindo um potencial de bioacumulação e tolerância a metais. Embora compostas de solo e raízes coletadas nas proximidades das espécies selecionadas, as amostras foram inicialmente classificadas entre SOLO e RAÍZES, sendo até o

momento foi processada a totalidade das amostras de solo (65 amostras) conforme demonstrado no Quadro 6.

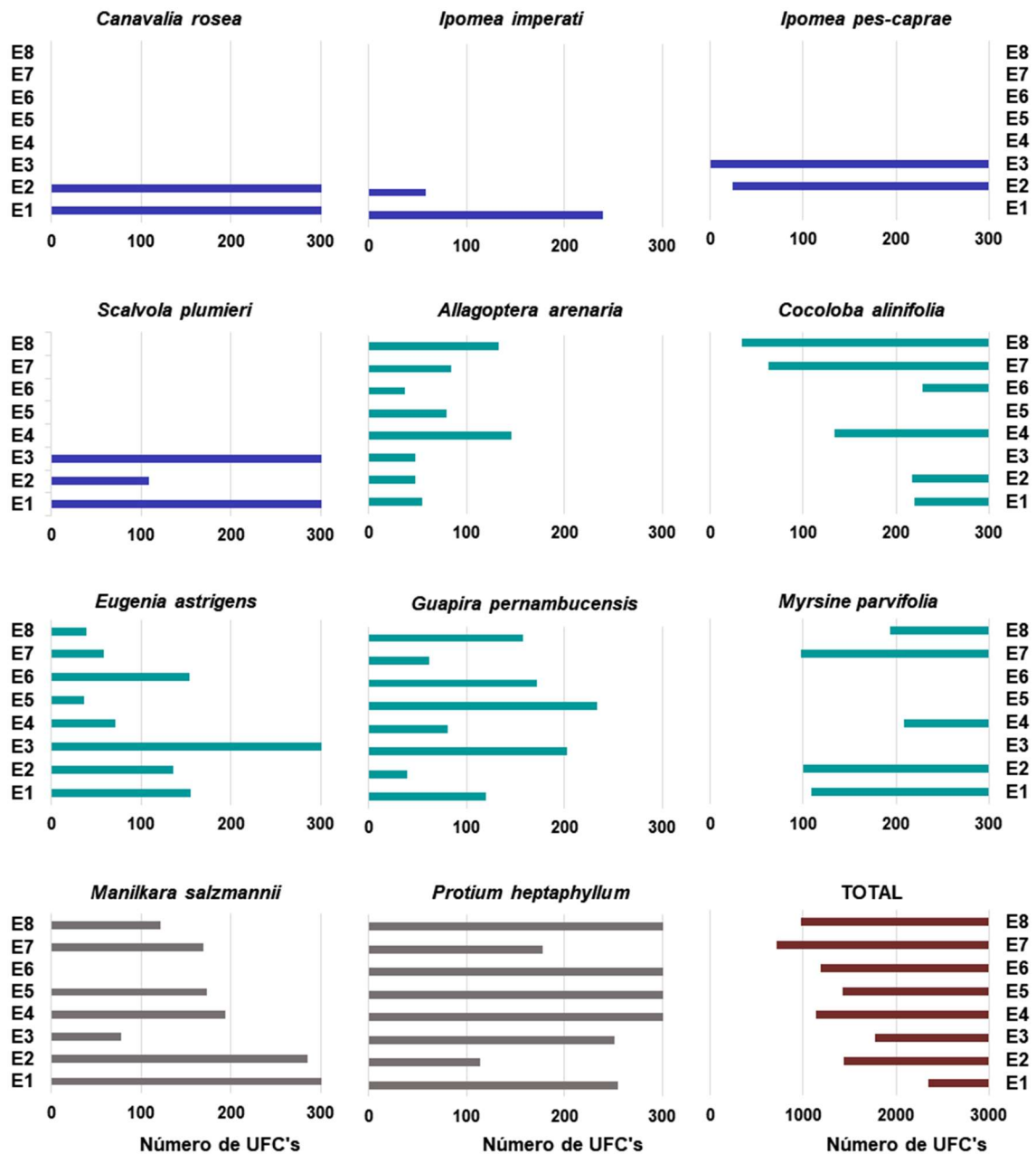
Quadro 6: Classificação das amostras quanto a sua composição de solo e raízes (S+R), raízes (R) e ausentes ou não coletadas, nas três formações vegetacionais e oito estações amostrais da Restinga (Anexo 5 – PMBA). Amostras em verde representam as mostram processadas em sua totalidade.

Fomação	Espécie vegetal	E1	E2	E3	E4	E5	E6	E7	E8	
Herbácea	<i>Canavalia rosea</i>	S+R	S+R	R	ausente	R	R	R	R	
	<i>Ipomea imperati</i>	S+R	S+R	R	R	R	R	R	R	
	<i>Ipomea pes-caprea</i>	S+R	S+R	R	R	R	R	R	R	
	<i>Scalvola plumieri</i>	S+R	S+R	S+R	ausente	R	R	R	R	
Arbustiva	<i>Allagoptera arenaria</i>	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	
	<i>Cocoloba alinifolia</i>	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	
	<i>Eugenia astrigens</i>	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	
	<i>Guapira pernambucensis</i>	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	
	<i>Myrsine parvifolia</i>	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	
Arbórea	<i>Byrsonina sericea</i>	não coletado					S+R	não coletado		
	<i>Manilkara subsericea</i>	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	ausente	S+R	S+R	
	<i>Protium heptaphyllum</i>	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	S+R	

Vale ressaltar a presença de amostras apenas com raízes deve-se ao fato que metodologicamente, a coleta de amostras para o microbioma ocorre de forma que apenas o solo aderido às raízes seja retirado. Entretanto, considerando as condições de umidade e granulometria do substrato da formação herbácea, algumas das amostras coletadas para esta formação careciam de solo aderido às raízes de suas plantas.

Quando avaliada espacialmente entre as estações amostrais, o número total de Unidades Formadora de Colônia (UFC) após 72h de crescimento em BOD regulada para temperatura de 27 ± 2 °C variou entre 712,25 na Estação 7 (Cacimbas) e 2.352,5 UFC na Estação 1 (APA Conceição da Barra). Dentre as espécies vegetais, *P. heptaphyllum* apresentou maior número total de UFC, enquanto o menor número de UFC foi observado em *I. imperati* (298 UFC), na qual as amostras coletadas apresentaram solos aderido as suas raízes apenas nas estações 1 e 2 (Figura 16).

Figura 16: Total de UFC's por espécie e estação após 72h de crescimento provenientes de amostras de solo associadas ao sistema radicular de espécies da Restinga, em oito estações amostrais ao longo da costa Norte do ES afetada pela pluma de rejeito de mineração. (Anexo 5, Restinga – PMBA).

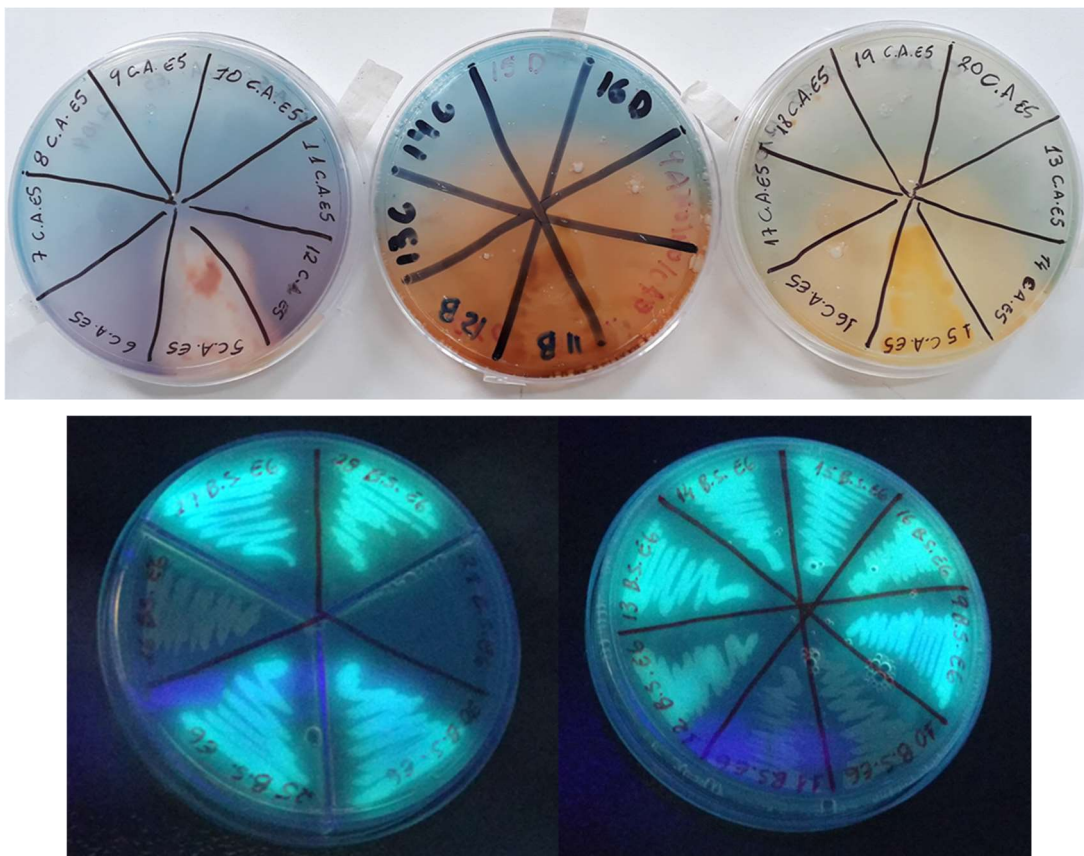


A análise do gráfico permite verificar que *P. heptaphyllum* apresentou maior número de UFC das amostras de solo associadas a ela para a maioria das estações. Adicionalmente pode-se perceber que na Estação 1 (APA Conceição da Barra) foram coletadas as amostras de solo com maior número de UFC em relação às demais e que o menor valor de UFC foi verificado na Estação 7 (Cacimbas). Este padrão de comportamento foi mantido quando as colônias foram repicadas em meio de cultura com

CAS (cromo azurol S), composto para identificação de isolados bacterianos produtores de compostos quelantes de ferro (sideróforos).

A avaliação qualitativa da produção de compostos quelantes de ferro foi realizada pela avaliação da presença de halos alaranjados ou amarelados, no meio de cultura contendo CAS, ao redor do crescimento da colônia (Figura 17A). As bactérias do gênero *Pseudomonas* isoladas e selecionadas pela produção de compostos quelantes de ferro puderam ser observadas em câmara de luz UV (Figura 17B).

Figura 17: Formação de halos alaranjados e amarelados no meio de cultura contendo CAS que identificam a produção de sideróforos em isolados de *Coccoloba alnifolia* na Estação 5 (A). Visualização sob luz UV de isolados bacterianos produtores de sideróforos da amostra de *Byrsonima sericea* na Estação 6 (B).



Dentre as espécies analisadas, *M. parvifolia* (arbustiva) apresentou maior número de isolados bacterianos produtores de sideróforos associados (117 isolados), enquanto em *I. imperati*. (herbácea) obteve-se menor número de isolados bacterianos. Nas estações de coleta a que apresentou maior ocorrência de isolados produtores de sideróforos foi a estação 2 com 106 isolados selecionados, enquanto a estação 6 apresentou o menor número desses microrganismos (Tabela 6).

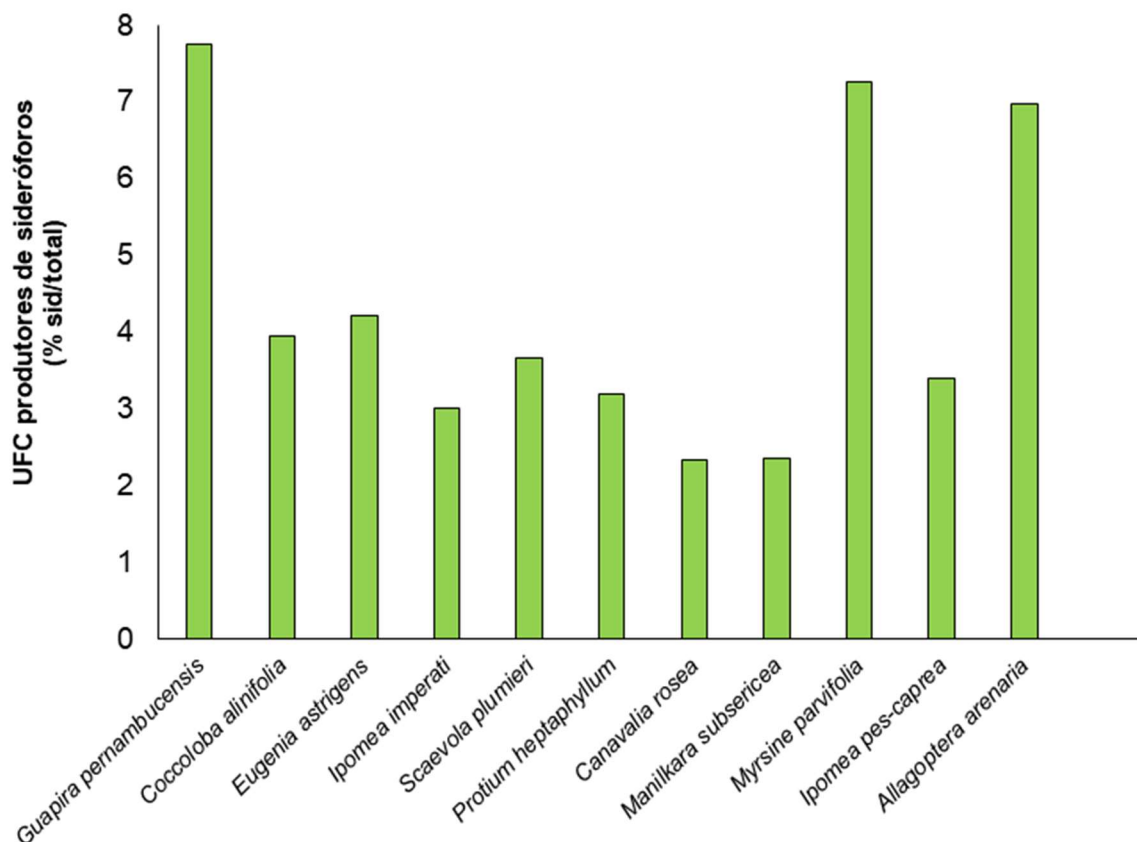
Na

Figura 18 é possível observar o percentual de UFC produtoras de sideróforos (%sid/total). Destacam-se as espécies *G. pernambucensis* (7,8%), *M. parvifolia* (7,3%) e *A. arenaria* (7%) com os maiores valores. As espécies vegetais *C. rosea* (2,3%) e *M. subsericea* (2,4%) apresentaram o menor percentual de isolados produtores de sideróforos.

Tabela 6: Número de isolados bacterianos produtores de sideróforos em amostras de solo coletadas de espécies de três formações vegetacionais nas oito estações amostrais da Restinga, Anexo 5 do PMBA.

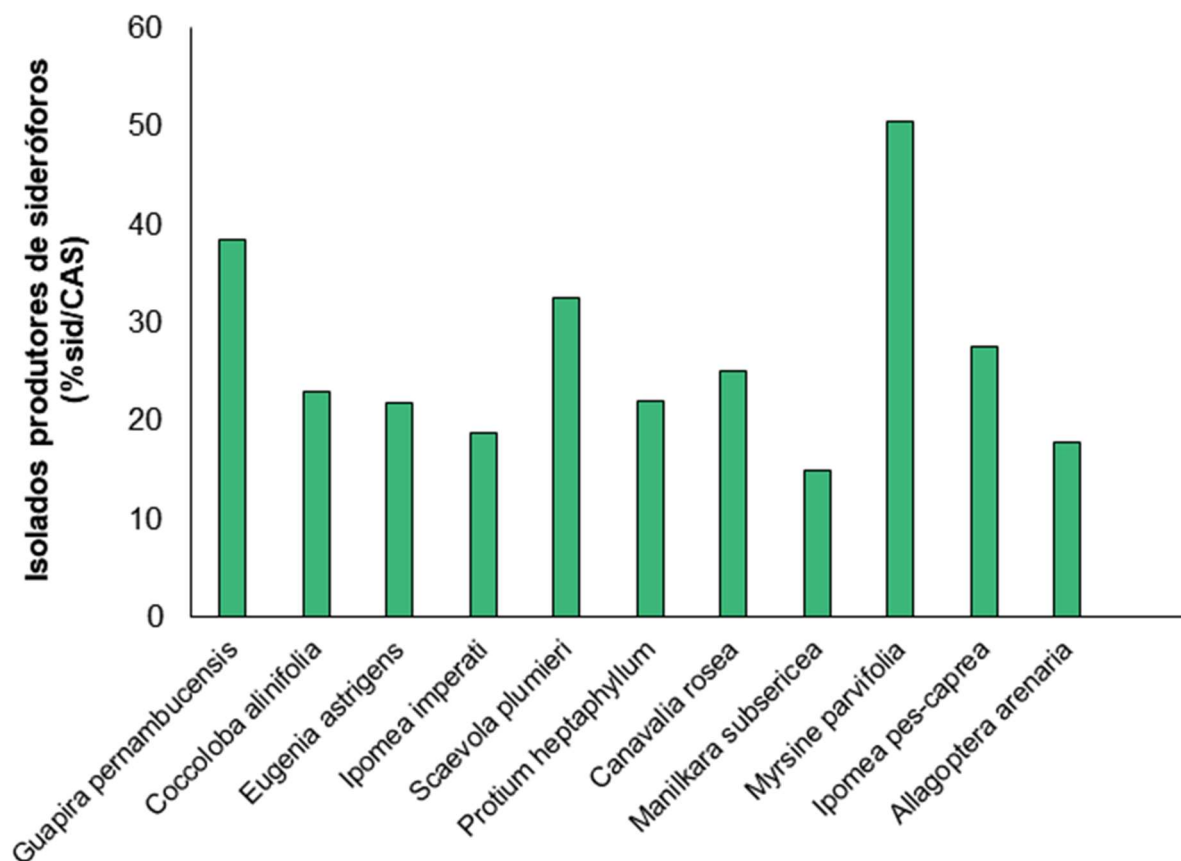
Fomação	Espécie vegetal	E1	E2	E3	E4	E5	E6	E7	E8	Total
Herbácea	<i>Canavalia rosea</i>	6,0	8,0	raiz	ausente		raiz			14,0
	<i>Ipomea imperati</i>	3,0	6,0				raiz			9,0
	<i>Ipomea pes-caprea</i>	6,0	5,0				raiz			11,0
	<i>Scalvola plumieri</i>	5,0	6,0	15,0	ausente			raiz		26,0
Arbustiva	<i>Allagoptera arenaria</i>	1,0	3,0	1,0	20,0	2,0	2,0	7,0	8,0	44,0
	<i>Cocoloba alinifolia</i>	16,0	11,0	2,0	6,0	7,0	5,0	11,0	1,0	59,0
	<i>Eugenia astrigens</i>	5,0	3,0	11,0	5,0	1,0	7,0	7,0	1,0	40,0
	<i>Guapira pernambucensis</i>	2,0	32,0	7,0	4,0	8,0	1,0	21,0	8,0	83,0
	<i>Myrsine parvifolia</i>	4,0	32,0	31,0	7,0	16,0	5,0	8,0	14,0	117,0
Arbórea	<i>Byrsonina sericea</i>			não coletado			26,0	não coletado		26
	<i>Manilkara subsericea</i>	3,0	x	9,0	x	10,0	ausente	x	9,0	31,0
	<i>Protium heptaphyllum</i>	5,0	0,0	0,0	23,0	9,0	12,0	7,0	8,0	64,0
TOTAL		56	106	76	65	53	32	61	49	524

Figura 18: Percentual de UFC produtoras de sideróforos (%sid/total) por espécie vegetal em relação a média total.



O percentual de isolados positivos para a produção de sideróforos repicados para meio de cultura com CAS (%sid/CAS) está representado na Figura 19. Proporcionalmente ao número de colônias repicadas no meio de cultura com CAS a espécie *M. parvifolia* (50,4%) foi a que apresentou mais isolados produtores de quelantes de ferro, seguida por *G. pernambucensis* (38,4%) e *S. plumieri* (32,5%).

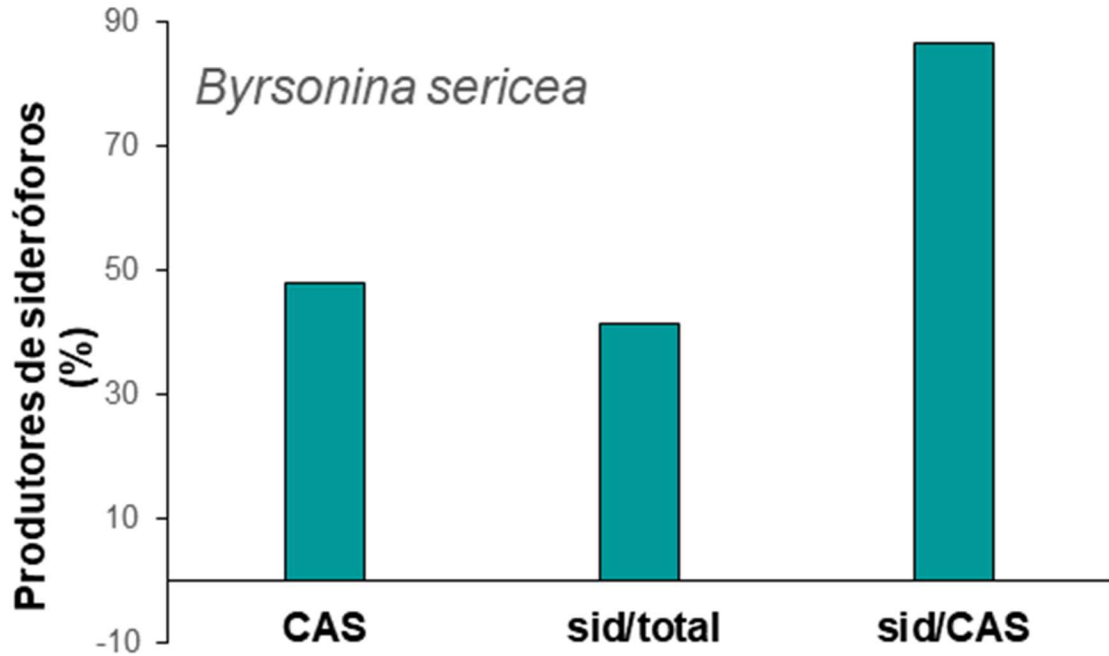
Figura 19: Percentual de isolados positivos para a produção de sideróforos repicados para meio de cultura com CAS (%sid/CAS).



Os resultados da seleção de isolados bacterianos produtores de sideróforos da amostra de solo referente a *Byrsonima sericea* estão apresentados separadamente, visto que essa espécie foi representada apenas na Estação 6 (Figura 20). Essa amostra foi a que apresentou o maior percentual de isolados em relação às demais avaliadas até o momento, apresentando 47,5% dos isolados repicados para meio de cultura com CAS, 41,4% do total de isolados positivos para a produção de sideróforos e 86,7% de resultados positivos dentre os repicados para o meio de cultura contendo CAS.

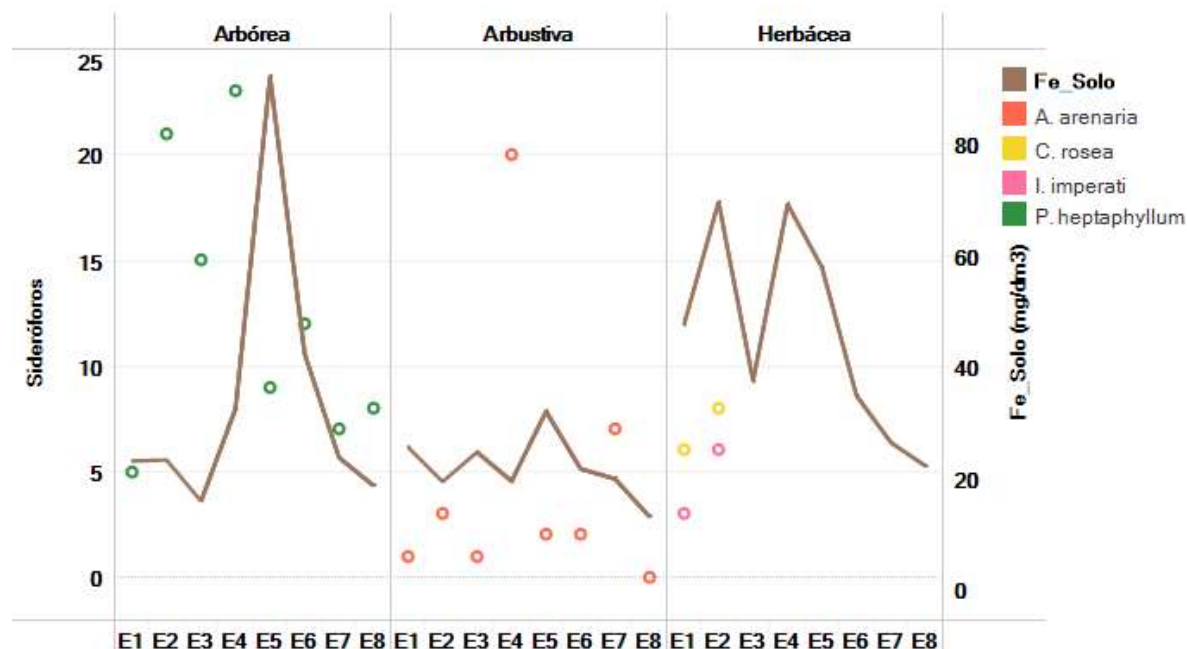
O isolamento inicial de bactérias de amostras de solo apontam para uma população bacteriana surpreendentemente elevada, e fortemente relacionada a estações amostrais com maior presença de ferro no solo (Figura 21).

Figura 20: Percentual de UFC repicadas para meio de cultura contendo CAS (CAS), percentual de UFC produtoras de sideróforos (sid/total) e percentual de isolados positivos para a produção de sideróforos repicados para meio de cultura com CAS (sid/CAS).



O indicador potencial do estresse provocado pela deposição de rejeitos minerais encontrados no solo e nas plantas das oito estações amostrais, avaliadas pelo isolamento e seleção de isolados nas amostras é o número de isolados produtores de sideróforos, indica que quanto maior a quantidade de ferro presente no solo e nas plantas, maior será o número desses isolados nas estações amostrais.

Figura 21: Relação entre concentrações de Fe no solo das três formações vegetacionais e número de isolados de bactérias positivas para presença de sideróforos, quelantes de Fe em espécies nas oito estações amostrais, Anexo 5 – Restinga do PMBA.



Neste sentido, até o momento a Estação 2 localizada na APA Conceição da Barra (E2) mostrou o maior número de isolados produtores de sideróforos, entretanto, vale ressaltar que em E4, espécies arbustivas e arbóreas apresentaram tendência a altos números de colônias formadoras de sideróforos, o qual se mostrou fortemente relacionadas as concentrações de Mn. Estes resultados podem indicar a atuação de bactéria produtoras de quelantes para múltiplos metais, como reportado na literatura (ALI et al, 2013; SAHA et al, 2013; SAHA et al, 2016).

Futuras análises possibilitarão a continuidade ao processamento das amostras de raízes com metodologia específica. Avaliando-se também qualita e quantitativa da produção de compostos quelantes de metais (sideróforos), preservando-se as culturas de melhor desempenho e proporcionando perspectivas para assistir na fitorremediação dos ambientes cotaminados.

3.2.3 Viabilidade de estruturas reprodutivas

Nota-se na Tabela 7 que as variâncias relacionadas a porcentagem de viabilidade dos grãos de pólen em *Canavalia rosea* nos diferentes ambientes não foram estatisticamente distintas pelo Teste F. Tal fato pode ter sido decorrido do reduzido número de repetições utilizados na análise até o momento. Porém, ao efetuar o teste de médias DMS_t (Tabela 8), observou-se que a média de viabilidade dos grãos de pólen estimada na estação 3 (E3) foi estatisticamente diferente da viabilidade encontrada nos outros ambientes analisados. Apesar da média de viabilidade na Estação 1 (E1) ter sido inferior a média

geral, estatisticamente este ambiente não diferiu dos demais, com exceção da Estação 3, conforme mencionado. A média geral da viabilidade dos grãos de pólen de *C. rosea* pode ser considerada alta ($\bar{x}=86,30\%$). A Figura 22A mostra uma alta viabilidade dos grãos de pólen em genótipo pertencente a E2. Porém, quando a observação é realizada por ambiente, percebe-se que a média desta variável E3 foi enormemente reduzida, sendo estimada em 48,0%. A Figura 22B evidencia uma baixa viabilidade dos grãos de pólen em genótipo de *C. rosea* da estação 3. Esta média pode ser considerada muito baixa. Possivelmente, médias desta magnitude podem indicar uma alta instabilidade reprodutiva nos genótipos que desenvolvem na Estação 3.

Na Tabela 7 também pode ser notado que há variabilidade genética para a viabilidade de grãos de pólen dentro das populações de *C. rosea* analisadas ($Iv=0,80\%$). Porém, apesar da variabilidade genética existente para o caráter, a estimativa do coeficiente de determinação genotípico ($H^2=61,32\%$) indica uma razoável influência do ambiente sobre a formação dos grãos de pólen nas plantas analisadas. Tal constatação também pode ser observada pelas estimativas das variâncias ambiental e genotípica, que foram muito próximas.

Tabela 7: Resumo da análise de variância e parâmetros genéticos referente a viabilidade dos grãos de pólen em genótipos de *Canavalia rosea* analisados em ambientes de Restinga situados no norte do Estado do Espírito Santo (Anexo 5, PMBA).

Tratamentos	GL	QM	F
Ambientes	6	606,6	0,12 ^{ns}
Resíduo	7	234,6	
Média	86,3		
CV _(%)	17,74		
σ^2 fenotípica	303,3		
σ^2 ambiental	117,3		
σ^2 genotípica	186		
H^2 (%)	61,32		
Iv (%)	0,89		

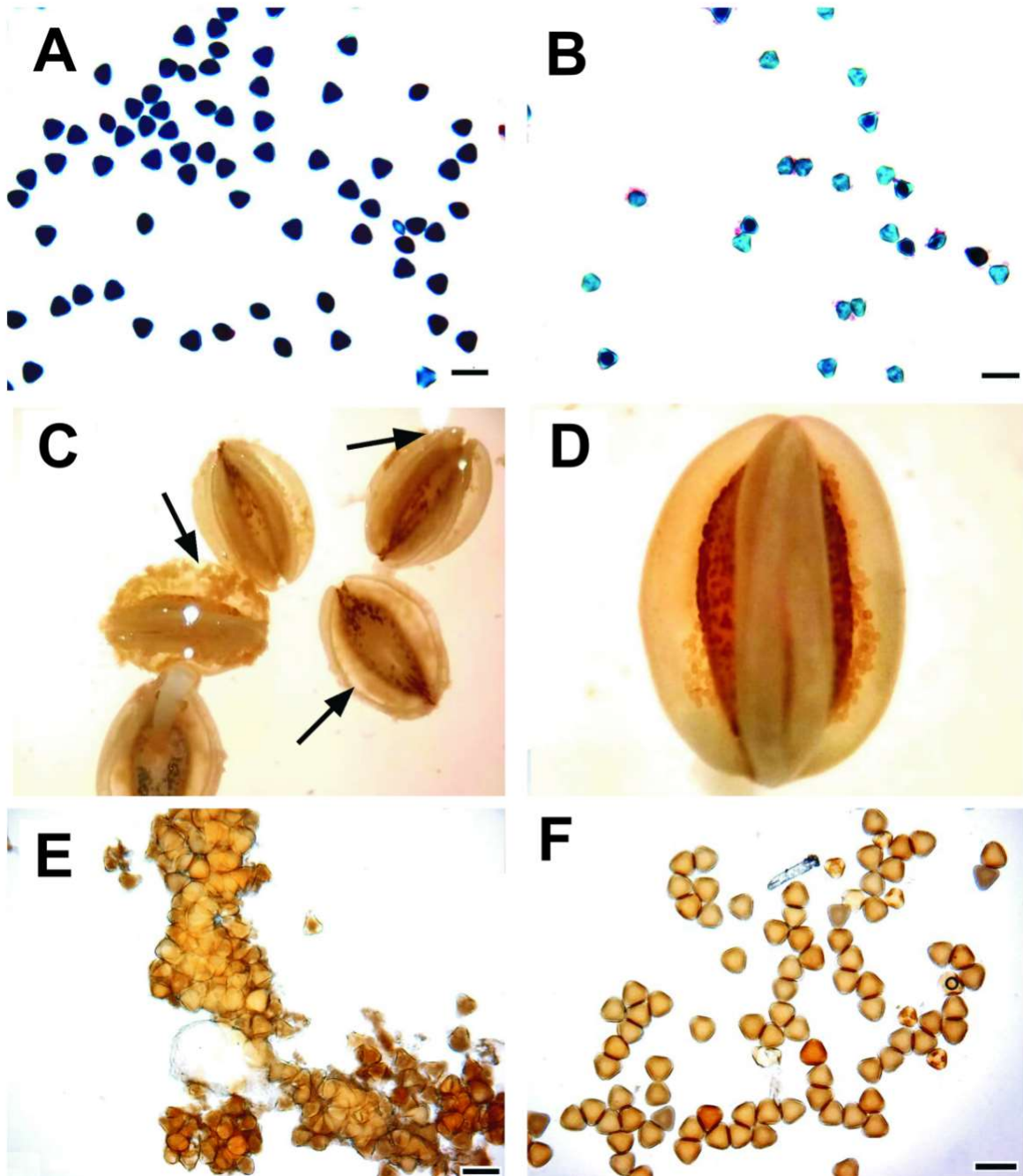
Tabela 8: Teste *t* referente às médias da porcentagem de viabilidade dos grãos de pólen em genótipos de *Canavalia rosea* analisados em sete ambientes de Restinga situados no norte do Estado do Espírito Santo (ANEXO 5 – Restinga, PMBA).

Estações	Viabilidade dos grãos de pólen (%)
E5	98,20a
E6	95,30a
E2	93,50a
E7	92,50a
E8	92,30a
E1	84,30a
E3	48,00b

Como foi notado a influência do ambiente sobre a viabilidade dos grãos de pólen em *C. rosea*, estimaram-se correlações fenotípicas (ou correlações de Pearson) para se inferir sobre quais elementos químicos exerceram maior influência sobre o caráter em questão. Considerando os elementos químicos analisados na folha das plantas se desenvolvendo a campo verificou-se que o manganês ($r = -0,69$), alumínio ($r = -0,92$), cromo ($r = -0,61$) e cobalto ($r = -0,71$) apresentaram as maiores correlações com as estimativas de viabilidade polínica encontradas no presente estudo. No caso das análises de solo, apenas as características granulométricas apresentaram correlações significativas, sendo a porcentagem de areia grossa o fator com maior influência ($r = -0,65$).

Nenhuma das anteras analisadas apresentou anormalidades morfológicas. Porém, nas estações 3 e 1, houve a ocorrência anteras de com tecidos degradados, “secreção” interna e grãos de pólen pegajosos. As anteras degradadas (Figura 22C) se apresentaram quebradiças ou amolecidas quando manipuladas em estereomicroscópio. Para efeito de comparação, a Figura 22D mostra uma antera normal, com tecido íntegro. Nestas mesmas anteras, foi observada também a presença de uma mucilagem ou secreção. Isso pode ter sido a causa da pegajosidade dos grãos de pólen contidos nestas anteras (Figura 22E). Esta pegajosidade é facilmente observada quando comparada com anteras normais, sem a referida secreção (Figura 22E).

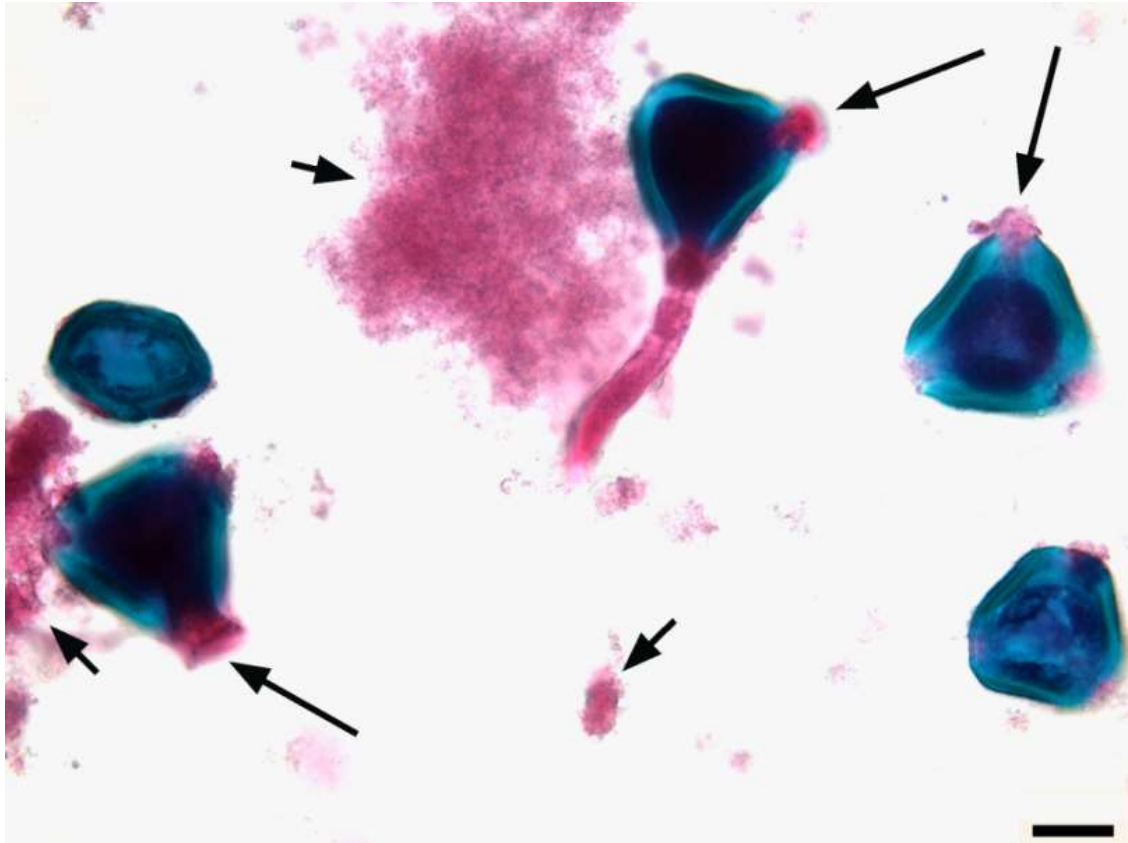
Figura 22: Grãos de pólen e anteras de *Canavalia rosea* visualizados, respectivamente, em microscopia ótica e estereomicroscópio. A) Grãos de pólen corados com solução tripla de Alexander evidenciando alta taxa de porcentagem de viabilidade polínica; B) Grãos de pólen corados com solução tripla de Alexander evidenciando alta ocorrência de grãos de pólen inviáveis (em cor verde); C) Anteras com tecido degradado. As setas indicam pontos de degradação no tecido; D) Antera com tecido normal, íntegro; E) Grãos de pólen não corados e pegajosos, envolvidos em “secreção” ou mucilagem; F) Grãos de pólen não corados livres de qualquer secreção ou mucilagem. Barra = 100 μm (A, B, E e F). Ampliação de 10 e 15 vezes (respectivamente, C e D).



Vale mencionar que o índice de variação genético (Iv) (Tabela 7) indicou, como esperado, variabilidade genética entre as plantas para o caráter viabilidade dos grãos de pólen. Portanto, pode-se inferir que as respostas relativas a interação genótipo versus ambiente podem ser também distintas dentro de uma mesmo ambiente. Neste caso, alguns genótipos podem ser mais sensíveis do que outros a possíveis contaminações no ambiente. Isso pode ter ocorrido em E1, já que foi observada certa variação intra população quanto aos percentuais de viabilidade dos grãos de pólen, e quanto a presença de anteras com tecidos degradados.

Com base nos resultados apresentados, foi possível constatar a influência do ambiente sobre a viabilidade dos grãos de pólen em *Canavalia rosea*. Plantas se desenvolvendo na estação 3 foram as mais afetadas, ou seja, tiveram a sua viabilidade polínica drasticamente reduzida em comparação com a média de viabilidade geral. Plantas na estação 1 também foram afetadas quando se considerou as variáveis aqui analisadas, porém, em menor proporção quando comparado a E3. Nestes dois ambientes, notaram-se também danos nas anteras de botões florais analisados. Novamente, plantas da estação 3 foram as mais afetadas. Estes danos não parecem ser devidos a variabilidade genética existente entre os genótipos de *C. rosea* nos ambientes de coleta, já que estes estão mais relacionados à degradação tecidual do que alterações morfológicas (ou fisiológicas) que possam trazer vantagens, ou não, para alguns genótipos no ambiente *in situ*. Secreções foram observadas no interior das anteras danificadas. A origem desta “secreção” indica, por meio de estudos preliminares, a ocorrência de extravasamento do conteúdo celular das células de grão de pólen (Figura 23).

Figura 23: Análises preliminares indicando o extravasamento do conteúdo celular de pólen de *Canavalia rosea* (seta), coletadas ao longo do litoral norte do ES, afetado pelos rejeitos de mineração. Anexo 5 – Restinga, PMBA.



Ressalta-se que estas observações foram realizadas apenas em flores abertas, estando ausente nos botões florais ainda fechados. Esta situação também esteve, de certa forma, correlacionada positivamente com a redução da porcentagem média de viabilidade polínica. Diante disso, pode-se inferir que os problemas anteriormente citados estão relacionados, de forma direta, na redução da capacidade reprodutiva da *C. rosea* nas estações 3 e 1. Vale mencionar que, em E3 a reprodução da espécie pode ser severamente afetada. Possivelmente, a pegajosidade dos grãos de pólen será um fator complicador no processo de dispersão dos grãos de pólen viáveis no ambiente.

As análises de correlações indicaram que os elementos químicos que mais afetaram a viabilidade dos grãos de pólen, e até mesmo a degradação do tecido da antera foram o excesso de magnésio e de boro nas plantas. A literatura reporta forte influência do magnésio (STEFFENSEN, 1953; LI et al., 2008) e de boro (AGARWALA, 2008; KRUDNAK et al., 2013) sobre a formação e a viabilidade dos grãos de pólen em algumas espécies vegetais. Os últimos autores citados relataram que o excesso de boro reduziu a viabilidade dos grãos de pólen em girassol. Concentrações superiores desses elementos foram constatadas em plantas se desenvolvendo nas estações 3 e 1. De forma mais indireta, os elementos químicos manganês, fósforo e enxofre também podem ter afetado a viabilidade dos grãos de pólen em *C. rosea*. Porém, estas ações indiretas ainda precisam de maiores esclarecimentos.

O aumento do número de plantas analisadas e a implementação de pesquisas adicionais, são necessárias para a verificação e confirmação da influência destes elementos químicos sobre a viabilidade dos grãos de pólen em *C. rosea*. Vale mencionar também que ao longo dos anos, a redução da capacidade reprodutiva de *C. rosea* no ambiente *in situ*, pode impactar diretamente na dispersão, sobrevivência e diversidade genética entre os genótipos desta espécie.

3.3 ANÁLISES ECOFISIOLÓGICAS

3.3.1 Componentes anato-estruturais

Formação herbácea

1 – *Ipomoea imperati* (Vahl) Griseb.

A epiderme é simples, sendo a face adaxial mais espessa em relação à abaxial. O mesofilo é isobilateral, com o parênquima paliçádico apresentando uma camada de células e o parênquima lacunoso com várias camadas (Figura 24). As folhas são anfiestomáticas, e nas duas faces os estômatos estão dispostos no mesmo nível das demais células da epiderme. Tricomas glandulares são observados na face abaxial das folhas, presença de drusas no mesofilo. Em vista frontal, os estômatos são do tipo paracítico (Figura 25).

Figura 24: Secções transversais das folhas de *Ipomoea imperati* (Vahl) Griseb. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.

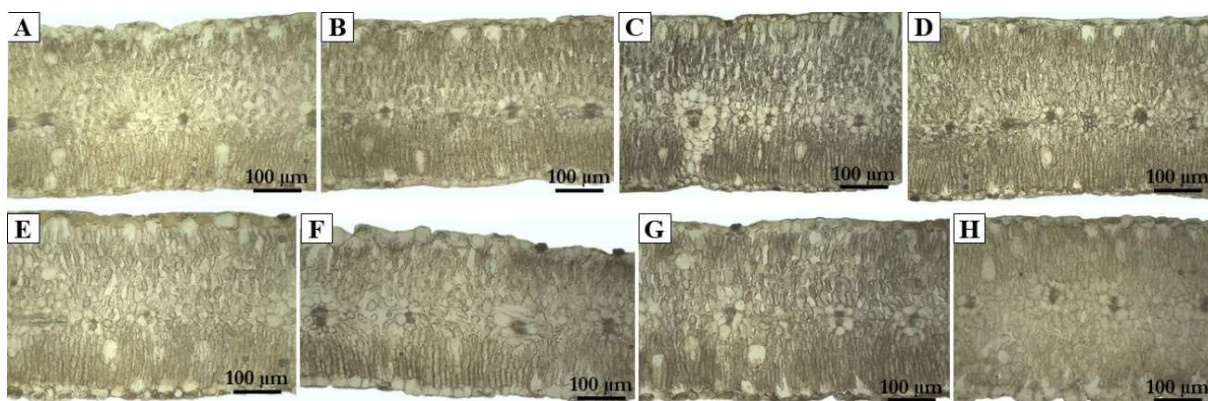
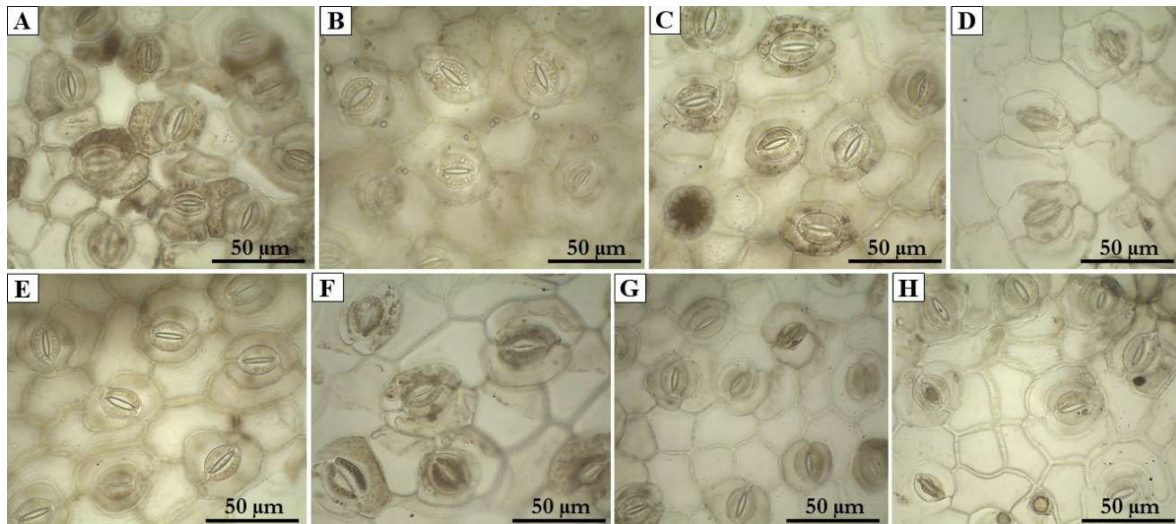


Figura 25: Secções paradérmicas das folhas de *Ipomoea imperati* (Vahl) Griseb. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.



2 – *Canavalia rosea* (Sw.) DC.

A epiderme é simples, sendo a face adaxial mais espessa em relação à abaxial. O mesofilo é dorsiventral, com o parênquima paliçádico apresentando uma a três camadas de células e o parênquima lacunoso com várias camadas (Figura 26). As folhas são anfiestomáticas, e nas duas faces os estômatos estão dispostos no mesmo nível das demais células da epiderme. Em vista frontal, os estômatos são dos tipos paracíticos e anisocítico (Figura 27).

Figura 26: Secções transversais das folhas de *Canavalia rosea* (Sw.) DC. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.

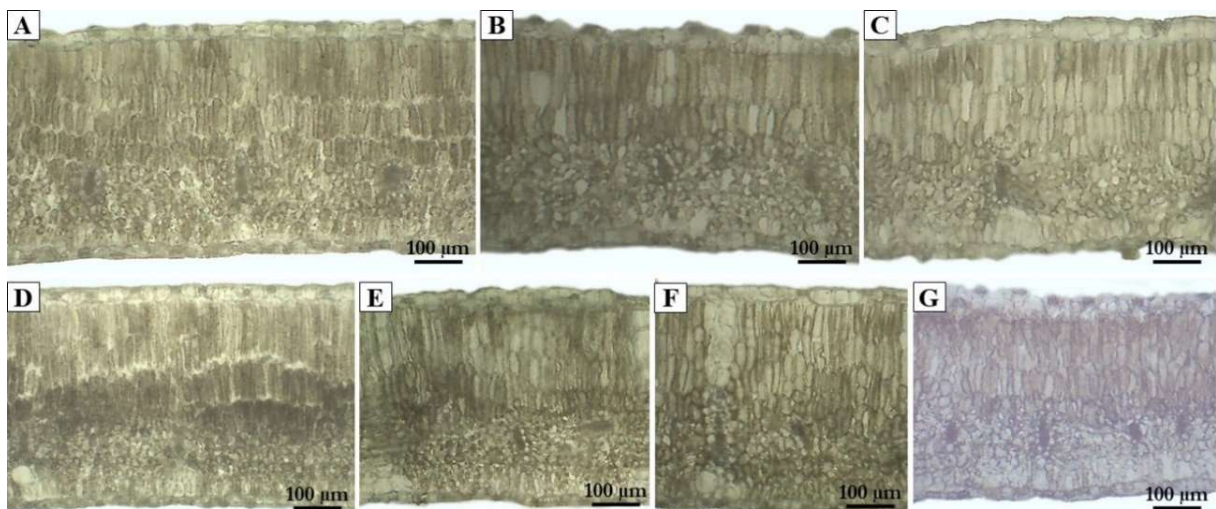
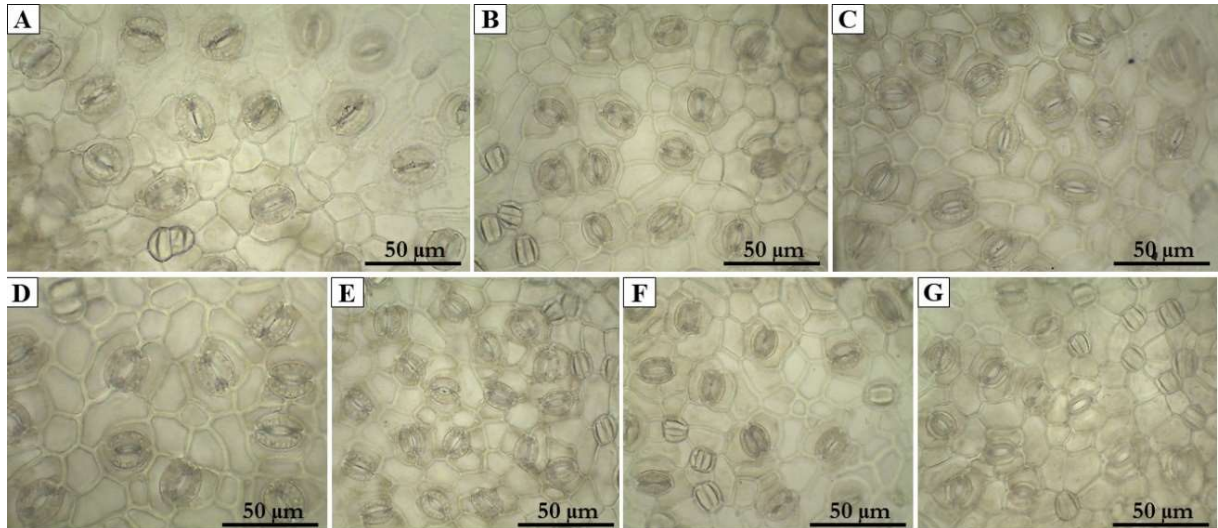


Figura 27: Secções paradérmicas das folhas de *Canavalia rosea* (Sw.) DC. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.



Formação arbustiva

3 – *Allagoptera arenaria* (Gomes) Kuntze

A epiderme é simples, sendo a face adaxial mais espessa em relação à abaxial. Em ambas as faces do limbo, foi observada a presença de espessa camada de cera epicuticular. O mesofilo é dorsiventral, com o parênquima paliádico apresentando células mais longas no primeiro estrato e células mais curtas no segundo estrato (Figura 28). As folhas são hipoestomáticas, e os estômatos estão ligeiramente abaixo das demais células da epiderme. Em vista frontal, os estômatos são do tipo tetracíticos (Figura 29).

Figura 28: Secções transversais das folhas de *Allagoptera arenaria* (Gomes) Kuntze. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.

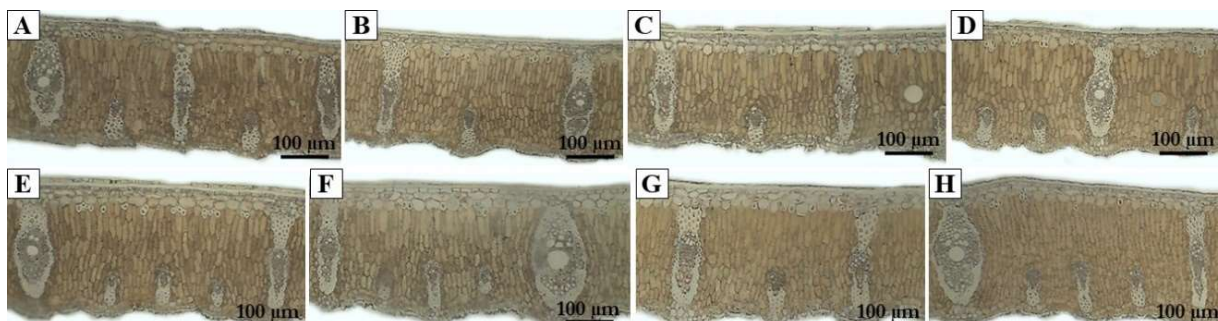
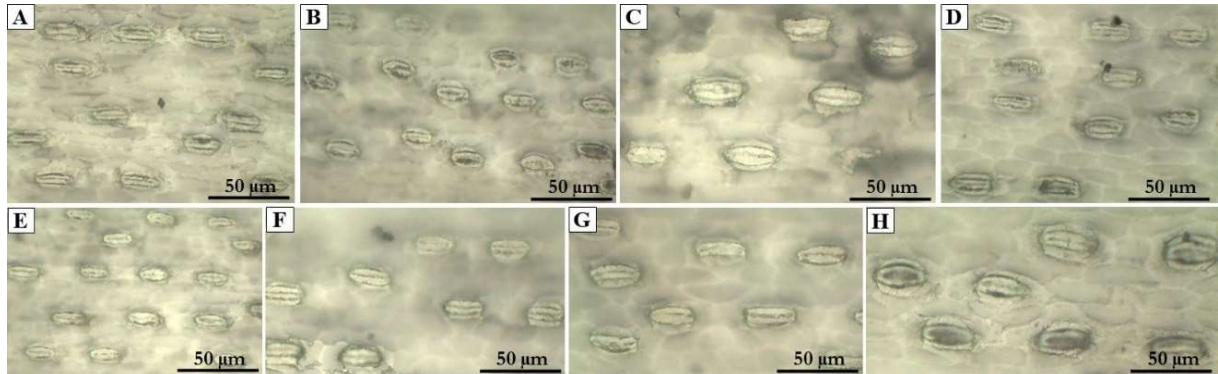


Figura 29: Secções paradérmicas das folhas de *Allagoptera arenaria* (Gomes) Kuntze. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.



4 – *Guapira pernambucensis* (Casar.) Lundell

A epiderme é simples, sendo a face adaxial mais espessa em relação à abaxial. O mesofilo é dorsiventral, com o parênquima paliçádico apresentando uma a três camadas de células e o parênquima lacunoso com várias camadas (Figura 30). Presença de feixes de ráfides no mesofilo. As folhas são hipoestomáticas, sendo que os estômatos estão dispostos no mesmo nível das demais células da epiderme. Presença de espessa camada de cera epicuticular na face adaxial. Os feixes vasculares são colaterais, e estão envolvidos por fibras. Em vista frontal, os estômatos são do tipo paracítico (Figura 31).

Figura 30: Secções transversais das folhas de *Guapira pernambucensis* (Casar.) Lundell. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.

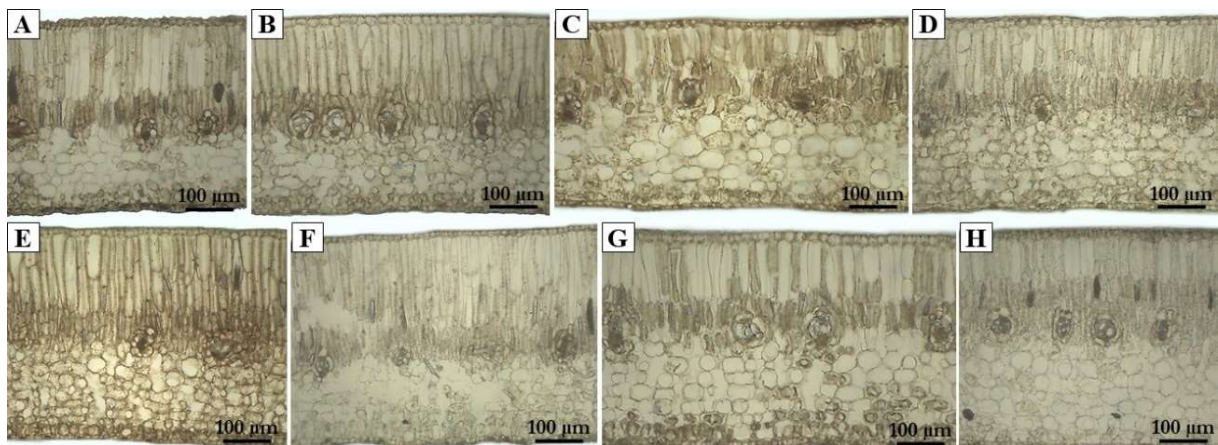
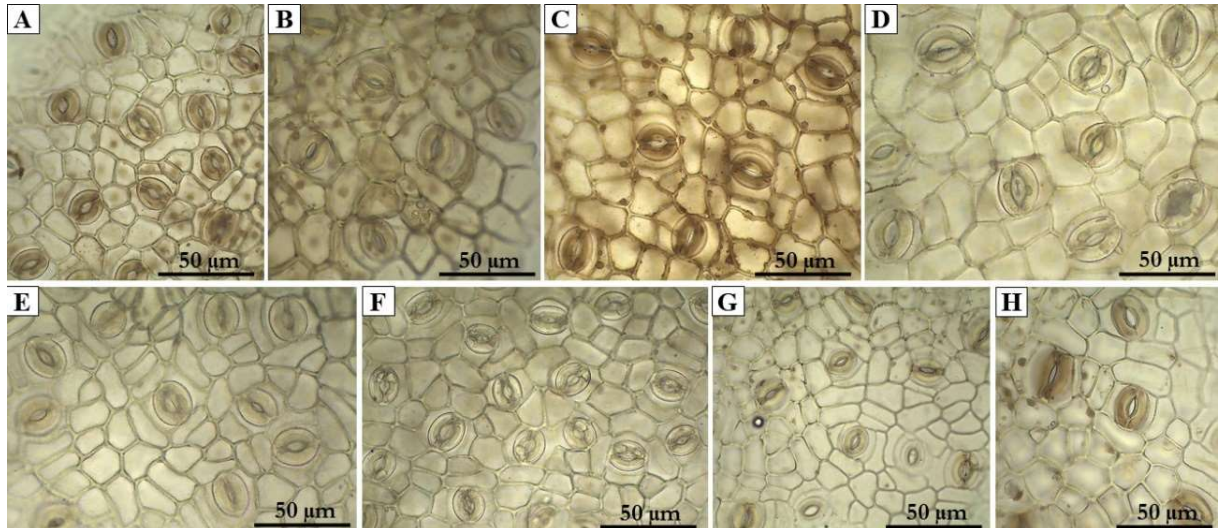


Figura 31: Secções paradérmicas das folhas de *Guapira pernambucensis* (Casar.) Lundell. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.



Formação arbórea

5 – *Manilkara salzmannii* (A.DC.) H.J.Lam

A epiderme é simples em posição subepidérmica ocorre uma camada de células quadrangulares. O mesofilo é dorsiventral, com o parênquima paliádico apresentando uma a duas camadas de células e o parênquima lacunoso com várias camadas (Figura 32). As folhas são hipostomáticas, sendo que os estômatos estão dispostos no mesmo nível das demais células da epiderme. Os feixes vasculares são colaterais, e estão envolvidos por fibras. Em vista frontal, os estômatos são do tipo paracítico (Figura 33).

Figura 32: Secções transversais das folhas de *Manilkara salzmannii* (A.DC.) H.J.Lam. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.

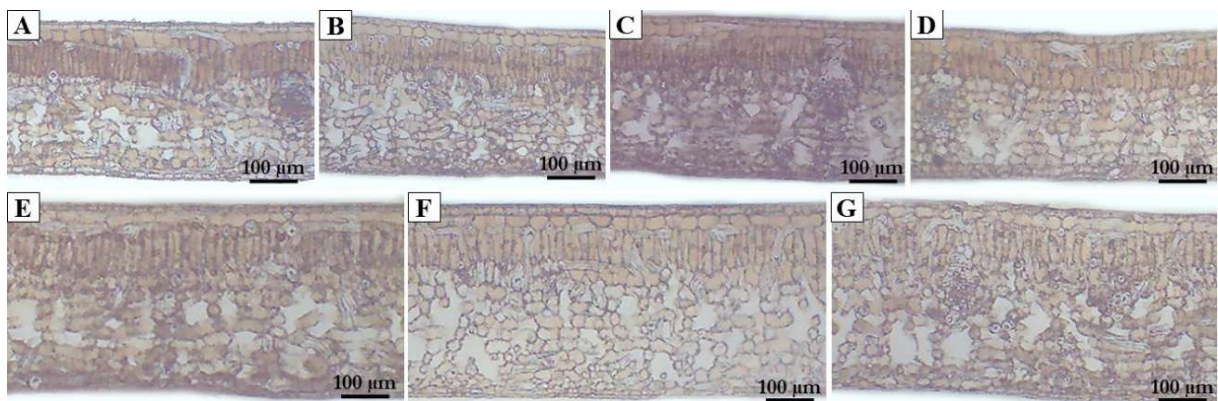
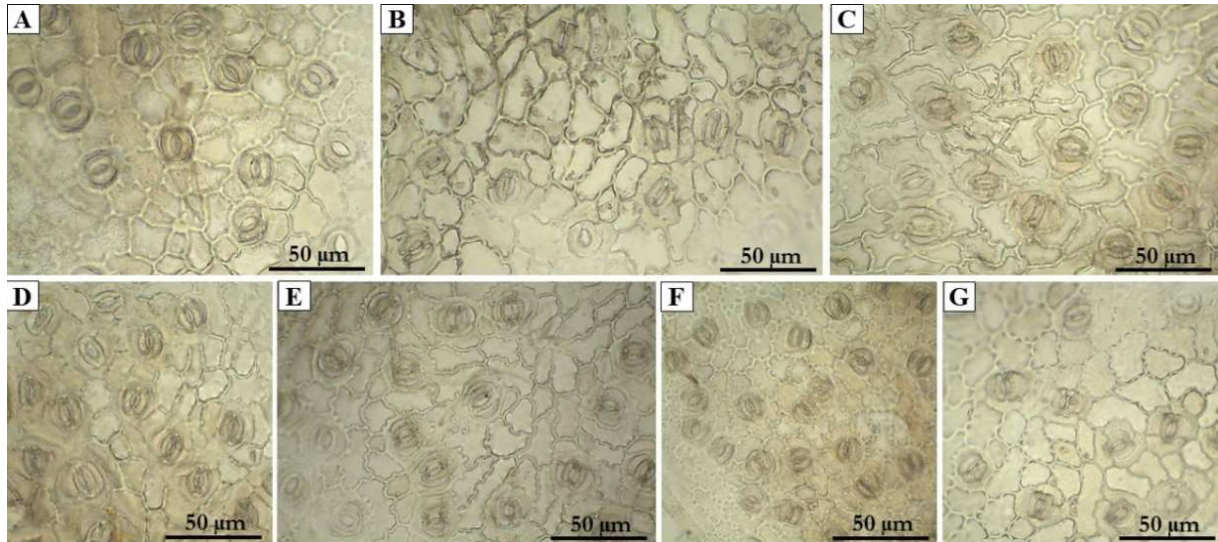


Figura 33: Secções paradérmicas das folhas de *Manilkara salzmannii* (A.DC.) H.J.Lam. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.



6 – *Protium heptaphyllum* (Aubl.) Marchand

A epiderme é simples. O mesofilo é dorsiventral, com o parênquima paliádico apresentando uma a duas camadas de células e o parênquima lacunoso com várias camadas (Figura 34). As folhas são hipoestomáticas, sendo que os estômatos estão dispostos no mesmo nível das demais células da epiderme. Os feixes vasculares são colaterais, envoltos por fibras, que se estendem para ambas as faces do limbo. Em vista frontal, os estômatos são do tipo paracítico (Figura 35).

Figura 34: Secções transversais das folhas de *Protium heptaphyllum* (Aubl.) Marchand. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.

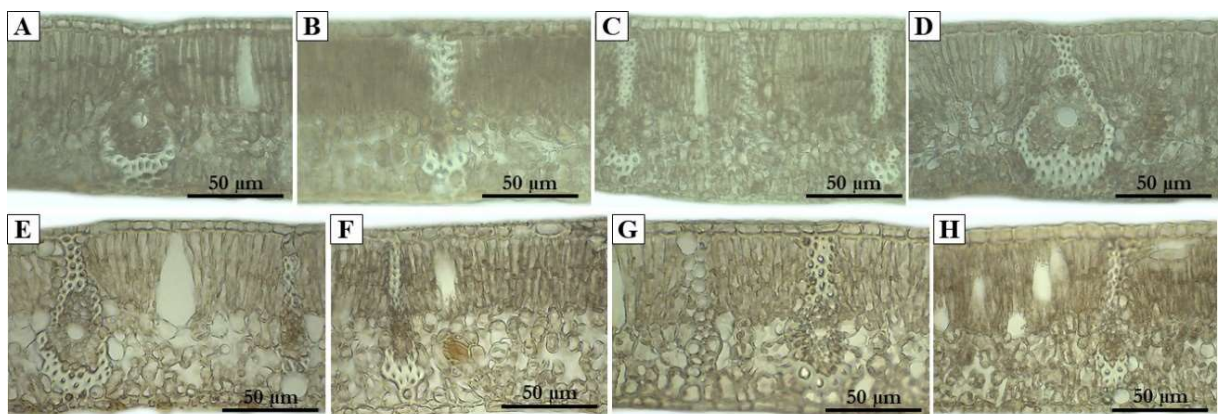
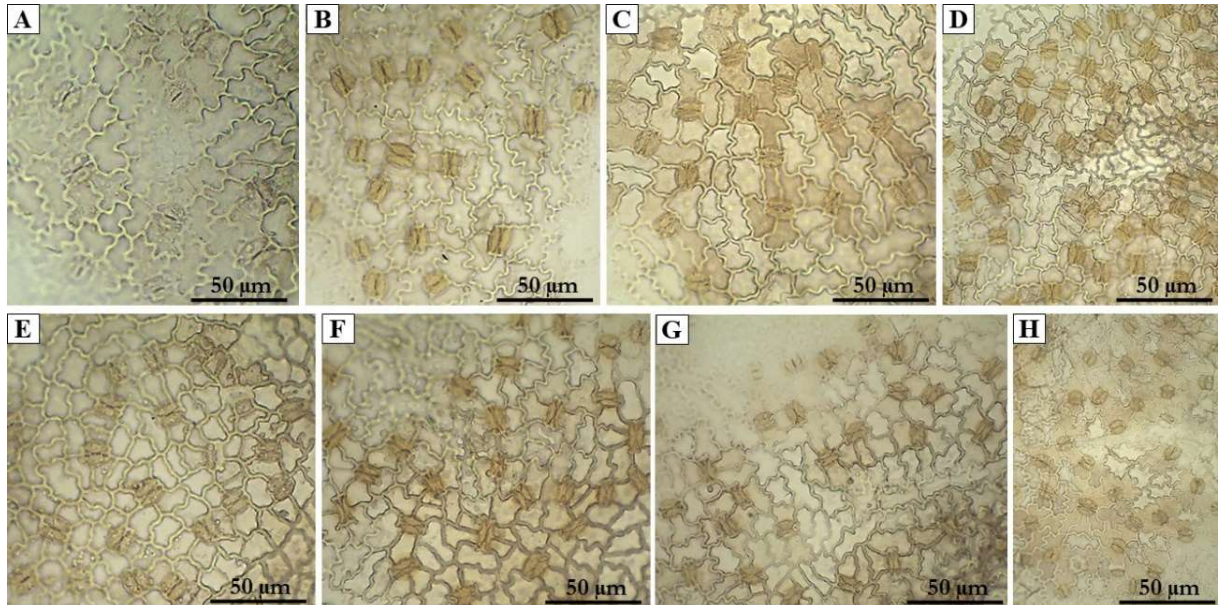


Figura 35: Secções paradérmicas das folhas de *Protium heptaphyllum* (Aubl.) Marchand. A: Estação 1; B: Estação 2; C: Estação 3; D: Estação 4; E: Estação 5; F: Estação 6; G: Estação 7; H: Estação 8.



Com base nas espécies estudadas foi possível observar, principalmente entre as formações herbácea e arbustiva, uma diferença na espessura da folha, mais acentuada no parênquima paliçádico. Em *I. imperati* e *A. arenaria* foi observada uma redução da espessura da folha em E6, em comparação com as demais estações. Em *C. rosea*, a alteração da espessura foi evidenciada em E2 e nas folhas de *G. pernambucensis*, a variação na espessura foliar se deu em E3. Diversos autores têm destacado a variação da espessura do mesófilo na determinação da sensibilidade das plantas aos poluentes (BUSSOTTI et al., 1995; EVANS et al., 1996; MARANHO et al., 2006; PEDROSO; ALVES, 2008; GOSTIN, 2009; GIACOMO et al., 2010).

Alguns autores destacam o aumento da espessura foliar relacionado com a maior exposição aos poluentes, seja pela exposição ao ozônio (BUSSOTTI et al., 1995), ou petróleo (MARANHO et al., 2006). Em contrapartida, Silva et al. (2005), observaram diminuição na espessura foliar, sendo o mesófilo menos espesso em folhas de *Eugenia uniflora* L. quando expostas a poluentes. Resultados semelhantes foram observados no trabalho de Evans et al. (1996), o qual evidencia a redução do mesófilo em diferentes espécies de Eudicotiledôneas. Gomes et al. (2011) observaram a diminuição do mesófilo foliar em *Salix humboldtiana* Willd. sob influência dos rejeitos de zinco.

Além da variação na espessura do mesófilo, o tamanho e a densidade dos estômatos são características que variam de acordo com a exposição das plantas aos poluentes. Segundo Kateivas (2018), “modificações na frequência e tamanho dos estômatos, como resposta aos estresses ambientais, são formas de controle sobre a absorção de poluentes pelas plantas”.

Segundo Bobrov (1955), a principal via de entrada dos poluentes gasosos nas folhas se dá através dos estômatos. Dessa forma, o tamanho e a frequência destes, tendem a interferir na quantidade de poluentes absorvida, bem como, nos efeitos que podem causar nas plantas (ALVES et al., 2001).

Em todas as espécies analisadas, houve redução do tamanho dos estômatos em alguma estação. Em *I. imperati*, *G. pernambucensis* e *M. salmannii* a redução dos estômatos ocorreu principalmente em E7. Em *C. rosea*, a redução foi observada em E6, E7 e E8. Os estômatos de *A. arenaria* mostraram-se menor na estação E5 e *P. heptaphyllum* apresentou estômatos reduzidos na estação E8.

Alves et al. (2001) observaram a diminuição dos estômatos na face abaxial em plantas expostas a poluição. Folorunso et al. (2018) também observaram a diminuição dos estômatos em plantas expostas a efluentes. Gostin (2009) observou que o tamanho dos estômatos diminuiu consideravelmente ao estudar diferentes espécies de Fabaceae sob efeitos de poluição. Segundo Verma et al. (2006), a diminuição do tamanho estomático pode ser uma forma de prevenir a planta dos efeitos nocivos dos poluentes.

Quanto a densidade estomática, parece não haver um consenso entre os autores, devido muitos relataram ora a diminuição dos estômatos, ora o aumento, em plantas expostas a algum tipo de poluição (MARANHO et al., 2006; VERMA et al., 2006; PEDROSO; ALVES, 2008; KATEIVAS, 2018).

Embora não tenha sido realizadas medições, visualmente, a espécie *P. heptaphyllum* apresentou menor densidade estomática com relação as demais espécies. Verma et al. (2006) também observaram a diminuição da densidade estomática em *Ipomoea pes-tigridis* sob efeitos de poluição atmosférica. Dados similares foram observados para duas cultivares de *Nicotiana tabacum* L., em que ocorreu diminuição da densidade estomática quando expostas ao ozônio (PEDROSO; ALVES, 2008).

Em contrapartida, o aumento da densidade estomática tem sido associado a uma resposta das plantas à diferentes formas de poluição atmosférica. Maranhão et al. (2006) em um estudo com *Podocarpus lambertii* Klotzsch ex Endl cultivada em solo contaminado com petróleo, evidenciou aumento da densidade estomática. Ogunkunle et al. (2013) observaram aumento da densidade estomática nas folhas de *Sida acuta* (Burm.)f. sob influência da poeira de cimento. Gomes et al. (2011) também evidenciaram aumento na densidade dos estômatos nas folhas de *S. humboldtiana* quando submetidas ao solo contaminado com zinco.

As espécies analisadas apresentaram diferenças principalmente nos tecidos dos parênquimas paliçádicos e lacunosos, e nos estômatos. Porém, só será possível concluir após as medições e análise estatística destes dados. Recomendamos, além disso, uma nova coleta e análise anatômica das espécies das formações herbáceas e arbustivas no próximo ano para um melhor monitoramento. Outras análises também podem ser incluídas para aprimorar o entendimento das características e dos efeitos, como testes histoquímicos para detecção de compostos fenólicos, substâncias já avaliadas em outros trabalhos e cuja presença pode estar associada a situações de exposição a poluentes e/ou excessos de metais.

3.3.2 Índice de Clorofila

Os efeitos dos metais oriundos da lama que atingiu o Rio Doce, sobre os teores de clorofila, foram investigados. No período chuvoso que compreendeu os meses de Janeiro a Abril (Figura 36), foi observada uma tendência de diminuição da clorofila foliar à medida que as estações amostrais se aproximavam da Foz do Rio Doce. Com uma grande particularidade para o mês de Janeiro, que teve os menores teores dentre os meses analisados. Tal fator pode estar associado a grande vazão de água que o Rio recebeu, devido ao volume de chuvas oriundas de sua cabeceira, localizada no estado de Minas Gerais.

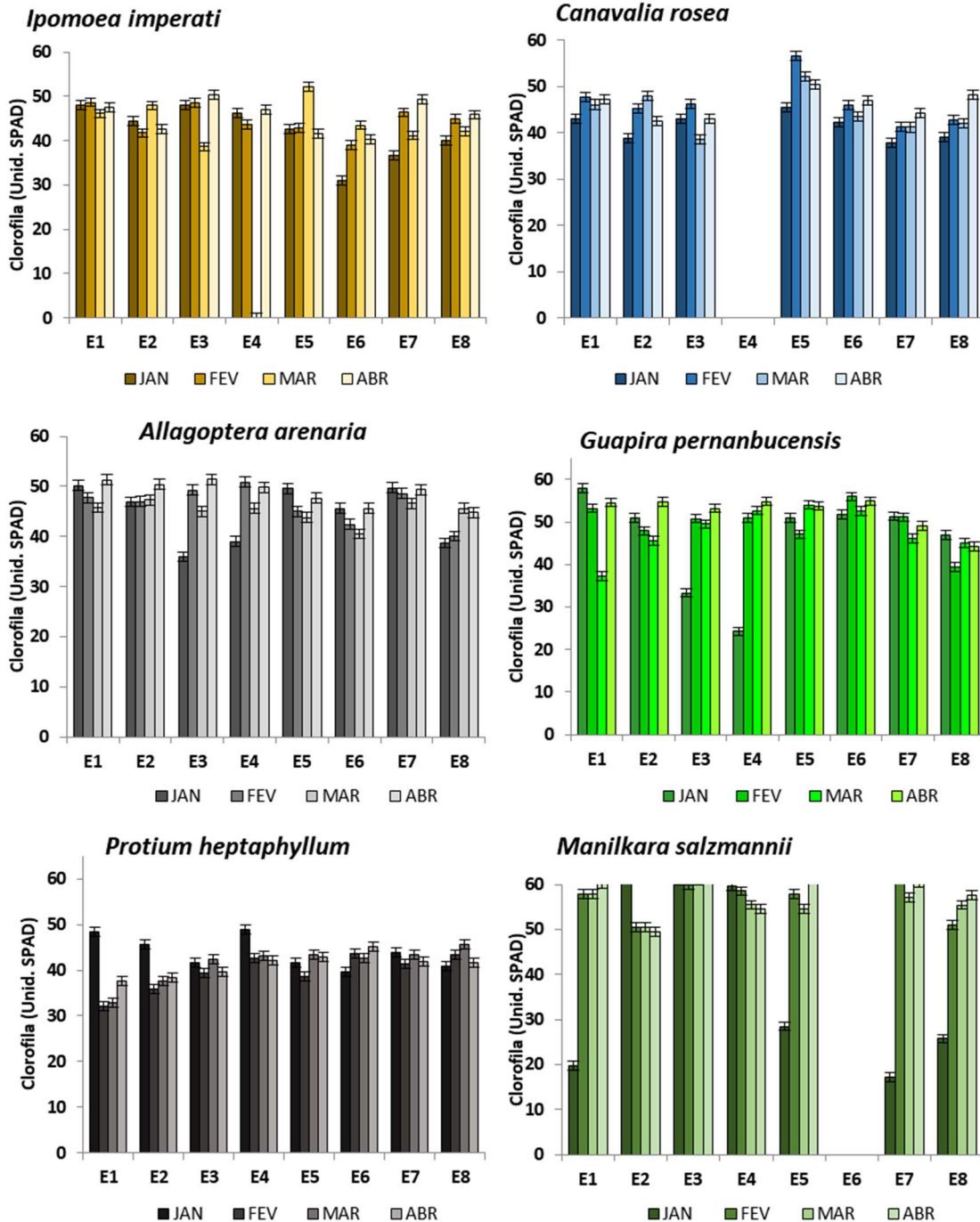
Este perfil foi principalmente observado nos meses de Janeiro e Março/2019. Em *Ipomoea imperati* menores índices de clorofila foram observados na Estação 6 (E6 - Cacimbas), enquanto, em *Canavalia rosea* este comportamento pode ser observado em E7, umas das estações amostrais presente na Reserva Biológica de Comboios. Vale ressaltar que em E2, estação amostral localizada na APA Conceição da Barra reduções nos índices de clorofila em plantas herbáceas também foram observadas nos meses de Fevereiro e Abril/2019.

Na formação arbustiva, baixos índices de clorofila foram observados nas estações 3 e 4, no mês de Janeiro. Em *Allagoptera arenaria*, reduções em E6 e E8 também ocorreram. Por outro lado, *Guapira pernambucensis* apresentou menores índices de clorofila nas estações próxima a Foz do Rio Doce, principalmente nos meses de Fevereiro e Abril/2019.

Zurek et al. (2014), constatou que os íons de metais (elementos traços), avaliados em vários vegetais de cultura perene, quando não acumulavam nos vacúolos, induziam a formação em excesso de radicais, e na desaceleração das proteínas dos cloroplastos, principalmente D1, bem como no teor de clorofila e carotenoides.

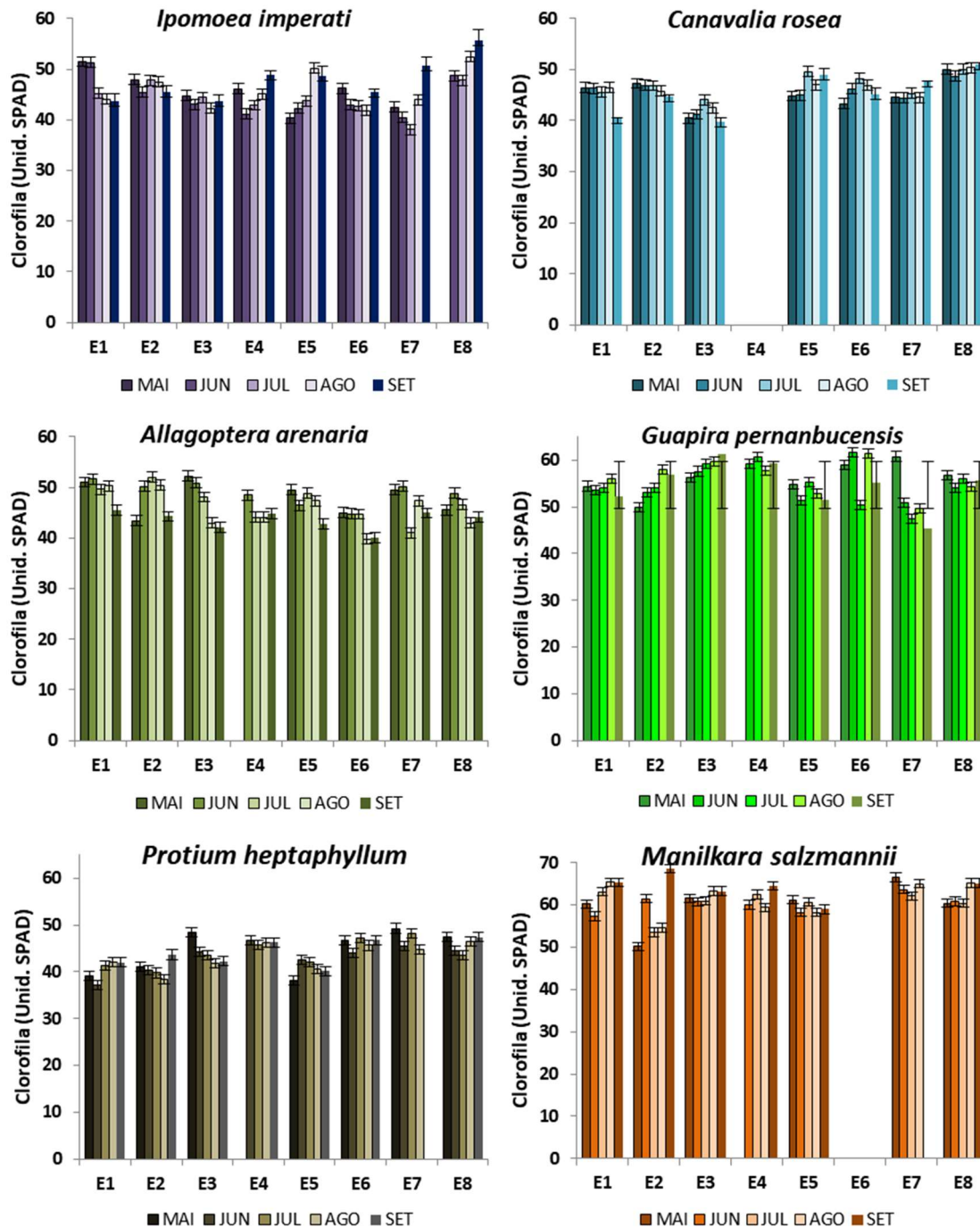
As espécies arbóreas apresentaram variado comportamento entre as estações amostrais quanto aos seus índices de clorofila. Em Janeiro, reduções puderam ser observadas em E5, E6, E7 e E8. Entretanto, em *Protium heptaphyllum* uma mudança no perfil de clorofilas pode ser observada nos meses subsequentes do período chuvoso, com tendência de menores índices de clorofila sendo observados nas estações da unidade de Conservação APA Conceição da Barra (E1 e E2). Já em *Manilkara salzmannii* embora um padrão claro não tenha sido estabelecido entre as estações, reduções significativas foram observadas em E2.

Figura 36: Índice de clorofila (unidade SPAD) em 6 espécies das formações herbácea, arbustiva e arbórea, respectivamente, no período chuvoso.



Nas amostragens realizadas no período seco, a espécie *I. imperati* em E7, mais próxima da foz do Rio Doce, apresentou índices de clorofila em média 30% abaixo do encontrado na E1, o que também foi observado na espécie arbustiva *G. pernanbucensis* (Figura 37).

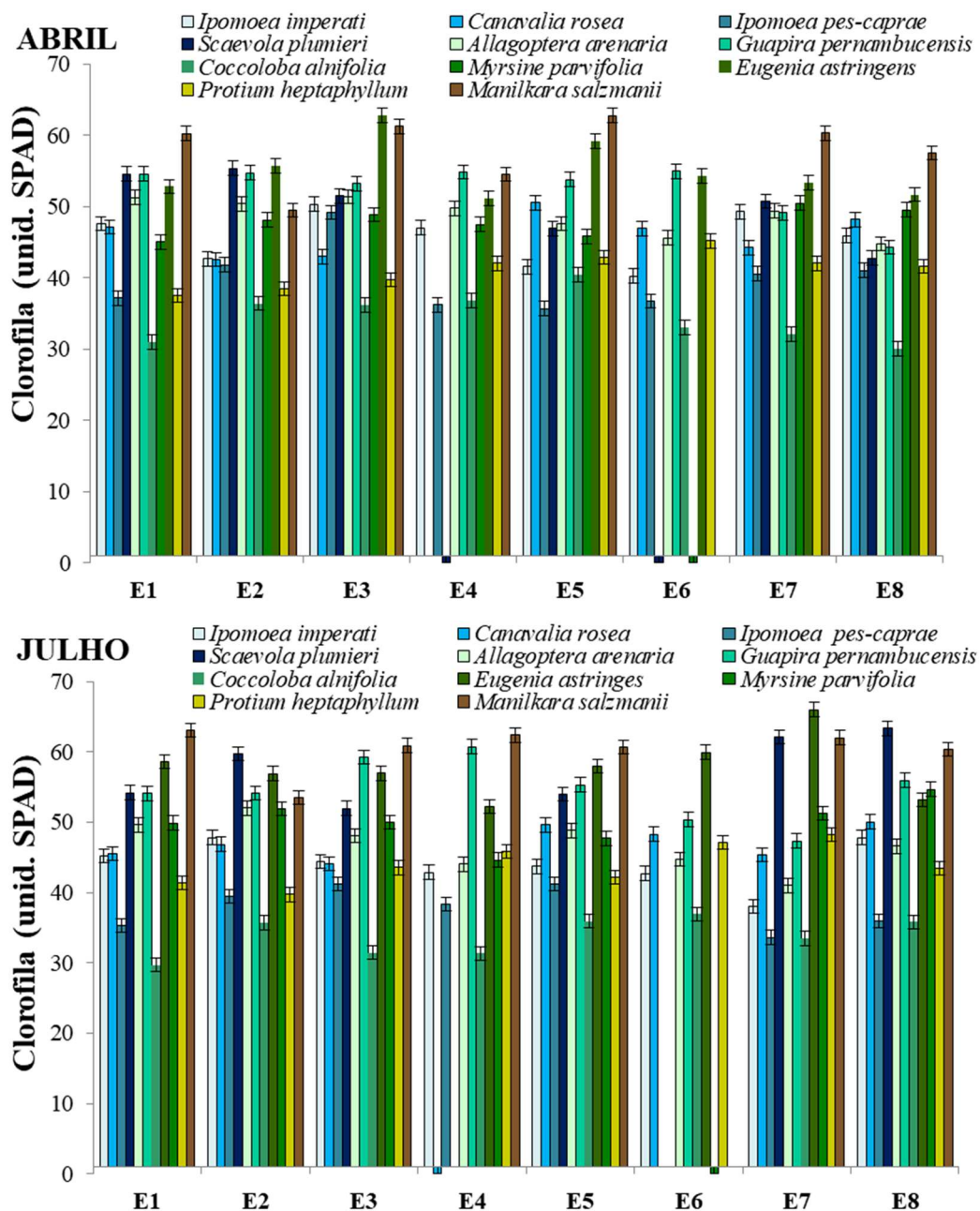
Figura 37: Índice de clorofila (unidade SPAD) em 6 espécies das formação herbácea, arbustiva e arbórea, respectivamente, no período chuvoso.



Por outro lado, dentre as espécies da formação arbórea, baixos índices de clorofila foram observados E2, sendo notado em *Protium heptaphyllum*, também para o período seco, a continuação da tendência a menores valores em E1 e E2 no período chuvoso.

Nos meses de Abril e Julho, as avaliações foram realizadas em 11 espécies (Figura 38), todas citadas acima, acrescidas das: *Ipomoea pes-caprae* e *Scaevola plumieri* (formação herbácea), *Coccoloba alnifolia*, *Myrsine parvifolia*, *Eugenia astringens* (formação arbustiva).

Figura 38: Índice de clorofila em folhas de espécies herbáceas (*Ipomoea imperati*, *Canavalia rosea*, *Ipomoea pes-caprae*, *Scaevola plumieri*), arbustivas (*Allagoptera arenaria*, *Guapira pernambucensis*, *Coccoloba alnifolia*, *Myrsine parvifolia*, *Eugenia astringens*) e arbóreas (*Protium heptaphyllum* e *Manilkara salzmanii*) respectivamente, avaliadas em Abril/ e Julho2019.



Observou-se no mês de abril maiores índices de clorofila nas espécies *Coccoloba alnifolia*, *Eugenia astringens*, *Manilkara salzmannii* e *Protium heptaphyllum* em E4 e E5, estações com altos teores de ferro.

Nos meses de julho e agosto *M. salzmannii* apresentou maiores índices de clorofila para a maioria das estações, exceto na E7 onde *Eugenia astringens* supera seus valores.

Segundo Hendry e Price (1993) a redução no teor de clorofila pode estar relacionada a estresse ambiental, sendo um parâmetro importante para identificar alterações nas plantas, pois os pigmentos exercem um importante papel no aparato fotossintético. Porém mais estudos são necessários, para compreender a fisiologia da planta e a relação específica a algum estresse ambiental.

Quando avaliamos a resposta das espécies a concentração de ferro presente no solo em meses chuvosos (fevereiro, Figura 39, e março/2019, Figura 40), observa-se um aumento de clorofila, concomitante ao aumento de ferro. Este aumento se deu principalmente nas estações 3 e 5.

Por outro lado, a análise comparativa entre teores de Fe no solo e índices de clorofila nas espécies herbáceas, no período seco (agosto) parece indicar que de clorofila nas estações E5 poderiam estar relacionados aos altos teores de Fe observados nesta estação (Figura 41).

Os resultados encontrados nestas avaliações corroboram com aqueles os encontrados por Jucosi et al (2016), que observaram uma redução significativa nos teores de clorofila, diferentes teores de Fe e o crescimento da *Eugenia uniflora* L. Contudo, efeito divergente foi relatado por Souza Junior (2018) que observou aumento no teor de clorofila aos 50 dias após o tratamento, nos indivíduos de *Jatropha curvas* L., avaliadas sobre diferentes concentrações da lama do Rio Doce.

Somados a isso, na análise da relação entre índice de clorofila e teores de ferro foliar, verifica-se perfil fisiológicos diferenciados nas espécies da herbácea. Enquanto que *C. rosea* a quantidade de ferro na folha teve alta relação com o índice de clorofila, nas estações mais próximas da foz, E6 e E7, este mesmo comportamento não foi observado em *I. imperati*, em que reduções nos teores foliares de ferro não se traduziram em menores índices de clorofila.

Por outro lado, a análise comparativa entre teores de Fe no solo e índices de clorofila nas espécies da herbácea no mês agosto (Figura 41), no período de seca (e frio), parece indicar que os teores de clorofila nas estações E5 poderiam estar relacionados aos altos teores de Fe observados nesta estação.

Os resultados encontrados nestas avaliações corroboram os encontrados por Jucosi et al (2016), que observou uma redução significativa nos teores de clorofila, em um estudo que avaliou os efeitos do Fe sobre o crescimento da *Eugenia uniflora* L. Contudo, outro comportamento foi relatado por Souza Junior (2018) que observou aumento no teor de clorofila aos 50 DAT, nos indivíduos de *Jatropha curvas* L., avaliadas sobre diferentes concentrações da lama do Rio Doce.

Figura 39: Relação entre ferro presente no solo e nas folhas, e índice de clorofila em duas espécies da formação herbácea: A - *Canavalia rosea* e B - *Ipomoea imperati*), no mês de fevereiro/2019.

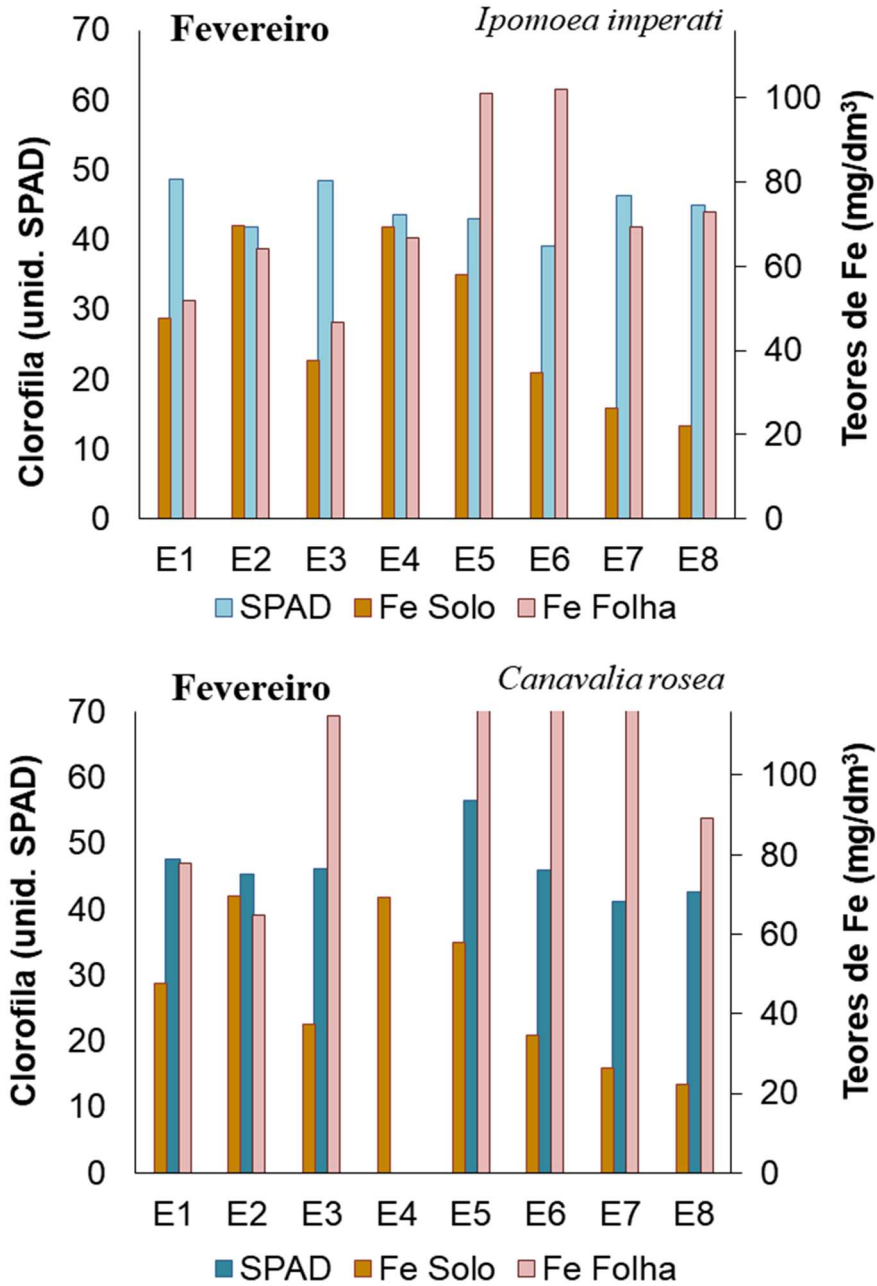


Figura 40: Relação entre ferro presente no solo e nas folhas, e índice de clorofila em duas espécies da formação herbácea: A - *Canavalia rosea* e B - *Ipomoea imperati*, no mês de março/2019.

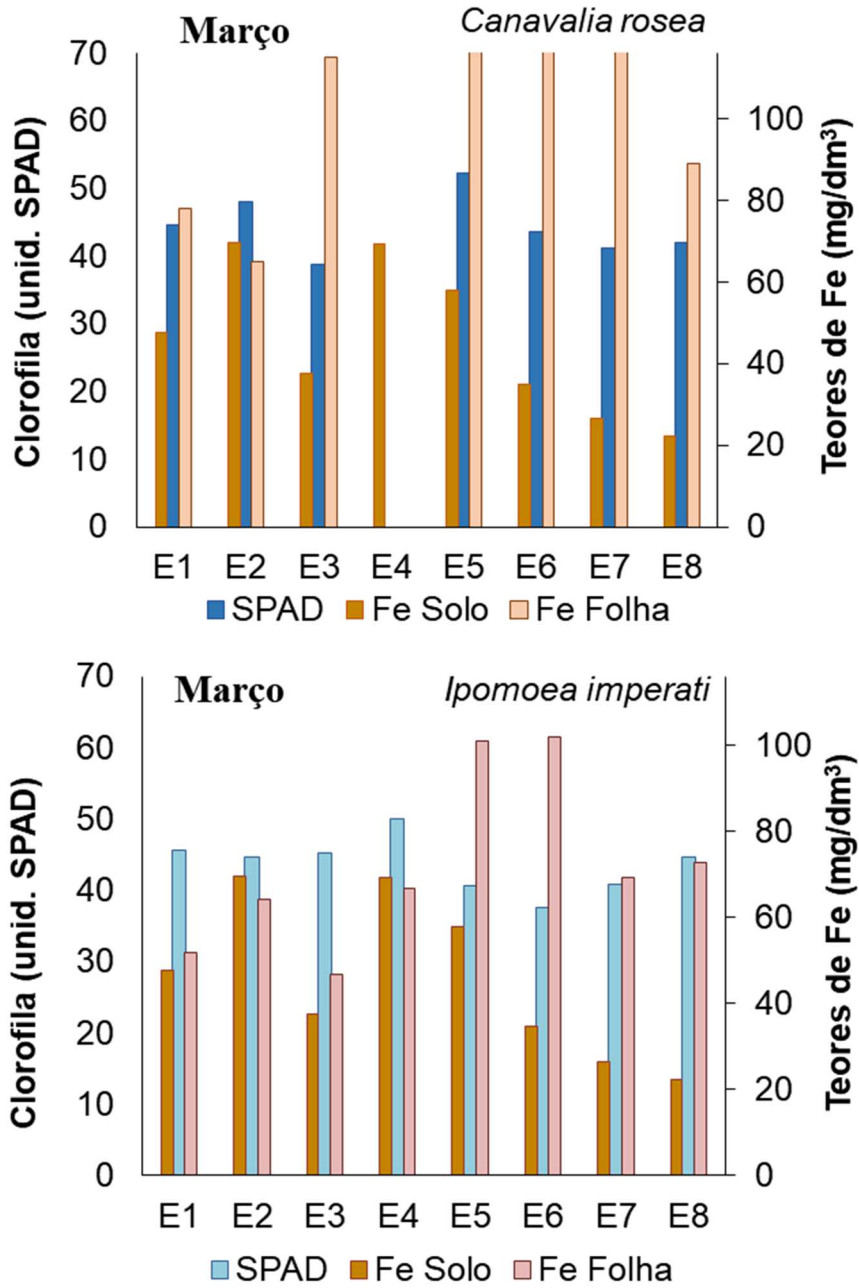
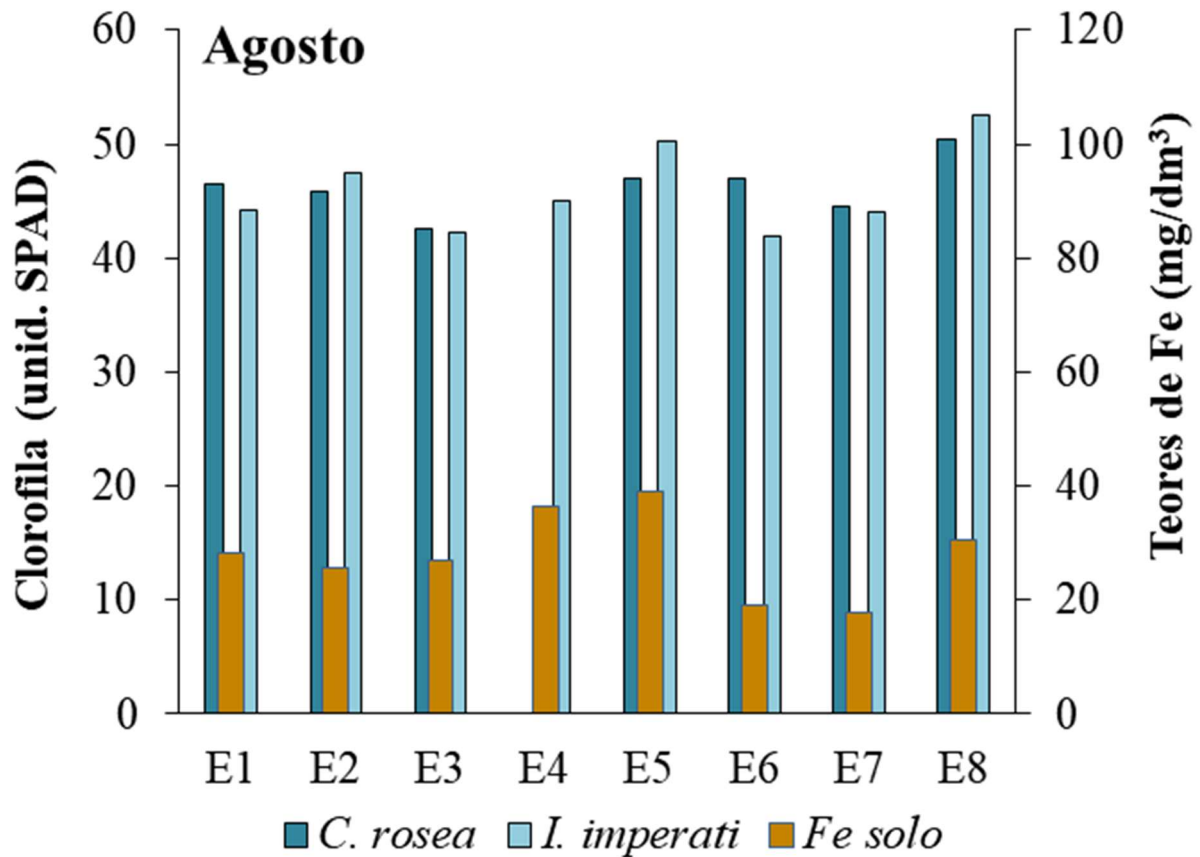


Figura 41: Relação ferro no solo e índice de clorofila nas duas espécies da herbácea (*Ipomoea imperati* e *Canavalia rosea*), no mês de Agosto/2019.



Os resultados encontrados nestas avaliações corroboram os encontrados por Jucosi et al (2016), que observou uma redução significativa nos teores de clorofila, em um estudo que avaliou os efeitos do Fe sobre o crescimento da *Eugenia uniflora* L. Contudo, outro comportamento foi relatado por Souza Junior (2018) que observou aumento no teor de clorofila aos 50 DAT, nos indivíduos de *Jatropha curvas* L., avaliadas sobre diferentes concentrações da lama do Rio Doce.

Estes resultados tornam evidente o padrão diferenciado de cada espécie da vegetação de restinga, ressaltando a necessidade de mais estudos da fisiologia dessas espécies nativas com características particulares. Durante o período chuvoso registrou-se a ocorrência de clorose em diversas plantas (Figura 42).

Figura 42: Ocorrência de clorose na estação chuvosa em folhas de espécies da Restinga na em Cacimbas (E6), estação amostral anterior à desembocadura do Rio Doce (Anexo 5 – Restinga, PMBA).



Estes resultados sugerem estudos em cultivo protegido, como uma excelente alternativa para ampliar o entendimento da especificidade de cada espécie nativa das relações dos teores de Fe e Mn no solo e na planta e a biossíntese dos pigmentos fotossintéticos

3.3.3 Fluorescência da clorofila a

A técnica de fluorescência transiente da clorofila *a*, permite através de parâmetros funcionais fotossintéticos, monitorar mudanças na “vitalidade” da planta (STRASSER e STRASSER, 1995). Inúmeras pesquisas demonstraram o uso da fluorescência transiente da clorofila *a* na detecção de alterações na etapa fotoquímica da fotossíntese decorrentes de fatores de estresse provocados por contaminantes ambientais (LI e ZHANG, 2015; SALDUCCI et al., 2019).

Para avaliar a cinética da fluorescência transiente da clorofila *a* os dados básicos da fluorescência foram normalizados, e apresentados como fluorescência variável relativa (V_t). Segundo Lichtenthaler

et al. (1998) os dados assim obtidos possibilitam verificar de forma mais nítida o efeito do estresse aplicado. As curvas apresentaram um comportamento ascendente polifásico, típico para a maioria das espécies estudadas (Figura 43 a Figura 51) e representam o detalhamento das reações da cadeia transportadora de elétrons.

Assim como para os teores de clorofila, foram considerados dois períodos, chuvoso (Janeiro a Maio) e o período seco (Junho a Setembro). No período chuvoso, principalmente no mês de Janeiro, várias espécies mostraram um padrão diferente em suas curvas ao longo das estações e entre si. Tais alterações podem estar diretamente relacionadas com a grande vazão de água que ocorrida neste mês, movimentando os sedimentos contaminados que continham excesso de metais, tais como: Mn, Fe, Zn, Cu ao longo da calha até a Foz do Rio Doce e posteriormente pela região costeira.

As variações indicam importantes alterações, principalmente entre as fases O-I, conforme apontam as setas nas figuras. Essa fase quando afetada, indica ineficiência na transferência dos elétrons do PSII (Fotossistema II) até a plastoquinona A (Q_A). Durante o mês de março as alterações foram principalmente na Estação 4 (Barra Nova) e 5 (Pontal do Ipiranga), cujos resultados da análise de solo mostraram alta concentração de Fe, principalmente nas fisionomias arbustiva e arbórea.

Freitas (2018) avaliando diferentes cultivares da mangueira cultivadas sob substrato contendo diferentes porcentagens de lama do Rio Doce observou que as cultivares exibiram queda na atividade fotoquímica, o que significa dizer que as reações de oxirredução de Q_A^- nas etapas iniciais foram comprometidas pelos resíduos de minério. Tais resultados corroboraram com os encontrados aqui, na qual as primeiras fases das curvas também foram afetadas, sendo forte indício dos rejeitos de minério.

Zurek et al. (2014), avaliando os efeitos dos metais (elementos traços) em gramíneas perenes, observou que quase todos os parâmetros de indução da fluorescência da clorofila a foram afetados pela concentração de metais, em espécies de vegetais diferentes. Ainda discute em seu trabalho, que a deformação da curva depende do nível de tolerância da planta e do tempo de exposição ao estresse.

De acordo com Kalaji et al. (2018) as curvas de fluorescência podem exibir comportamentos diferenciados para cada tipo de estresse a que as plantas estão sendo submetidas, tais como: desvios entre os pontos de cada fase da curva, sua inclinação e inflexão, dentre outras diferenças.

É notório que as alterações nas curvas foram menores no período de seca, ocasião em que os teores de elementos traços como: Fe, Mn, Cu e Pb, presentes no solo, foram bem menores, dos que foram encontrados no período chuvoso.

Por outro lado, nos meses de Junho (Figura 48) e Julho (Figura 49), as alterações nas curvas OJIP foram mais fortemente afetadas nas espécies arbóreas, uma vez que alterações na amplitude das curvas no ponto J podem ser observadas em *Protium heptaphyllum* e *Manilkara salzmannii*, e sugere uma limitação de transferência de elétrons além de Q_A (GAO et al., 2018; TÓTH et al., 2007), e consequente comprometimento do processo fotossintético.

Figura 43: Fluorescência variável da clorofila a (Vt) em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Janeiro/2019.

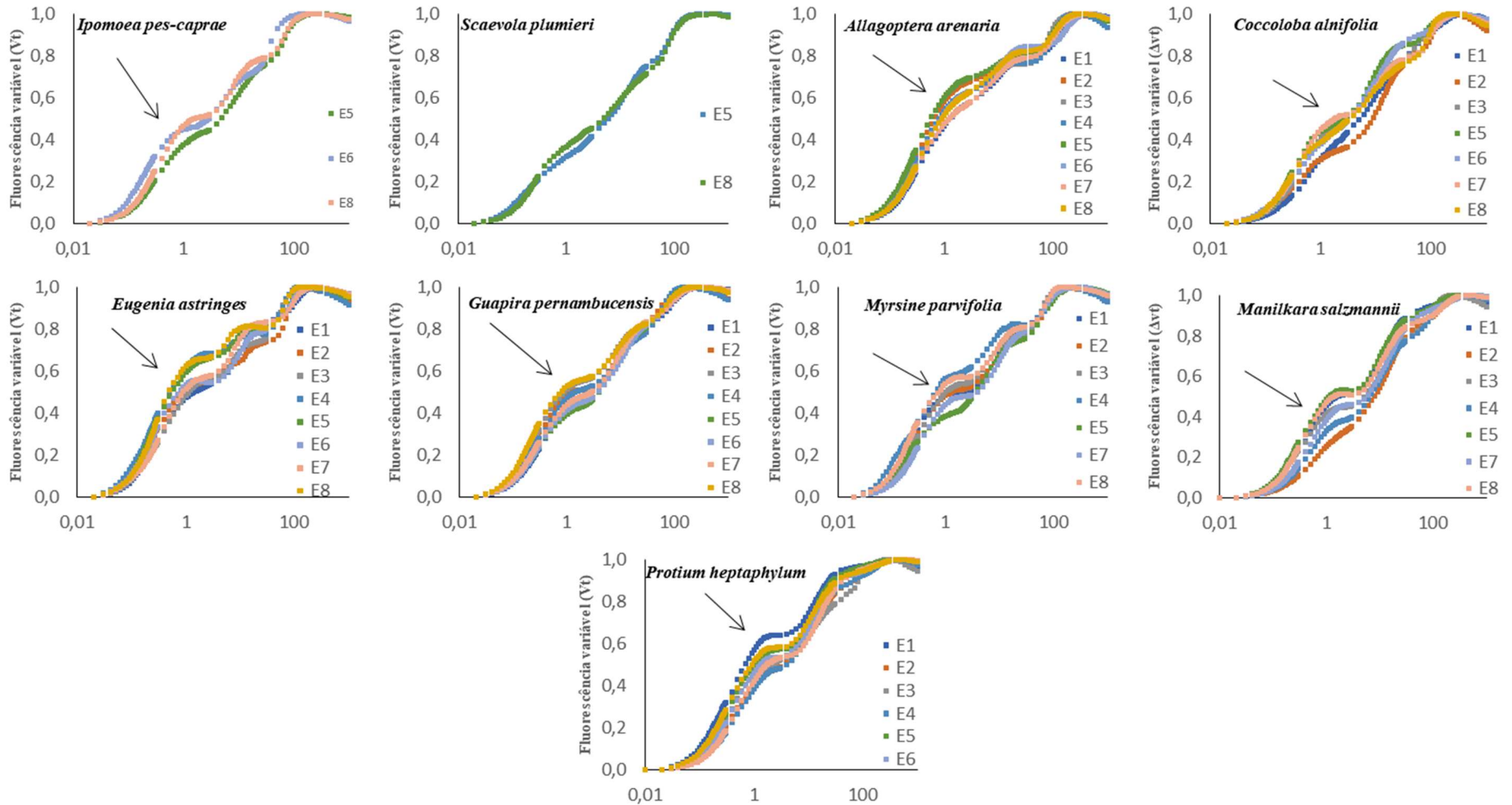


Figura 44: Fluorescência variável da clorofila *a* em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Fevereiro/2019.

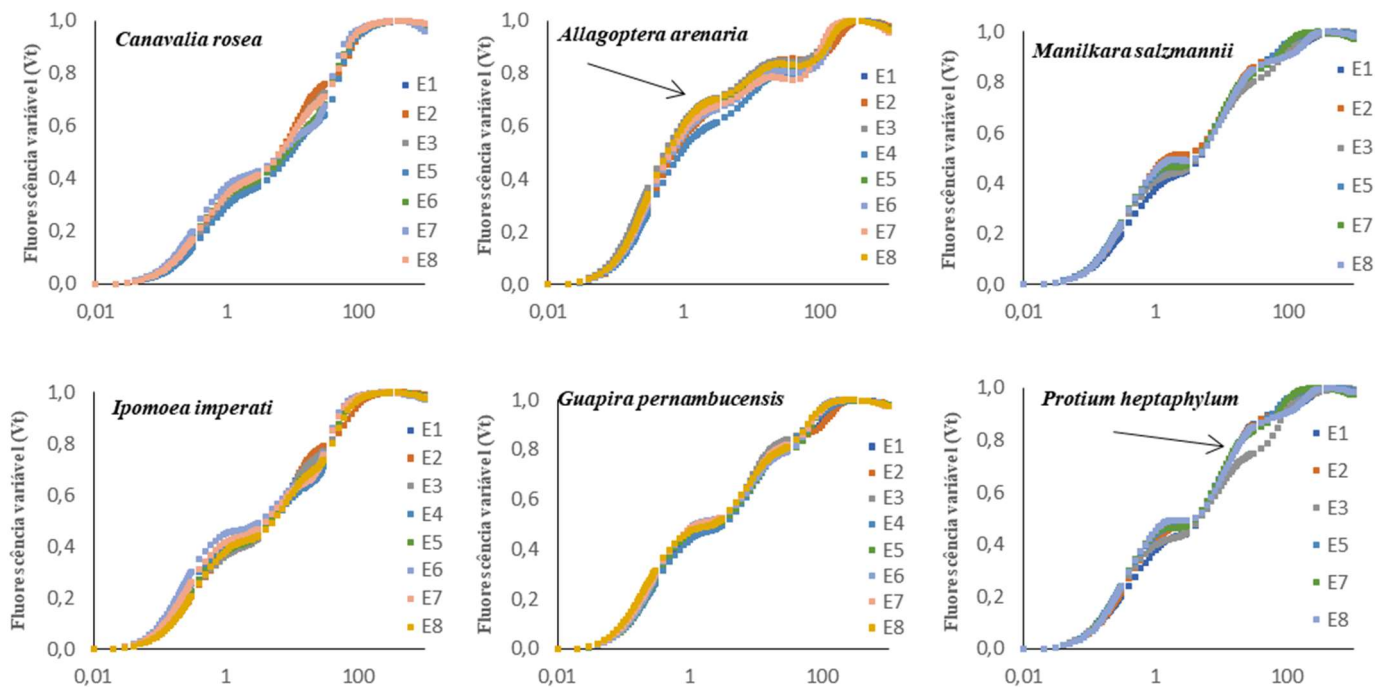


Figura 45: Fluorescência variável da clorofila *a* em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Março/2019.

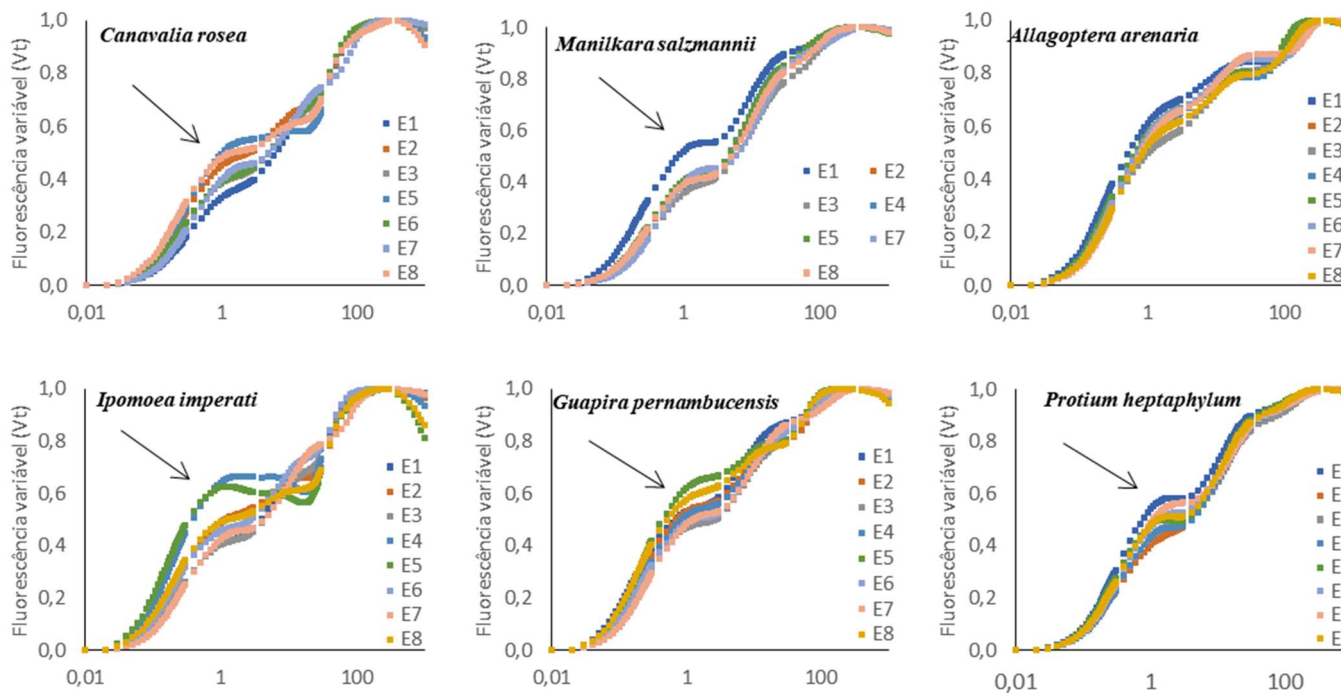


Figura 46: Fluorescência variável da clorofila *a* em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Abril/2019.

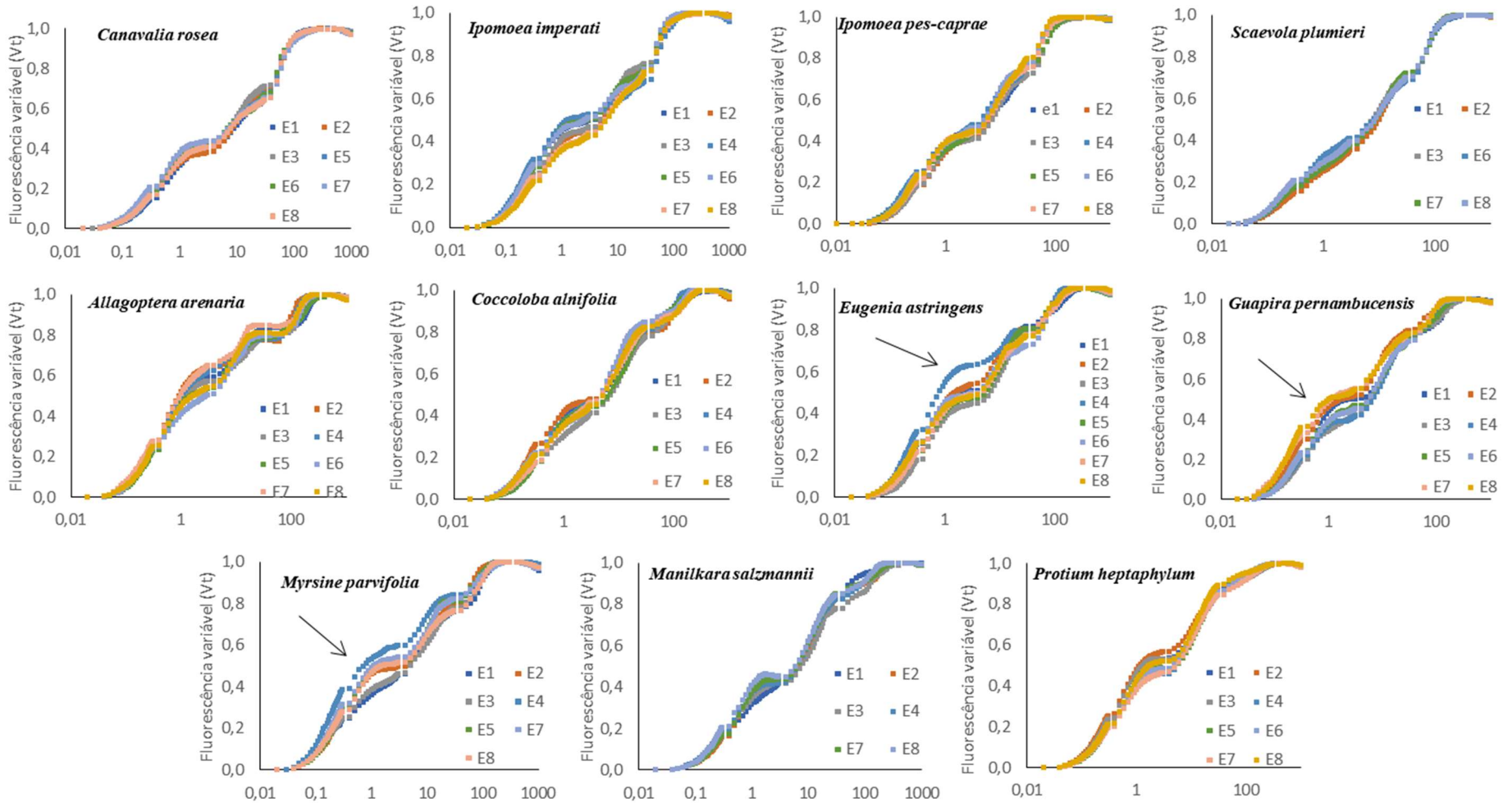


Figura 47: Fluorescência variável da clorofila *a* em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Maio/2019.

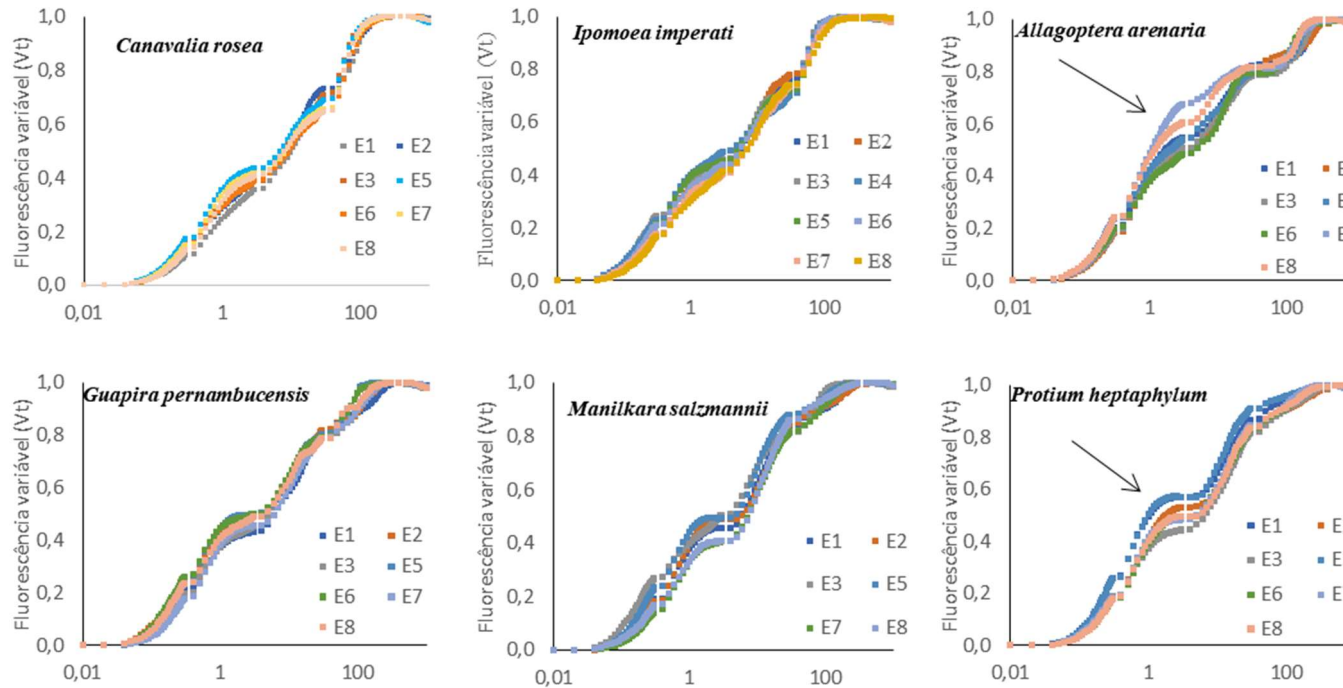


Figura 48: Fluorescência variável da clorofila *a* em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Junho/2019.

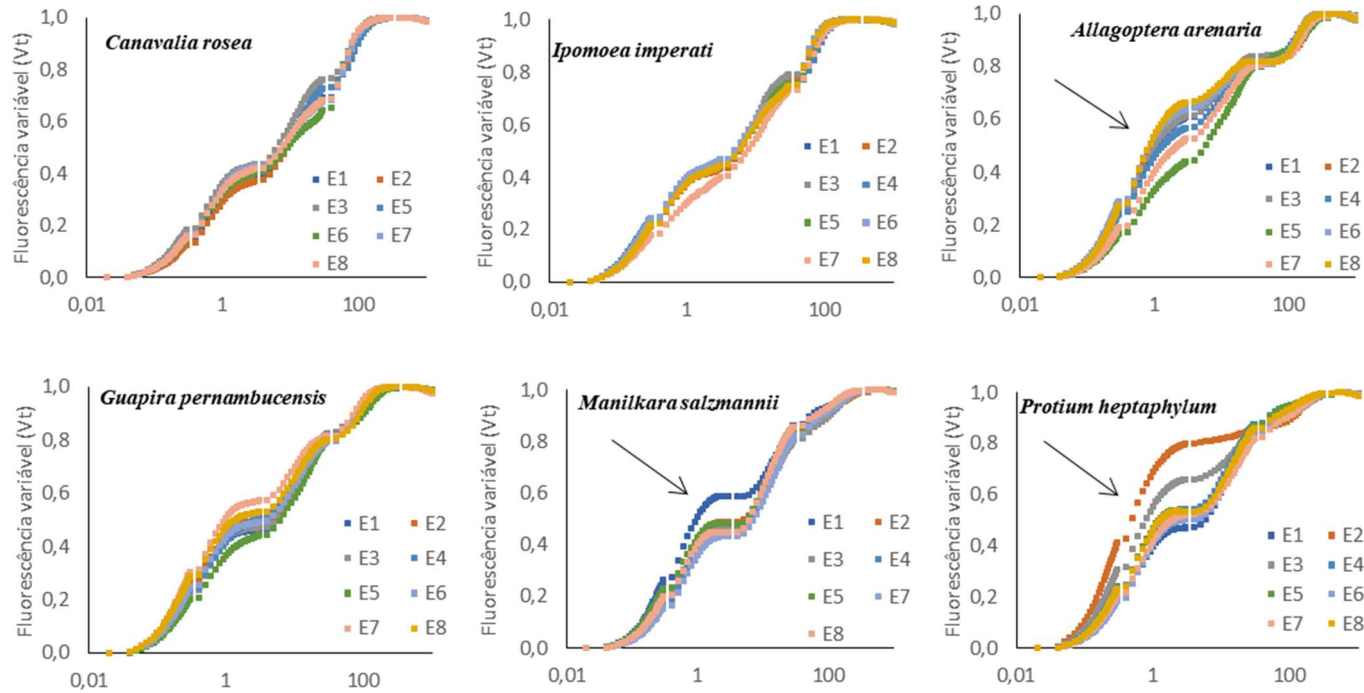


Figura 49: Fluorescência variável da clorofila a em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Julho/2019.

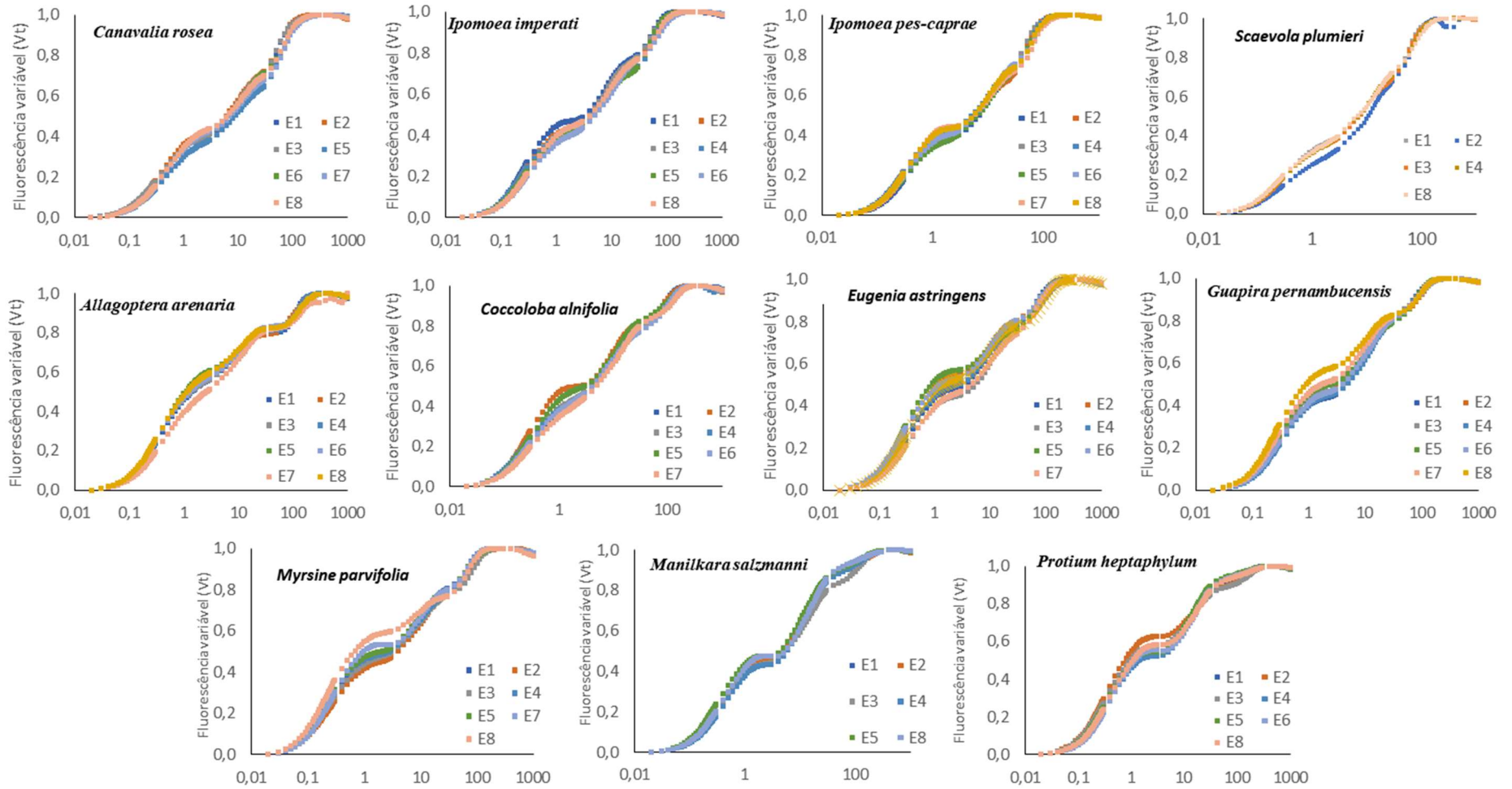


Figura 50: Fluorescência variável da clorofila *a* em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Agosto/2019.

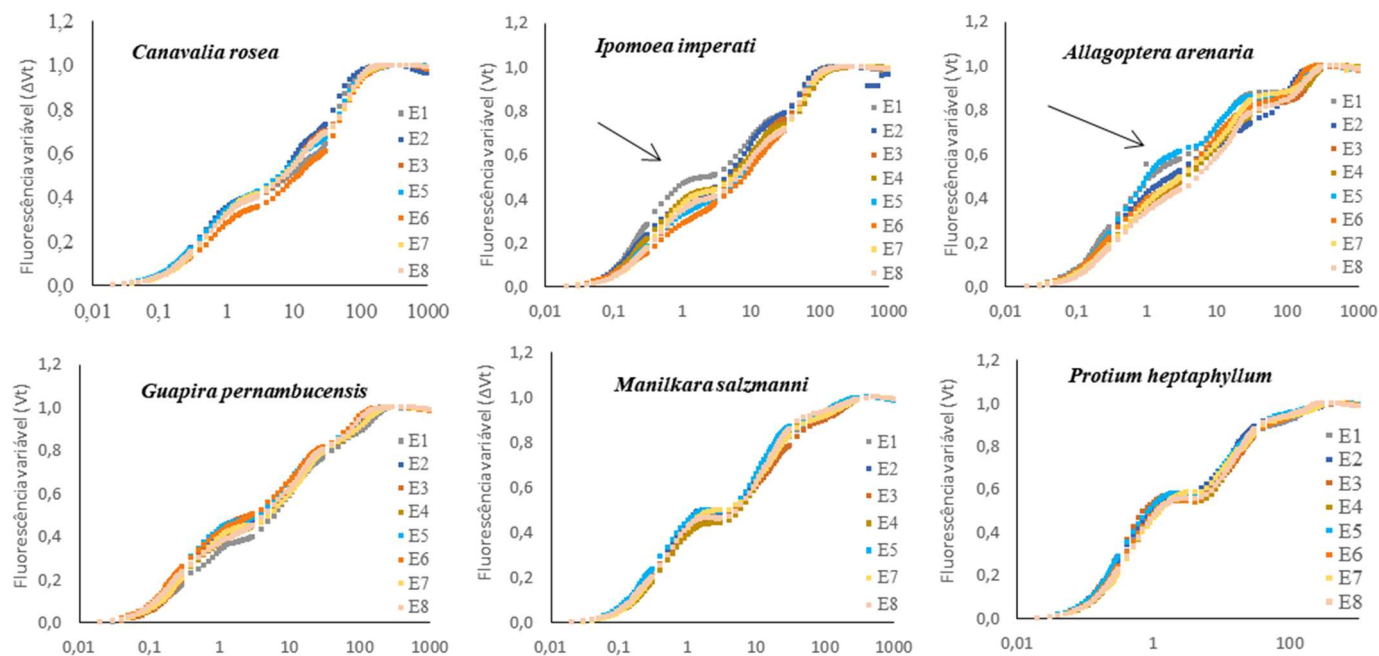
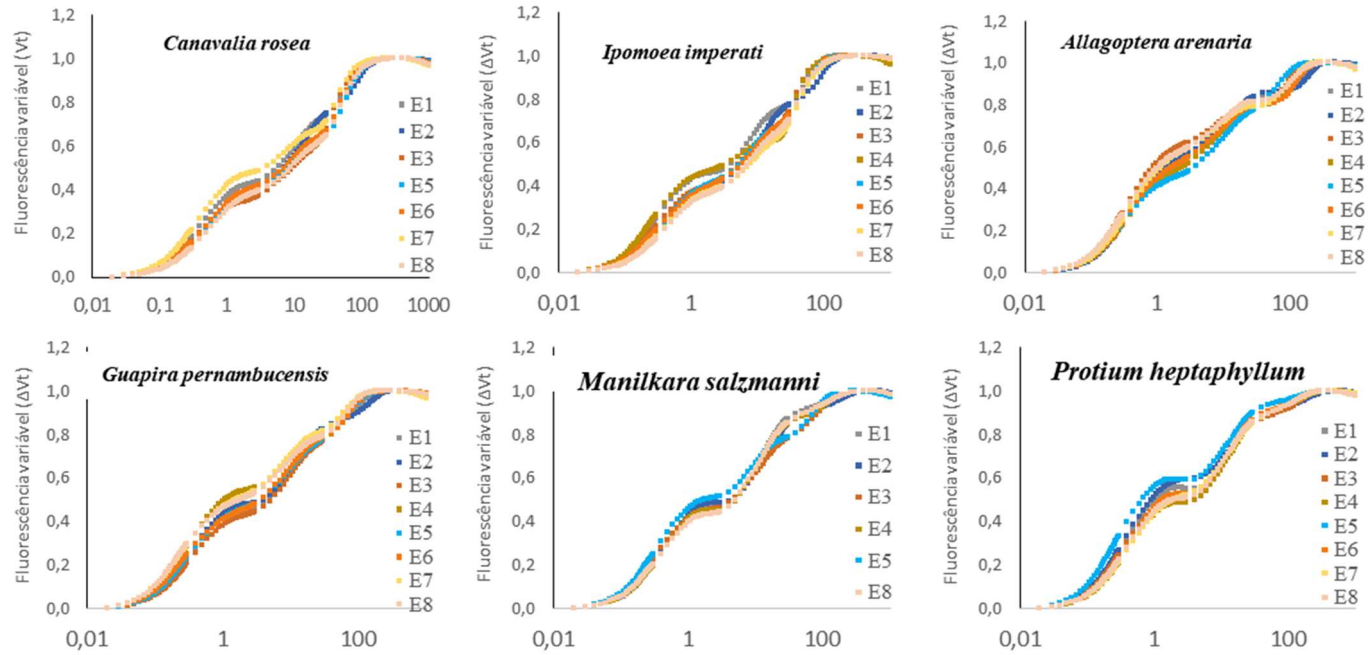


Figura 51: Fluorescência variável da clorofila *a* em folhas de espécies selecionadas das três formações da Restinga: herbácea, arbustiva e arbórea, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, avaliadas no mês de Setembro/2019.



O teste JIP é um procedimento matemático baseado nas curvas O-J-I-P obtidas pela fluorescência transiente da clorofila *a* e foi desenvolvido para revelar informações de cada etapa do processo fotossintético. Este teste é hoje usado em todo o mundo, tanto em plantas nativas *in situ* como *ex situ*, como uma ferramenta para rastrear o desempenho fotoquímico das plantas em qualquer biótopo (TSIMILLI-MICHAEL e STRASSER, 2000).

No presente estudo, sete parâmetros do Teste JIP foram selecionados através de uma análise multivariada, por serem muito usados como indicadores pelos pesquisadores da área de fotossíntese e estresses abióticos (STRASSER, 1997, STRASSER et al., 2010, SANTOS et al., 2019) bem como por terem apresentado alta correlação/significância quando analisados em conjunto (Figura 52 a Figura 66).

Entre os meses chuvosos na E6 encontrou-se altas concentrações de B e Cu no solo, o que pode ter provocado a redução de PI_{Total} em *Coccoloba alnifolia*. *Eugenia uniflora* apresentou concentrações elevadas de Mn foliares na E4, o que coincidiu um aumento de F_v/F_m . *Myrsine guianensis* também apresentou valores baixos de PI_{abs} nas E4, E5 e E8. A eficiência com que um elétron pode ser movido do intersistema de aceptores de elétrons reduzidos para o acceptor final de elétrons do FSI (δRo) foi maior na fisionomia arbustiva da E4 (Figura 54), e em *E. astringens* e *M. parvifolia* resultando em uma baixa eficiência da capacidade de oxido redução do Fotossistema II (PI_{abs}).

Ipomoea imperati apresentou, no período chuvoso na E6, alto teor de Fe nas folhas e baixo o PI_{abs} e PI_{Total} . *Canavalia rosea* também teve redução do PI_{Total} nas estações próximas a foz (E5, E6 e E7) ao longo do período analisado coincidindo com as altas concentrações de Fe na folha. *Ipomoea pes-caprae* teve maiores teores de Boro no período seco e queda do PI_{Total} na E6 (Figura 53, Figura 56, Figura 57, Figura 58, Figura 64 e Figura 66). De acordo com Inbaraj (2011) plantas submetidas ao excesso de B tem redução na fluorescência variável máxima (F_v), podem sofrer fotorredução além de alterações dos polipeptídeos extrínsecos do FSII. Ainda mostra que folhas deficientes de B são menos fotoinibidas que folhas com excesso de B.

Aumento no número de ciclos de centros de reação ativos para a redução completa do “pool” de plastoquinona (N) como observados em março em E5 nas plantas herbáceas pode estar relacionado a uma redução do número de centros de reação ativos (PAUNOV et al., 2018)) nestas espécies em reposta às altas temperaturas do período, uma vez que a planta procura aumentar a taxa fotossintética para superar esses efeitos adversos (LIU e HUANG, 2008).

Em fevereiro, as plantas da formação herbácea apresentaram os menores valores de dissipação de energia (DI_0/CS_0), associado a maiores valores de PI_{abs} e índice de desempenho total da cadeia de transporte de elétrons (PI_{Total}), quando comparadas às espécies de arbustivas e arbóreas (Figura 55). Ao avaliar *S. plumieri* em Guriri (próximo a E2) em fevereiro de 2009, Martins (2009) observou aumento na quantidade de aceptores de elétrons e nas taxas de absorção de energia e redução da dissipação após um período de chuvas. Zani (2017) avaliando o efeito de temperatura e chuva em espécies de *A.*

arenaria observou maiores valores de absorção, transporte e dissipação de energia nas plantas submetidas a maiores temperaturas e chuva.

Foi observado também que no período chuvoso as plantas arbóreas tiveram reduções no PI_{ABS} e no PI_{Total} em E1 e E5 (Figura 55, Figura 57 e Figura 60). O PI_{Total} indica a conservação de energia dos fótons absorvidos pelo FSII para a redução dos receptores finais do FSI, representando informações de toda a cadeia transportadora de elétrons (STRASSER, 2010). *Manilkara salzmannii* e *Protium heptaphyllum* apresentaram alto valor de PI_{Total} próximo da foz (*M. salzmannii* em E7 e *P. heptaphyllum* em E4, E6 e E7) também no período seco (Figura 55, Figura 56, Figura 57, Figura 60, Figura 61, Figura 62, Figura 65, Figura 66). Em *M. salzmannii* as altas concentrações de Cu na folha possivelmente reduziram os teores de Ca, Mg, K e S nas estações de Guriri. Já para *P. heptaphyllum* o maior V_j nas espécies das estações de Guriri e E5, coincidindo com as altas concentrações de Fe e Mn (Figura 60, Figura 61, Figura 62, Figura 63, Figura 64). De acordo com Živčák (2008), V_j representa a fluorescência inicial relativa aos 2 ms.

Em maio um claro padrão pode ser observado entre as estações amostrais em que maiores valores de Dl_0/CS_0 e N podem ser observados nas estações mais afastadas da Foz (E1, E2 e E3), principalmente nas plantas da formação arbustiva e arbórea (Figura 61). A dissipação representa a perda da energia absorvida na forma de calor, fluorescência e transferência de energia a outros sistemas (STRASSER, 2000). Segundo Freitas (2018) os parâmetros avaliados pelo Teste JIP são capazes de demonstrar os danos fotoinibitórios causados pelos resíduos de mineração oriundos da lama do Rio Doce. Galazzi (2011) mostrou que plantas de *Jatropha curcas* L. desenvolveram estratégias de adaptação e sobrevivência em diferentes ambientes. Plantas de região montanhosa apresentavam maiores teores de enzimas antioxidantes, enquanto plantas dessa mesma espécie cultivadas no litoral, onde o solo é pobre em nutrientes, possuíam maiores taxas de desempenho fotoquímico.

Foi observado que com o aumento da concentração de Mn houve diminuição de Ca nas folhas em *Guapira pernambucensis*, *Coccoloba alnifolia* e *Scaevola plumieri* próximo da foz (E7 e E8), sendo que a concentração de Ca no solo não variou entre as estações. Estes resultados confirmam a sugestão de Foy (1973) de que o acúmulo de Mn interfere na absorção de Ca pela planta.

A. arenaria e *G. pernambucensis* apresentaram redução do PI_{Total} e PI_{abs} , e aumento de Dl_0/CS_0 nas mesmas estações. De acordo com Li (2010), há uma redução desses parâmetros quando existe aumento da concentração de Mn.

Com exceção da E7 no mês de fevereiro, nos meses do período chuvoso *Allagoptera arenaria* apresentou maiores valores de F_v/F_m nas estações mais afastadas da foz. Isso se repetiu no período seco na E2. Próximo à foz (E7 e E8) observou-se maiores teores de B e Cu nas folhas, o que pode ter reduzido a eficiência de óxido-redução do FSII, F_v/F_m (Figura 52, Figura 54, Figura 57, Figura 59 e Figura 66) nas estações 7 e 8 registrou-se maiores concentrações de Cu e Mn no solo. Segundo Inbaraj (2011) o rendimento quântico máximo fotoquímico primário (F_v/F_m) diminui com o excesso de Boro.

Para *Guapira pernambucensis* observou-se que ao se aproximar da foz ocorreu aumento nas concentrações de Cu e Mn nas folhas no período chuvoso e redução de DI_0/CS_0 (em E5, E6 e E7) ao longo das avaliações (Figura 66). O solo no período seco apresentou índices duas vezes maiores de Mn na E7 do que no período seco quando comparado com as outras estações amostrais. Esse aumento provocou a queda de F_v/F_m e aumentou os teores de antocianina nas folhas.

Os resultados da fluorescência transiente da clorofila a no presente estudo embora tenham apresentado comportamentos variados indicam possíveis alterações provocadas pelo excesso de elementos traços provenientes da lama, e indicam alterações persistentes que podem apontar para possíveis estresses.

Figura 52: Variáveis da fluorescência da clorofila a, JIP-test: Centro de reação ativos do Fotossistema II à 2 ms (V_j); Número de ciclos/voltas de QA (N); Probabilidade que um elétron seja transportado de da plastoquinona reduzida (PQ) até o lado acceptor de do Fotossistema I (δP_o); Rendimento quântico máximo potencial do fotossistema II ($\phi_{P_o} = F_v/F_m$); Fluxo de dissipação por seção transversal (D_{tot}/CS_o); Eficiência de oxido-redução do Fotossistema II (PI_{abs}); Índice de desempenho total da cadeia de transporte de elétrons (PI_{total}); em espécies presentes na formação HERBÁCEA da Restinga, nas estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Janeiro/2019.

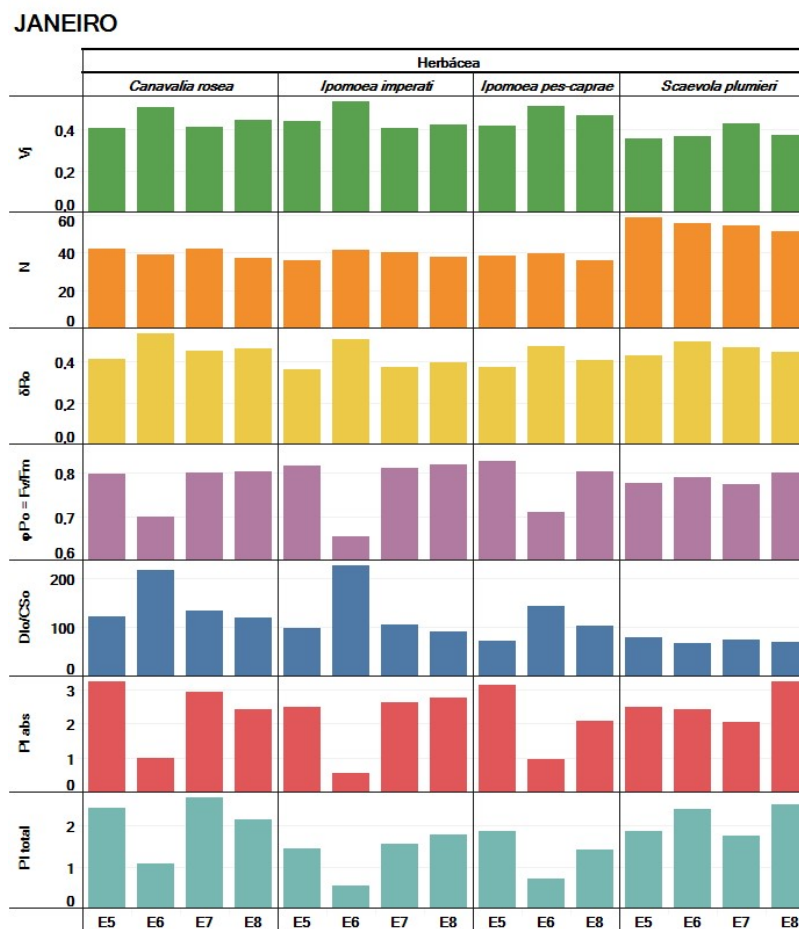


Figura 53: Variáveis da fluorescência da clorofila *a*, JIP-test em espécies presentes na formação ARBUSTIVA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Janeiro/2019.

JANEIRO

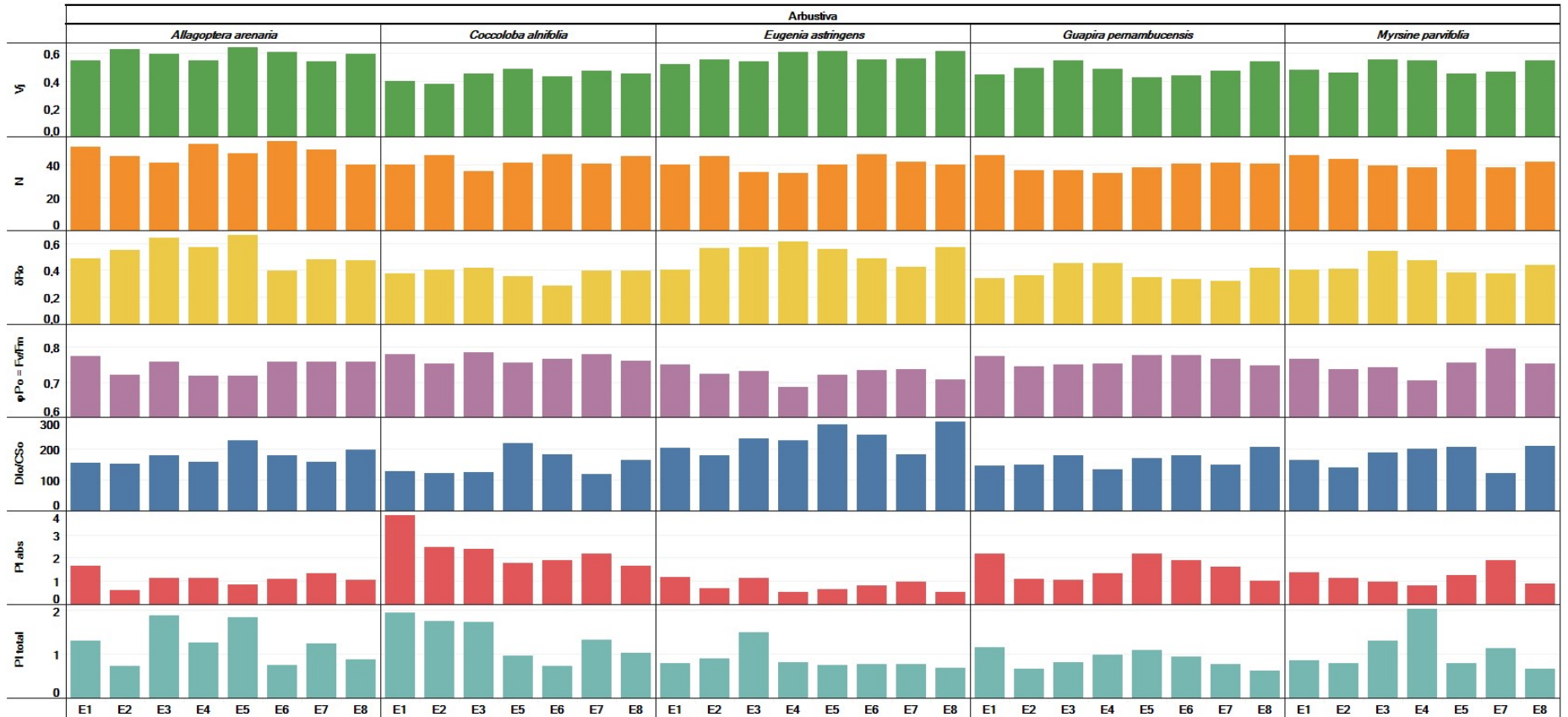


Figura 54: Variáveis da fluorescência da clorofila a, JIP-test em espécies presentes na formação ARBÓREA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Janeiro/2019.

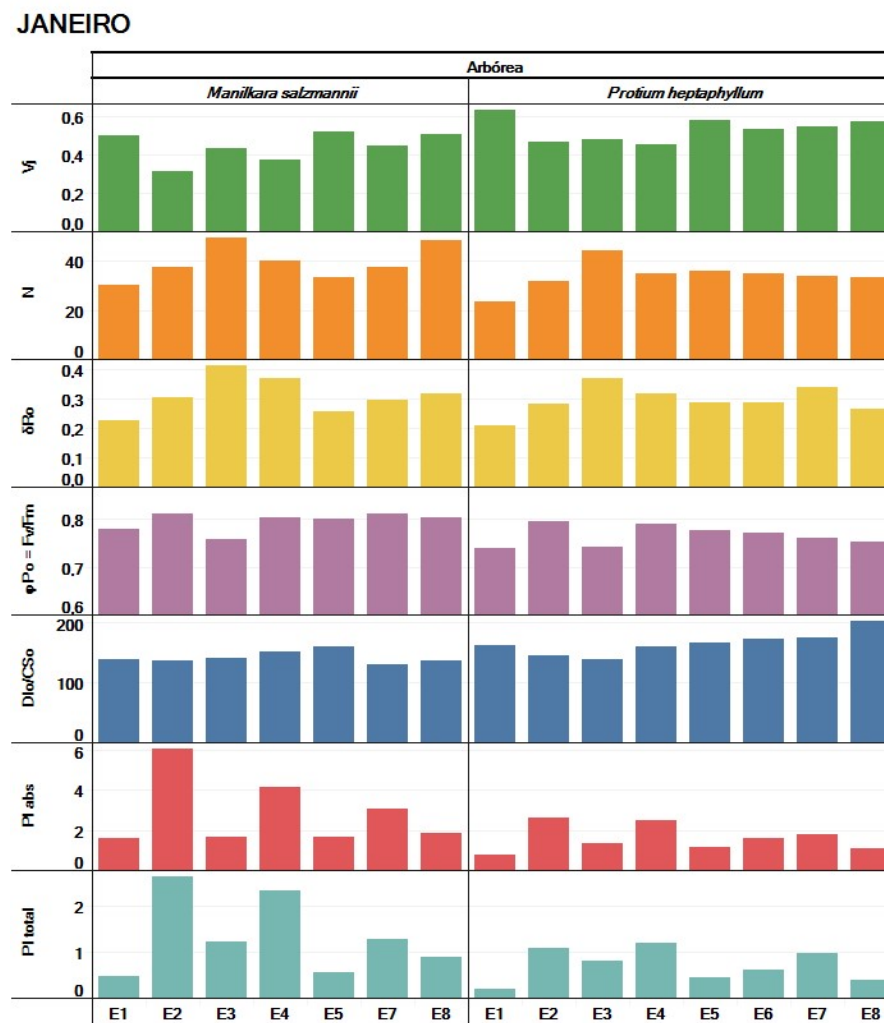


Figura 55: Variáveis da fluorescência da clorofila *a*, JIP-test em espécies presentes em três formações da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Fevereiro/2019.

FEVEREIRO

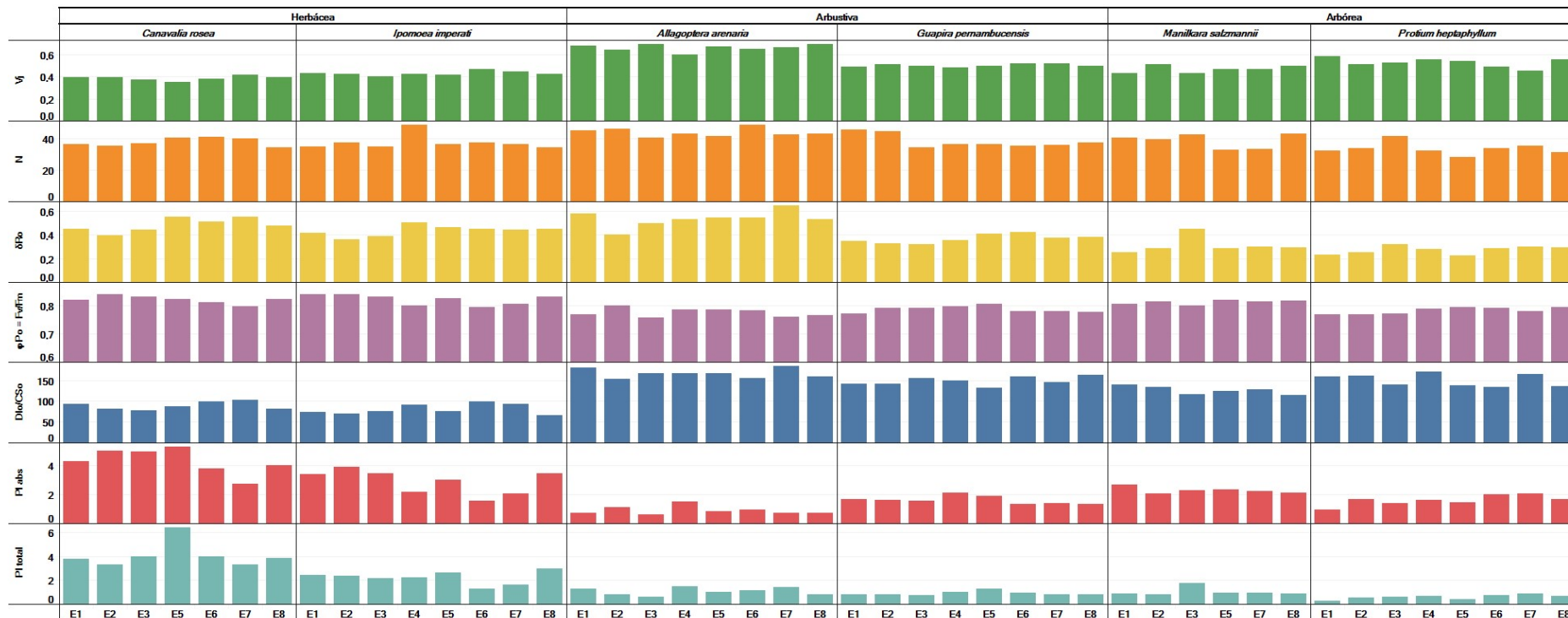


Figura 56: Variáveis da fluorescência da clorofila *a*, JIP-test em espécies presentes em três formações da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Março/2019.

MARÇO

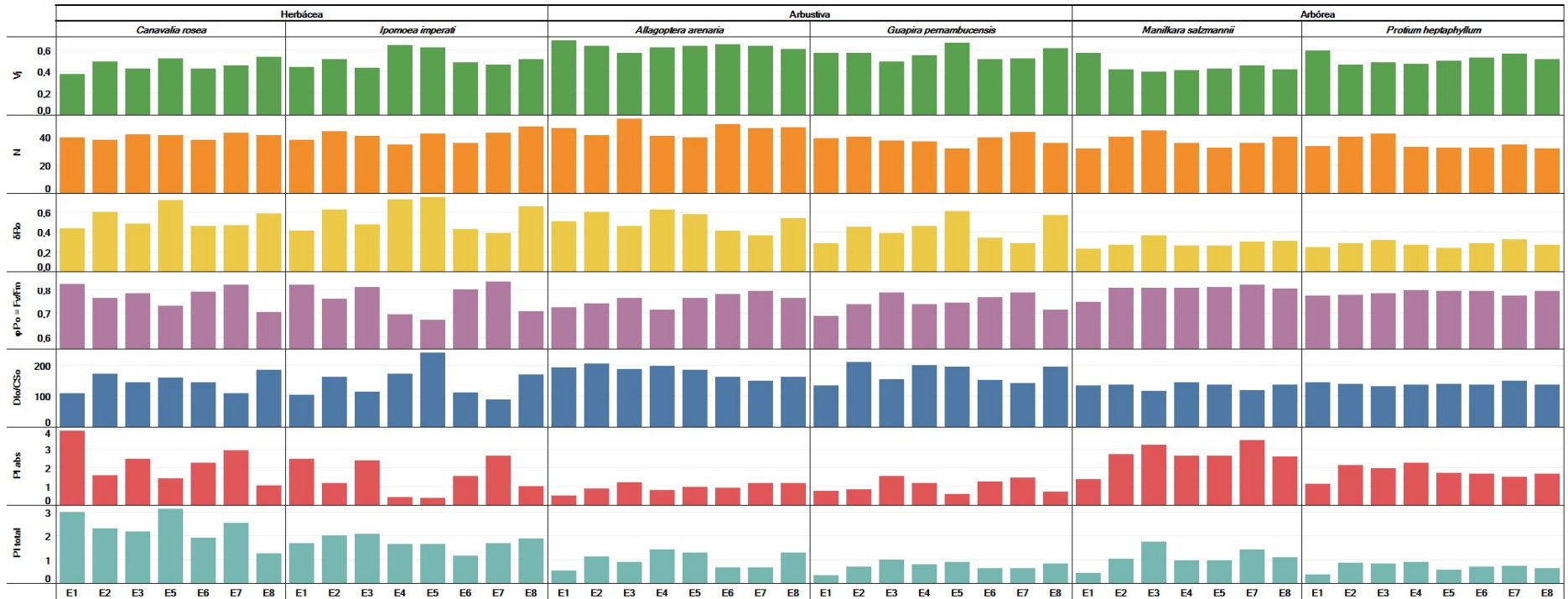


Figura 57: Variáveis da fluorescência da clorofila a, JIP-test em espécies presentes na formação HERBÁCEA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Abril/2019.

ABRIL

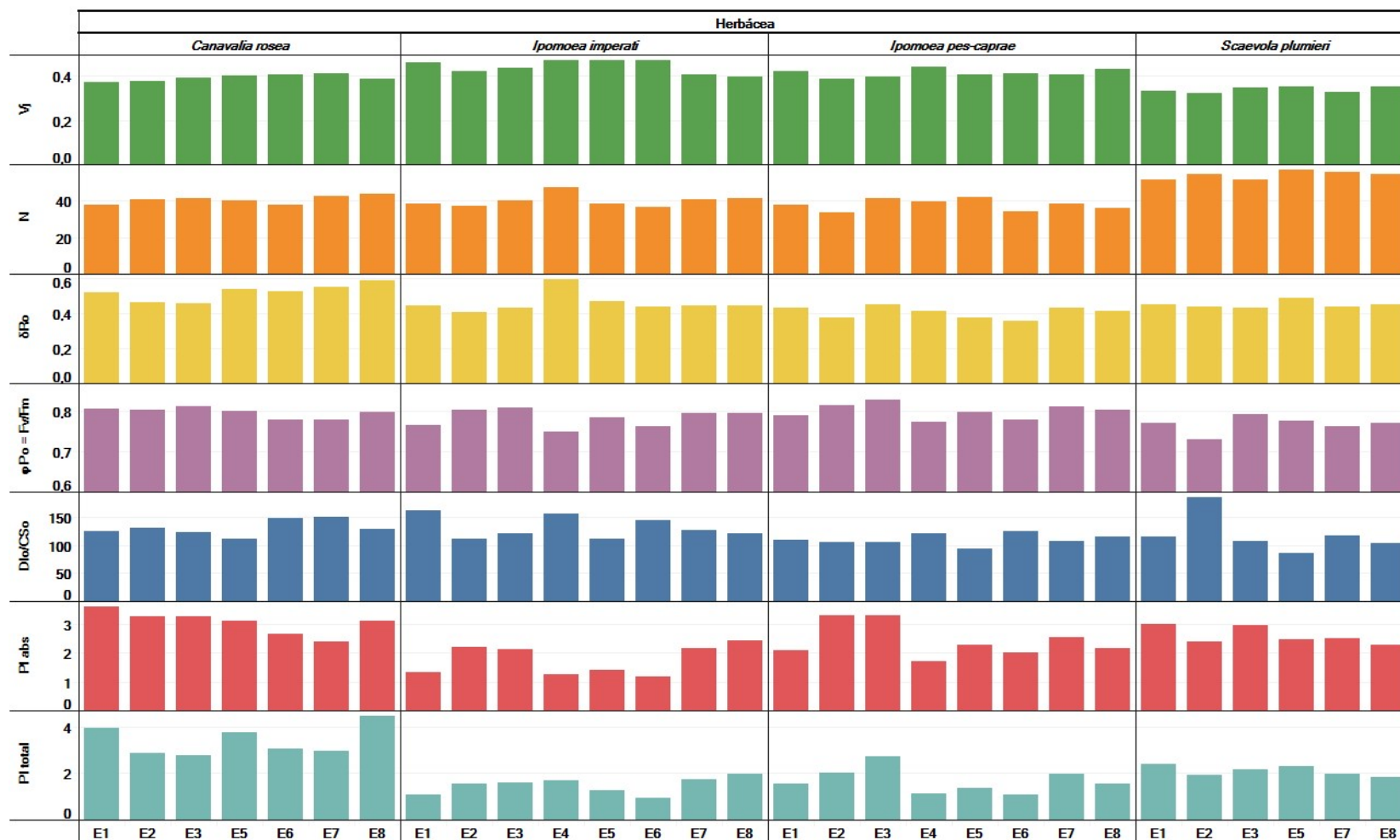


Figura 58: Variáveis da fluorescência da clorofila *a*, JIP-test em espécies presentes na formação ARBUSTIVA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Abril/2019.

ABRIL

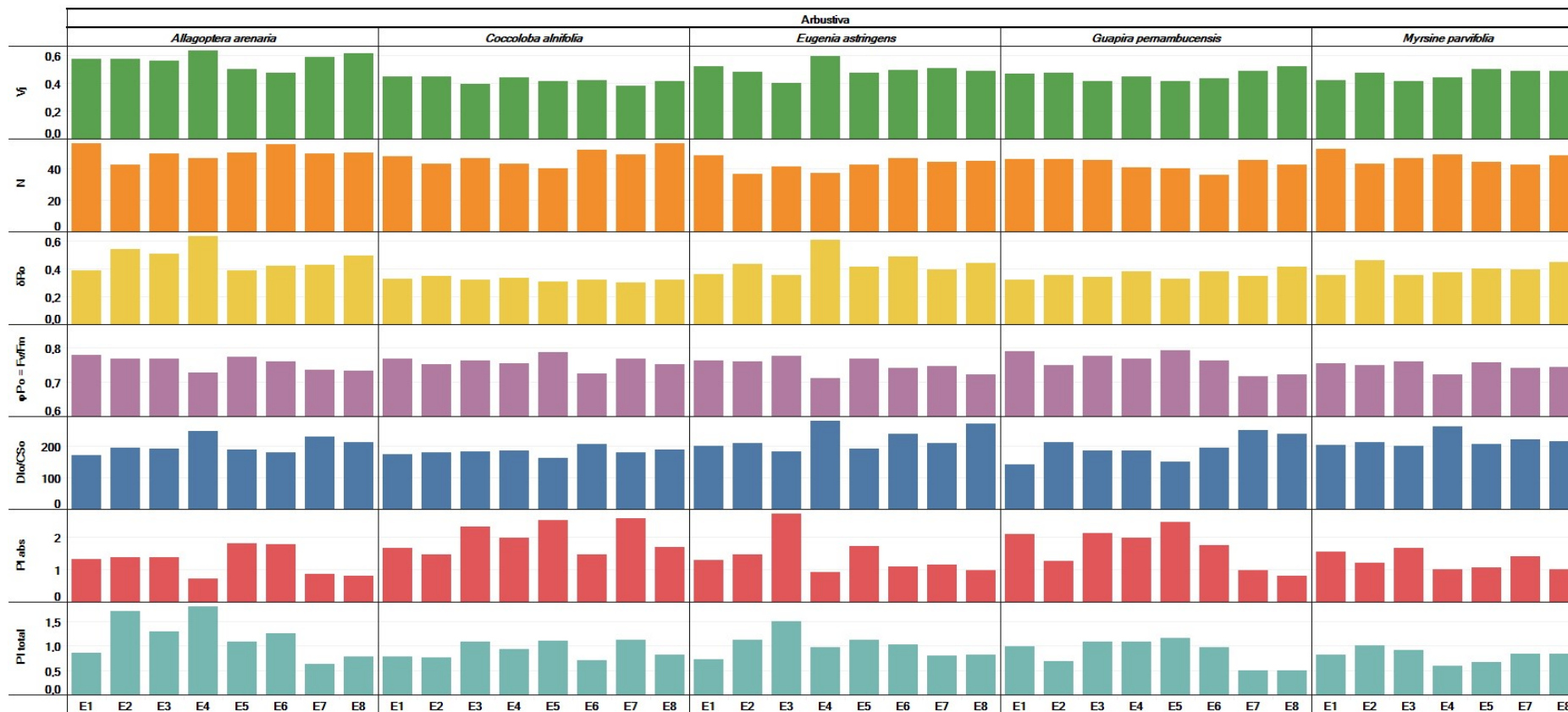


Figura 59: Variáveis da fluorescência da clorofila a, JIP-test em espécies presentes na formação ARBÓREA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Abril/2019.

ABRIL

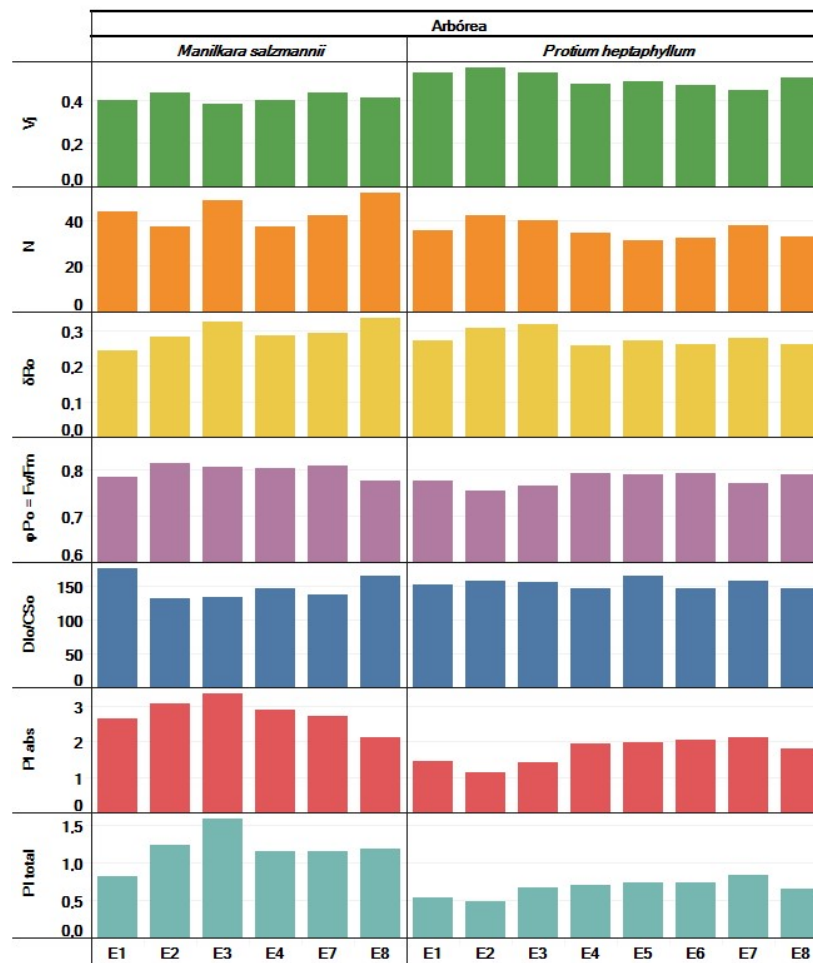


Figura 60: Variáveis da fluorescência da clorofila *a*, JIP-test em espécies presentes em três formações da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Maio/2019.

MAIO

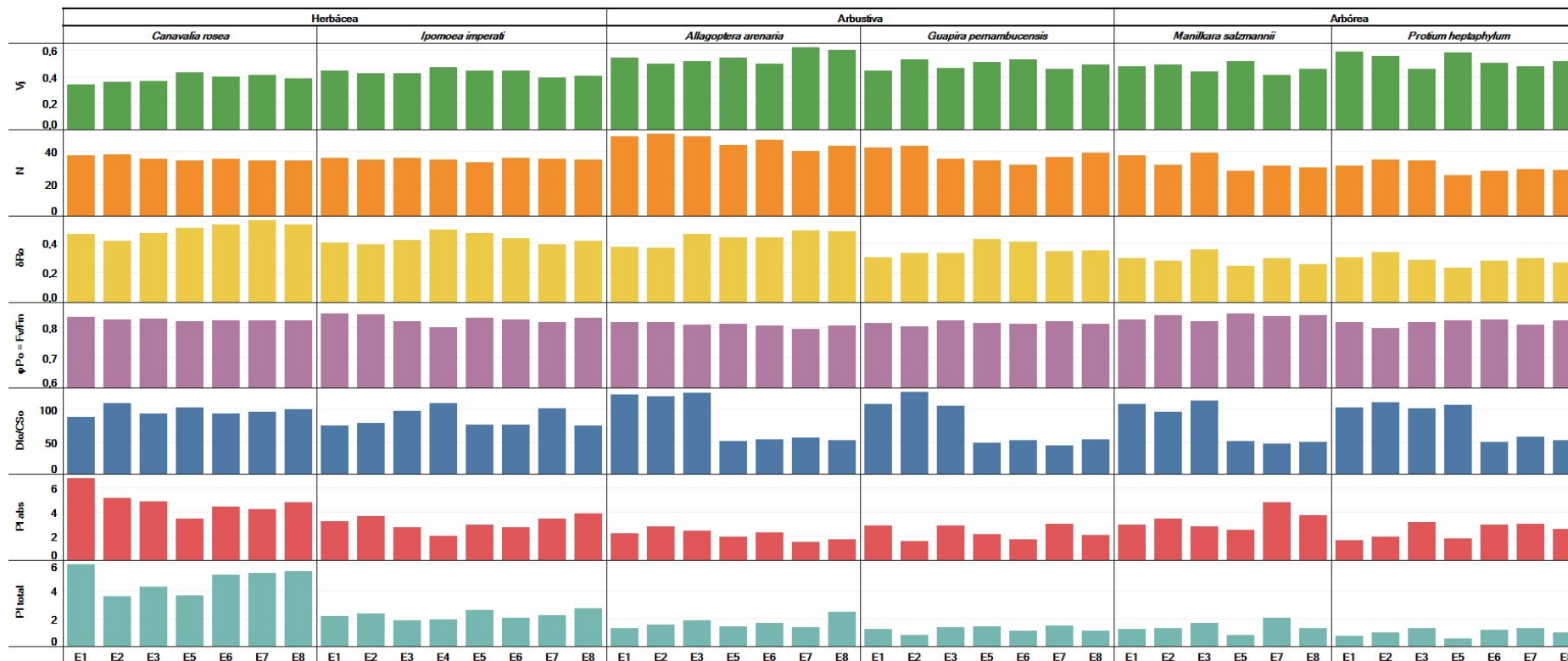


Figura 61: Variáveis da fluorescência da clorofila *a*, JIP-test em espécies presentes em três formações da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Junho/2019.

JUNHO

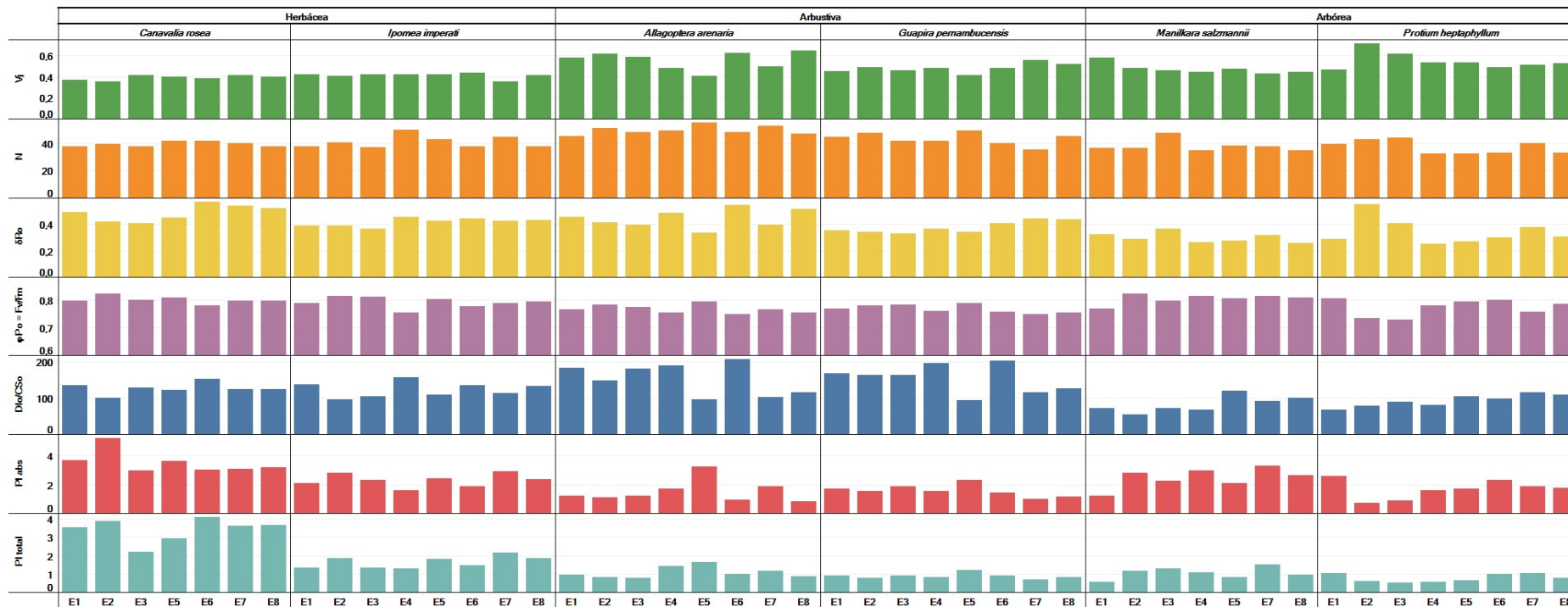


Figura 62: Variáveis da fluorescência da clorofila a, JIP-test em espécies presentes na formação HERBÁCEA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Julho/2019.

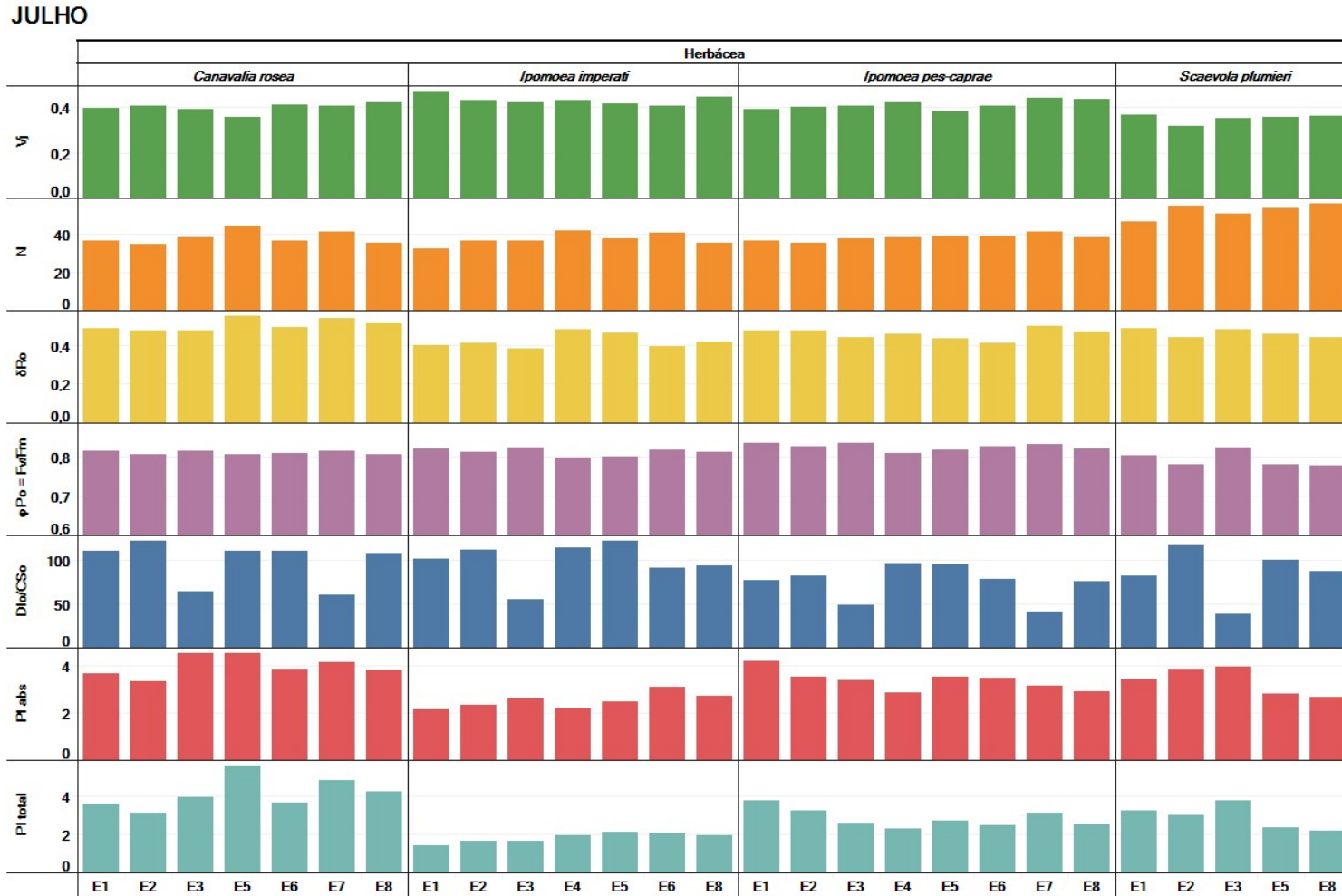


Figura 63: Variáveis da fluorescência da clorofila *a*, JIP-test em espécies presentes na formação ARBUSTIVA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Julho/2019.

JULHO

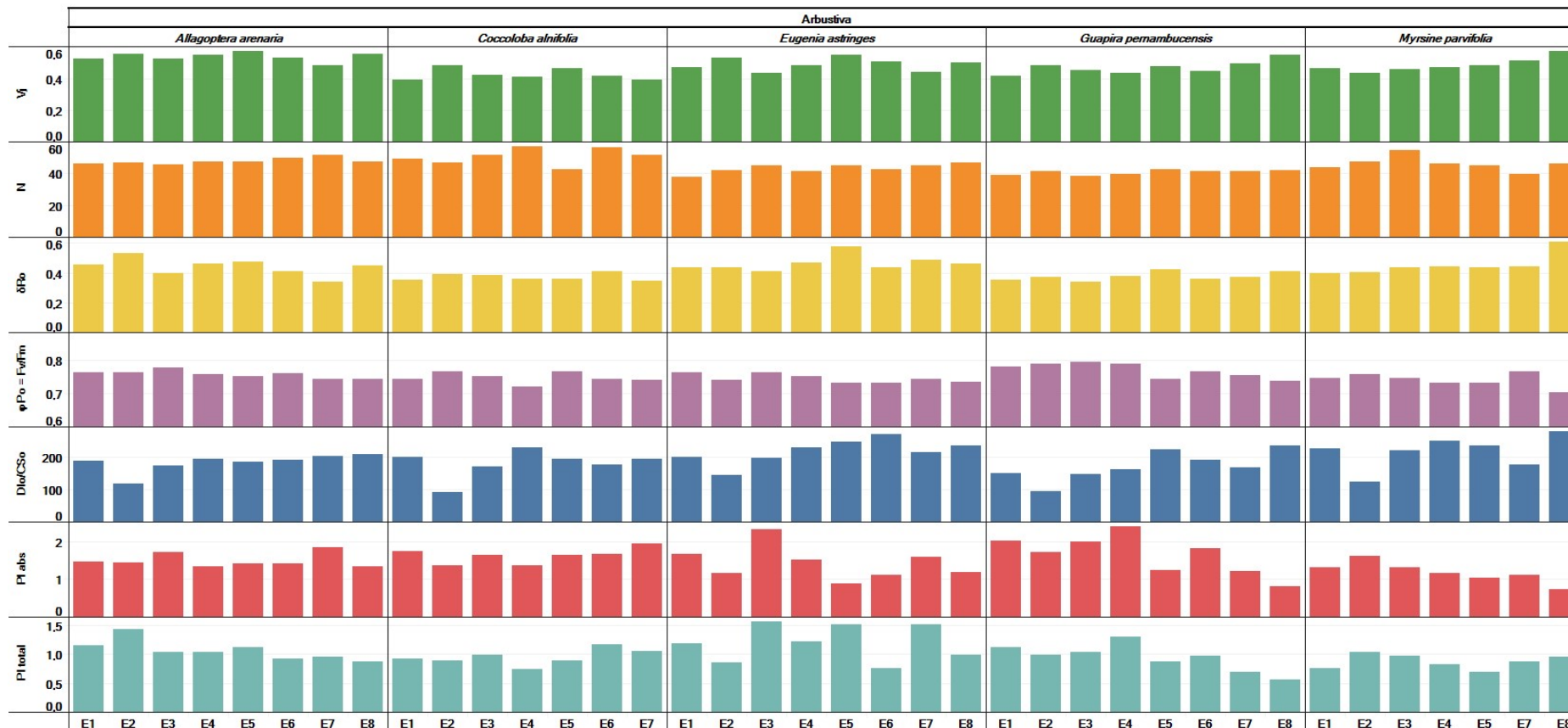


Figura 64: Variáveis da fluorescência da clorofila a, JIP-test em espécies presentes na formação ARBÓREA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Julho/2019.

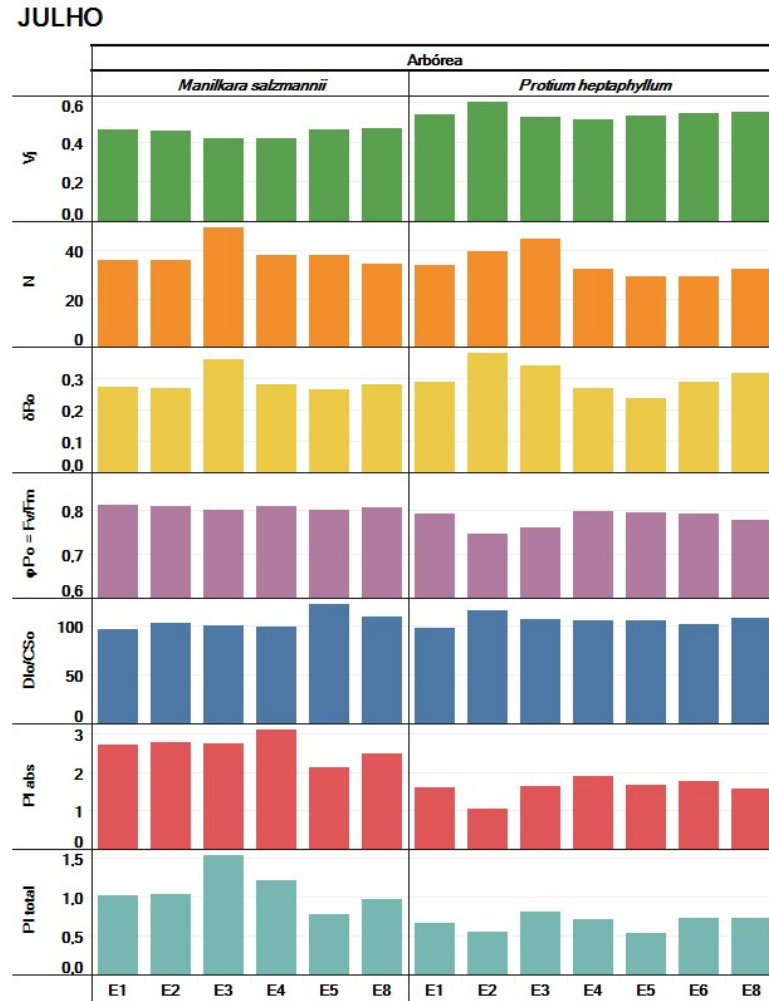


Figura 65: Variáveis da fluorescência da clorofila *a*, JIP-test em espécies presentes em três formações da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Agosto/2019.

AGOSTO

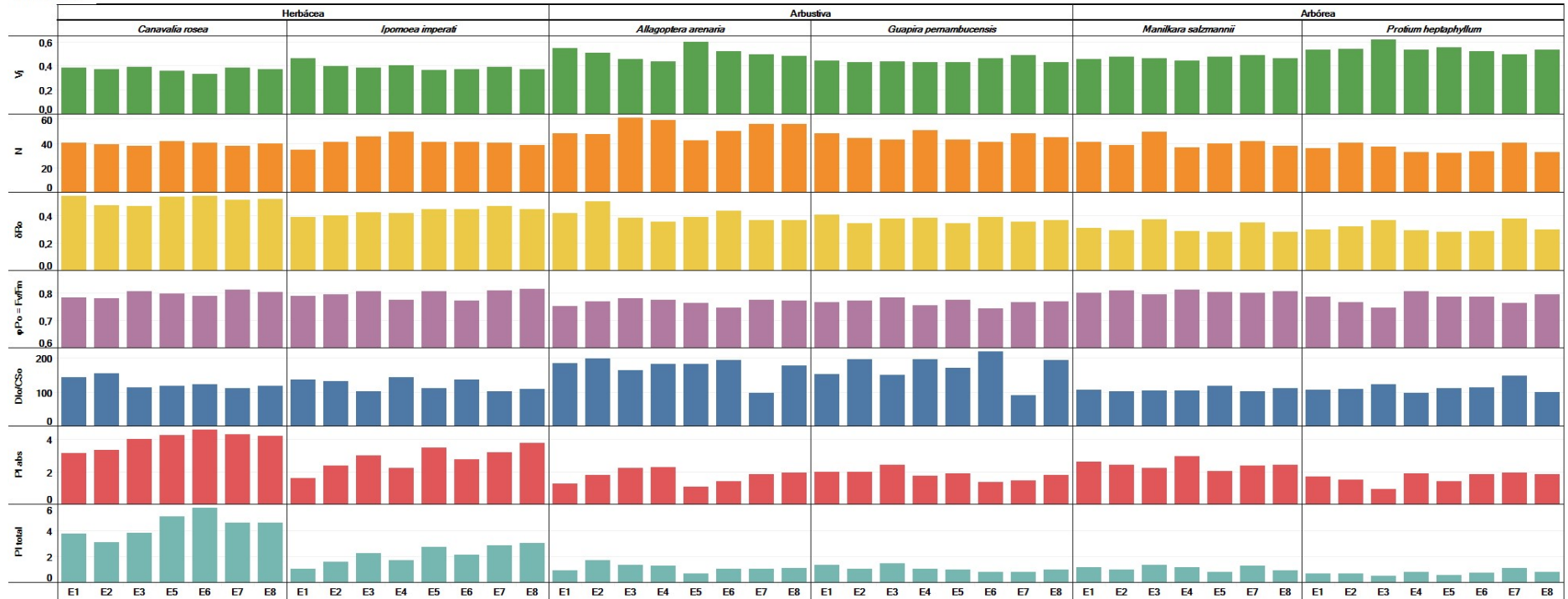
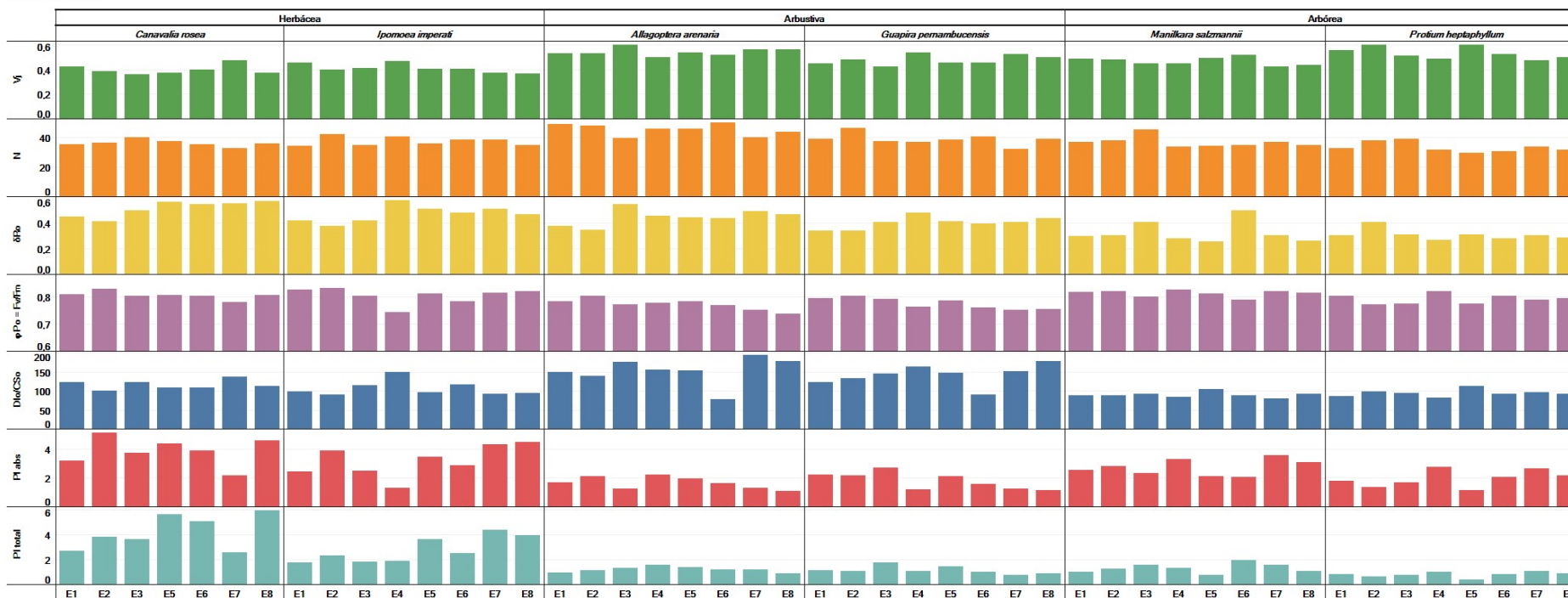


Figura 66: Variáveis da fluorescência da clorofila *a*, JIP-test em espécies presentes em três formações da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES, mês de Setembro/2019.

SETEMBRO



3.3.4 Trocas Gasosas

O processo fotossintético pode ser governado por diferentes resistências que limitam a transferência do CO₂, desde a atmosfera até os sítios de carboxilação (ARAÚJO et al., 2008), somados a capacidade da maquinaria fotossintética em converter a energia luminosa em energia bioquímica utilizada na fixação de CO₂ em açúcares (FLEXAS et al., 2012). Dentre eles, efeitos diretos na redução da disponibilidade de CO₂ causados pelas limitações via estômatos e mesofilo (FLEXAS et al, 2004; 2007), alterações do metabolismo fotossintético (LAWLOR e COMIC, 2002) ou ainda efeitos secundários, como o estresse oxidativo, o qual normalmente se apresenta sob condições múltiplas de estresse e podem afetar intensivamente a maquinaria fotossintética (CHAVES et al, 2002; 2009).

As espécies analisadas apresentam diferentes respostas ao longo das oito estações amostrais com uma alta variação temporal na taxa fotossintética líquida do carbono (*A*), na condutância estomática (*g_s*) e na eficiência intrínseca do uso da água (*A/g_s*), tanto no período chuvoso (e quente) quanto no seco (e frio) (Figura 67 a Figura 78).

Alguns metais quando presentes no solo são fitotóxicos até quando absorvidos em pequenas quantidades. Desta forma, a relação funcional entre os valores médios das variáveis de trocas gasosas das espécies aqui selecionadas e os teores de elementos disponíveis no solo mostrou que a variabilidade dessas variáveis fotossintéticas é influenciada fortemente pelos teores de metais disponíveis (Figura 73 a Figura 78), principalmente de Ferro e Mn.

Nos meses chuvosos e de altas temperaturas (Janeiro a Abril/19), dentre as espécies herbáceas, 62% da fotossíntese líquida e 89% da condutância estomática avaliada em *Canavalia rosea* pode ser explicada pelos teores de Fe ($R^2 = 0,8938$) (Figura 73). Por outro lado, nas espécies arbustivas e arbóreas embora a resposta das trocas gasosas tenha mostrado ajuste para as variações de Ferro, principalmente *Guapira pernambucensis* ($R^2 = 0,67$ para *A/g_s*) (Figura 74) e *Protium heptaphyllum* ($R^2 \geq 0,6$ para *g_s* e *A/g_s*), os elementos manganês, cobre e zinco também determinaram oscilações dessas variáveis, sendo em *Manilkara salzmannii* 68% de *g_s* pode ser explicada por Mn (Figura 75).

No período chuvoso houve tendência a maiores valores de parâmetros de trocas gasosas nas estações localizadas na Reserva Biológica de Comboio, com elevações temporais progressivas (de janeiro a abril/2019), que pode ser observado principalmente nas plantas da formação herbácea, e também em plantas arbóreas (Figura 67 e Figura 69).

Dentre as espécies herbáceas, *Canavalia rosea*, apresentou maior taxa assimilatória, alcançando taxas de até 23 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ em Cacimbas (E6) e Comboios (E8). Entretanto, reduções em *A* de cerca de 70% foram observadas na APA Conceição da Barra (E2) e Aldeia dos Cocos (E3), acompanhadas de reduções concomitantes em *g_s*. Tais decréscimos sugerem que em *C. rosea* as limitações estomáticas influenciam fortemente o processo fotossintético. Em *Ipomoea imperati* reduções em E2 também foram observadas, entretanto, esta espécie não mostrou padrões espacial específicas para as estações amostradas, visto que uma grande variação no padrão de resposta pode ser observada dependendo

do mês analisado. Aumentos em g_s em E6, E7 e E8, não se traduziram em aumentos significativos de A , indicando a atuação outras limitações, que não as estomáticas, influenciam na assimilação de CO_2 .

Dentre as principais limitações fotossintéticas, o papel da condutância estomática é amplamente reconhecido por restringir o influxo de CO_2 , e conseqüentemente, a assimilação de carbono (CHAVES et al., 2002; BRODRIBB e JORDAN, 2008), principalmente sob condições estressantes como déficit hídrico (CHAVES et al., 2002; CHAVES e OLIVEIRA, 2004; XU et al., 2009; RIOS, 2017), salinidade (CHAVES et al., 2009) e contaminação por elementos traços (PUGH et al. 2002; BROADLEY et al. 2012; ARAÚJO, 2016; RIOS, 2017).

Os processos fisiológicos e metabólicos nos vegetais são sempre influenciados pelo acúmulo de metais (elementos traços), e a maquinaria fotossintética parece ser a mais sensível a esse tipo de estresse do que a outros (MACFARLANE e BURCHETT, 2001; ZHANG et al., 2007). Altas concentrações de Fe foram encontradas no sedimento da formação herbácea nas estações E2, entretanto, plantas desta formação vegetacional não apresentaram aumentado acúmulo deste metal em seus tecidos.

Na espécie arbustiva *Guapira pernambucensis*, aumentos significativos em A e g_s foram observados em E3, em relação às estações presentes na APA Conceição da Barra, seguidos novamente de reduções nas estações mais próximas a Foz do Rio Doce. O sedimento da formação arbustiva em E3 apresentou altas concentrações de Mn no período chuvoso, que associados a alto acúmulo deste elemento nos tecidos foliares da espécie podem indicar respostas a estresse por metais. Em *Allagoptera arenaria*, menores variações espaciais poderiam indicar uma capacidade de manutenção do seu metabolismo fotossintético, mesmo com as variações em g_s em E7 e E8, a espécie foi capaz de manter suas taxas fotossintéticas. Esta espécie tem uma importante plasticidade a diferentes condições ambientais. Estudos indicam que o aumento de temperatura e volume pluviométrico isolado e combinado causaram diferentes respostas nos indivíduos de *A. arenaria*, como maior densidade estomática, maior espessura da cutícula, do parênquima paliçádico etc. o que leva a ser uma espécie indicada para programas de reflorestamento e recuperação de áreas degradadas de restinga (VALFRÉ, 2018).

Por outro lado, na formação arbórea uma clara tendência de reduções das taxas fotossintéticas líquidas pode ser observada nas plantas de *Protium heptaphyllum* em Barra Nova (E4) e Pontal do Ipiranga (E5), seguida de aumentos ao longo das estações amostrais com maiores taxas na Estação 7, estação localizada em Comboios, mais próxima a Rio Doce (ao Sul da Foz). Reduções semelhantes foram encontradas em plantas de *Manilkara salzmannii* amostradas em E5. Entretanto, vale ressaltar os aumentos expressivos da eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s) nesta estação para ambas as espécies, relacionados às reduções significativas observadas em g_s . Nesta formação, altas concentrações de Fe, Mn e Cu foram observadas no sedimento em Pontal do Ipiranga (E5) no período chuvoso. Entretanto, dentre estes metais, aumentos de Fe e Cu foram acumulados significativamente nos tecidos foliares destas espécies.

No período seco, de maio a agosto/2019, uma modificação do padrão de resposta pode ser observada em algumas das espécies analisadas ao longo das estações amostrais (Figura 70 a Figura 72). Entretanto, estas demonstraram pouca relação funcional entres variáveis de trocas gasosas e teores de elementos disponíveis no solo, podendo indicar que nestes meses, outros fatores poderiam atuar mais fortemente sobre a assimilação de CO₂, nas plantas analisadas (Figura 76 a Figura 78).

Neste período, entre as espécies da formação herbácea, plantas de *I. imperati* apresentaram reduções em A e g_s em Barra Nova (E5) e Comboios (E7), enquanto em *C. rosea* reduções na taxa assimilatória de CO₂ foram novamente observadas em E2. Na espécie da formação arbustiva, *A. arenaria*, maiores valores em g_s foram observados nas estações mais afastadas da Foz (E1, E2, e E3), que foram acompanhados de aumentos na fotossíntese líquida. Em ambas as espécies arbóreas, as variáveis de trocas gasosas, A e g_s , apresentaram significativa redução em Barra Nova, Ponta do Ipiranga e Cacimbas.

Alguns autores observaram efeitos deletérios da ação de metais como Fe, Cu, Mn e Zn em diferentes estágios do transporte de elétrons fotossintético (MYŚLIWAKURDZIEL et al. 2002; BAZIHIZINA et al, 2015; DEZHBAN et al, 2015; SACRAMENTO et al, 2018; PAUNOV et al, 2018). Por outro lado, a literatura afirma também que o primeiro alvo de ataque pelos metais (elementos traços) são as enzimas do Ciclo de Calvin, localizadas no estroma do cloroplasto (WEIGEL, 1985; SHEORAN et al. 1990).

Segundo Hindawi et al (2018), os efeitos adversos dos metais (elementos traços) nas trocas gasosas fotossintéticas em plantas podem ser atribuídos ao desbalanço hídrico celular, redução de pigmentos fotossintéticos, diminuição da assimilação de CO₂ e fechamento estomático. Somados a isso, este tipo de estresse pode culminar em danos às raízes e folhas, levando à inibição da absorção de água e nutrientes pelos órgãos vegetais.

Pereira (2009) avaliou em um período de um ano plantas de *Clusia spiritus-sanctensis* e *Aspidosperma parvifolium* próximas a uma usina de beneficiamento de minério de ferro, e constataram que o teor de Fe (ferro) e S (enxofre) nos tecidos foliares dessas espécies foram maiores que espécies em ambiente referência. E isso reduziu a taxa fotossintética, condutância estomática, rendimento quântico efetivo do fotossistema II (φ_{PSII}), quenching fotoquímico e taxa aparente de transporte de elétrons.

Os acréscimos nas taxas fotossintéticas no período chuvoso podem indicar uma resposta ao estresse ocasionado pelo maior aporte de sedimento/metais provenientes do Rio Doce e, portanto, fonte de contaminação dulcícola, embora contaminações de origens marinhas devido à ressuspensão de sedimento pela ação das ondas também contribuam na disponibilização de metais. Em resposta ao estresse, muitas espécies vegetais podem apresentar aumento do metabolismo fotossintético a fim de permitir a manutenção de um elevado metabolismo primário e sobrevivência. Sob condições de estresse contínuo, pode haver nas plantas aumentos da resistência, conhecida como rustificação, que devido à melhora na estabilidade a normalização acontece mesmo sob estresse contínuo (adaptação). A resistência pode permanecer elevada por algum tempo após o distúrbio ter ocorrido (LASHER, 2000;

BIANCHI et al, 2016). Assim, altas taxas fotossintéticas poderiam indicar espécies mais resistentes a possível contaminação por elementos traços presentes no rejeito de mineração.

Algumas plantas possuem a capacidade de aclimatar-se às condições adversas, por meio de estratégias de resistência à elevada concentração de metais no substrato. A exclusão do metal no apoplasto radicular, ou o acúmulo deste na parte aérea em conjunto com mecanismos de neutralização do mineral (ROUT et al. 2015), proporcionam a essas plantas uma expansão na colonização e distribuição geográfica em ambientes degradados pelas mineradoras.

Figura 67: Taxa fotossintética líquida do carbono (A), condutância estomática (g_s) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s) em espécies da formação HERBÁCEA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES do Anexo 5 (PMBA), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n=9).

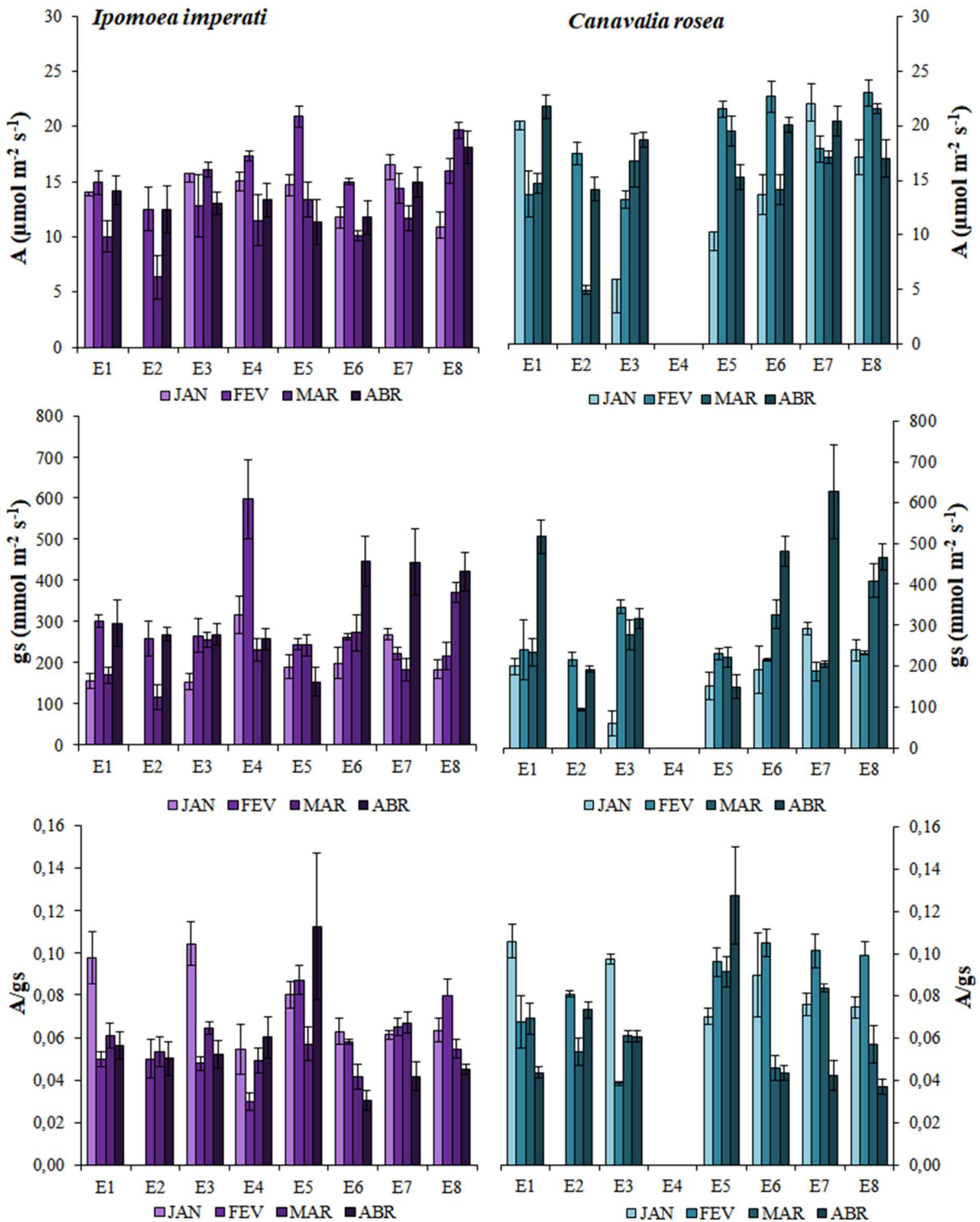


Figura 68: Taxa fotossintética líquida do carbono (A), condutância estomática (g_s) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s) em espécies da formação ARBUSTIVA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES do Anexo 5 (PMBA), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n=9).

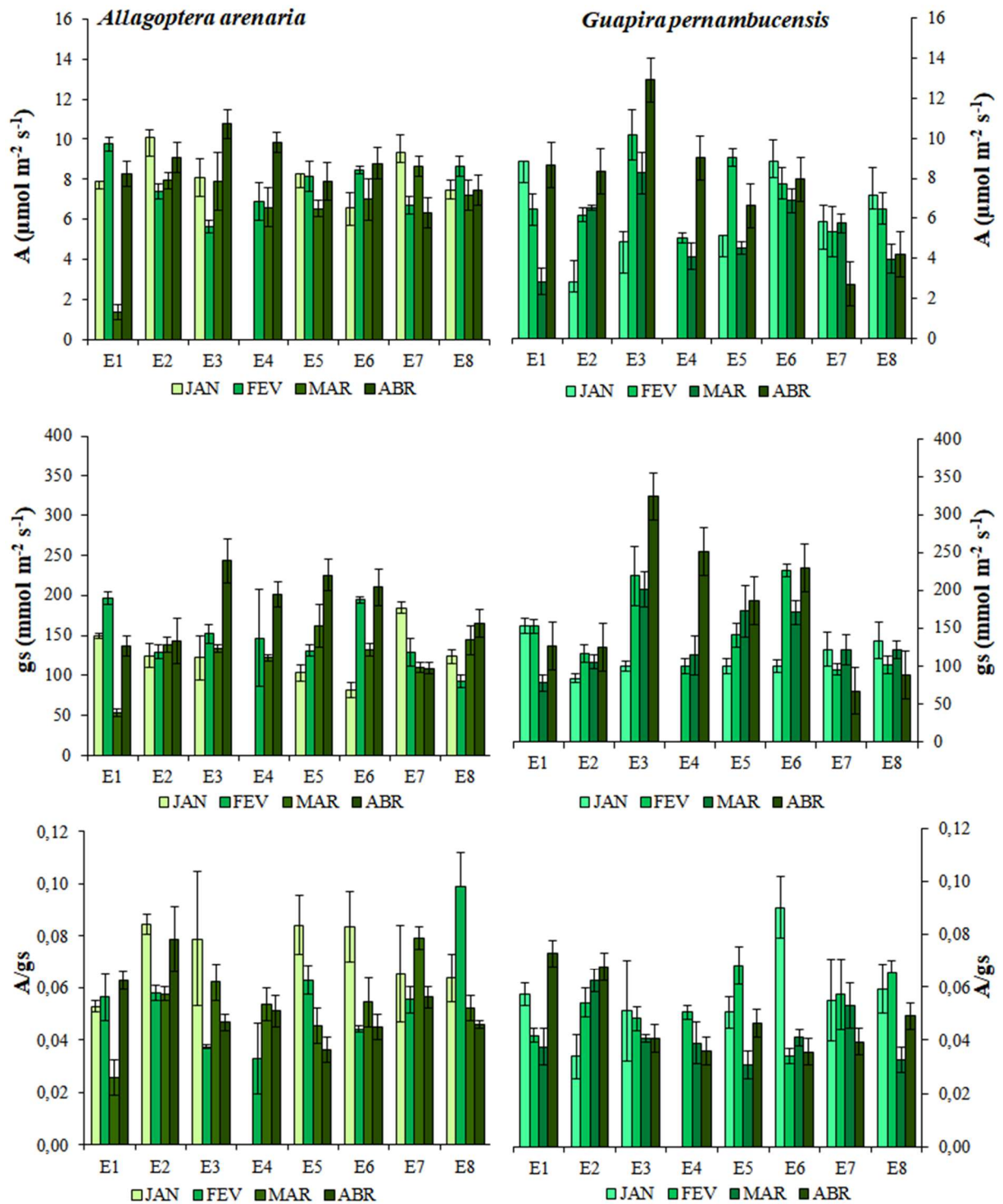


Figura 69: Taxa fotossintética líquida do carbono (A), condutância estomática (g_s) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s) em espécies da formação ARBÓREA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES do Anexo 5 (PMBA), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n=9).

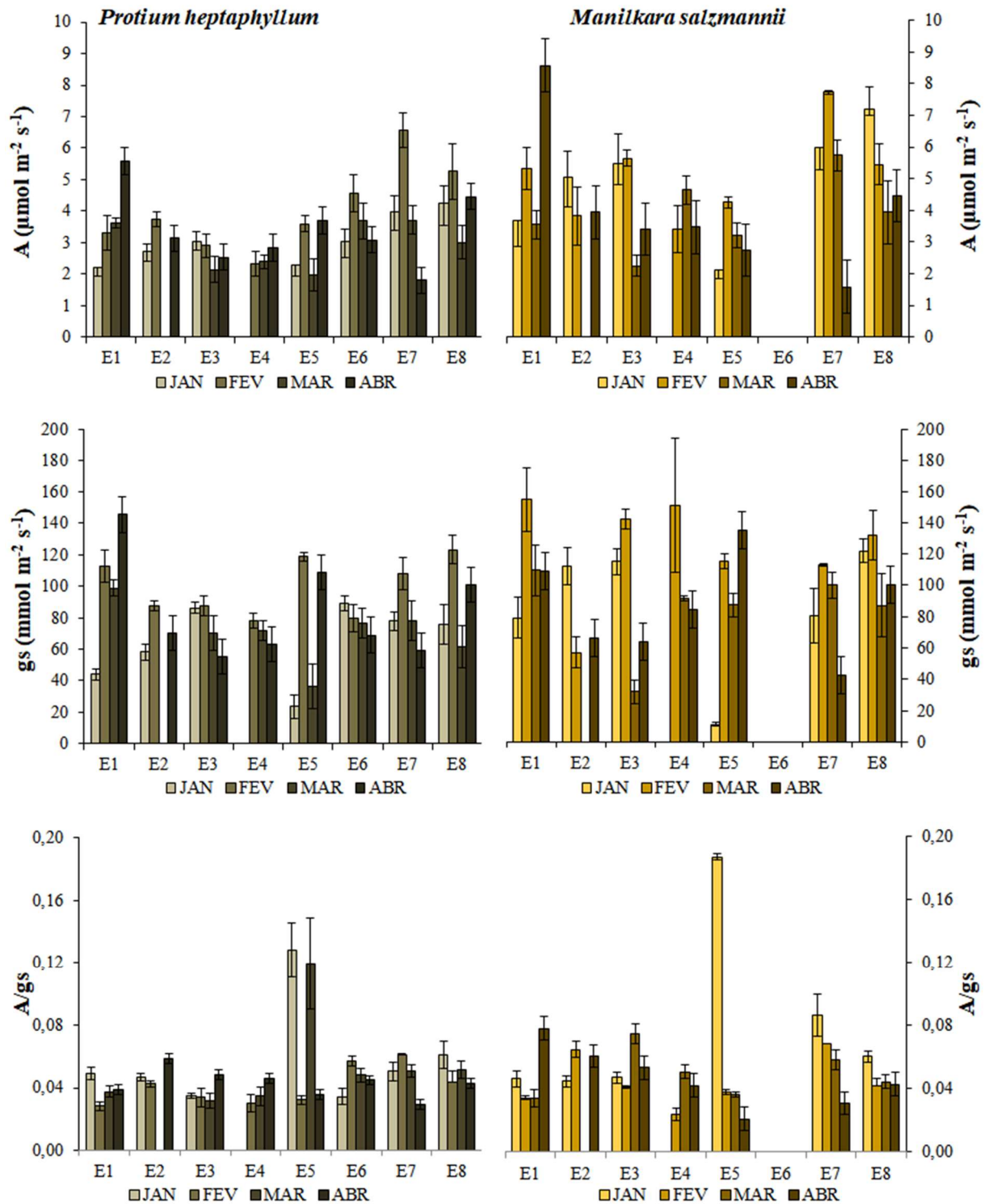


Figura 70: Taxa fotossintética líquida do carbono (A), condutância estomática (g_s) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s) em espécies da formação HERBÁCEA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES do Anexo 5 (PMBA), no período Seco (Maio a Setembro/2019).

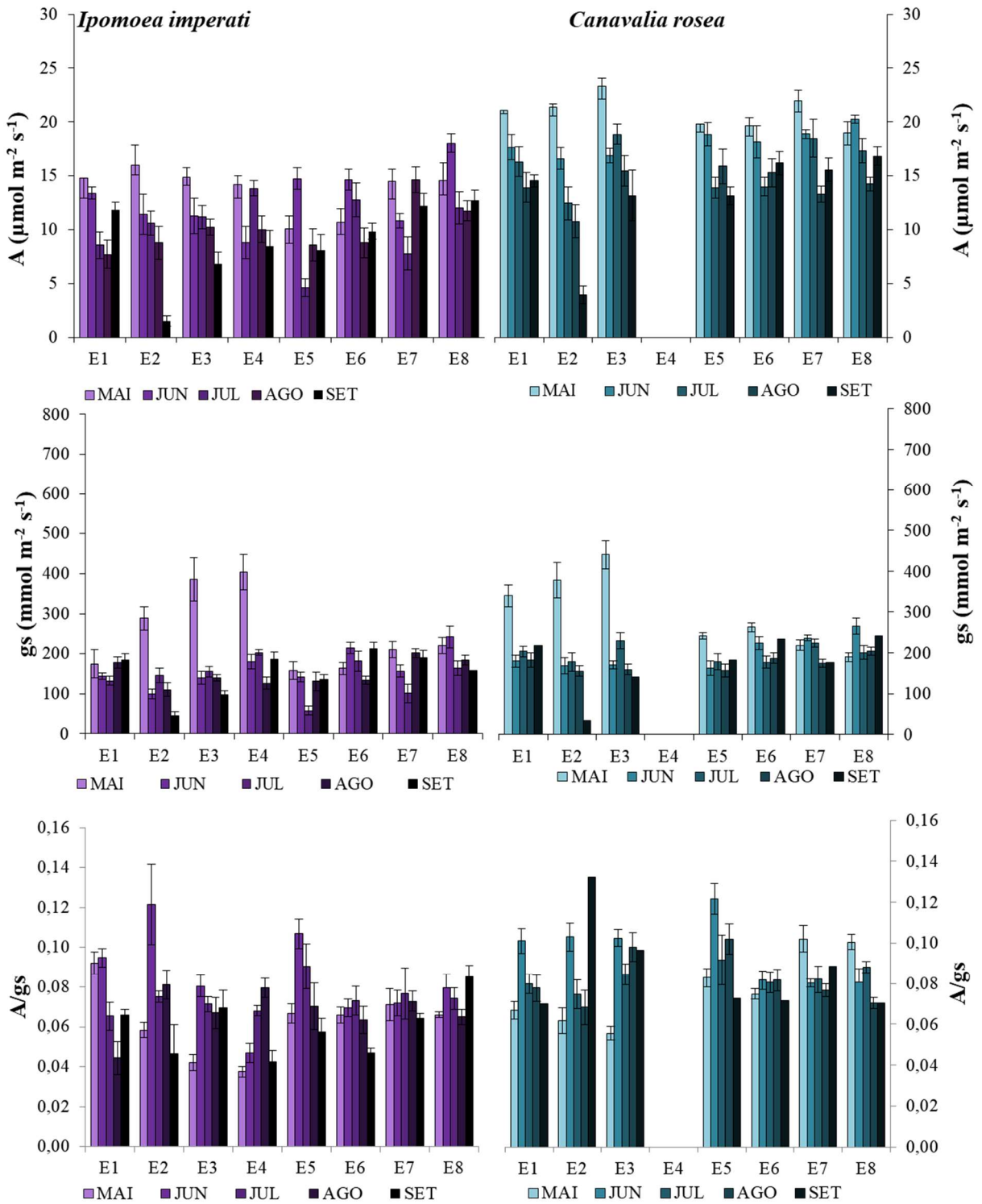


Figura 71: Taxa fotossintética líquida do carbono (A), condutância estomática (g_s) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s) em espécies da formação ARBUSTIVA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES do Anexo 5 (PMBA), no período Seco (Maio a Setembro/2019).

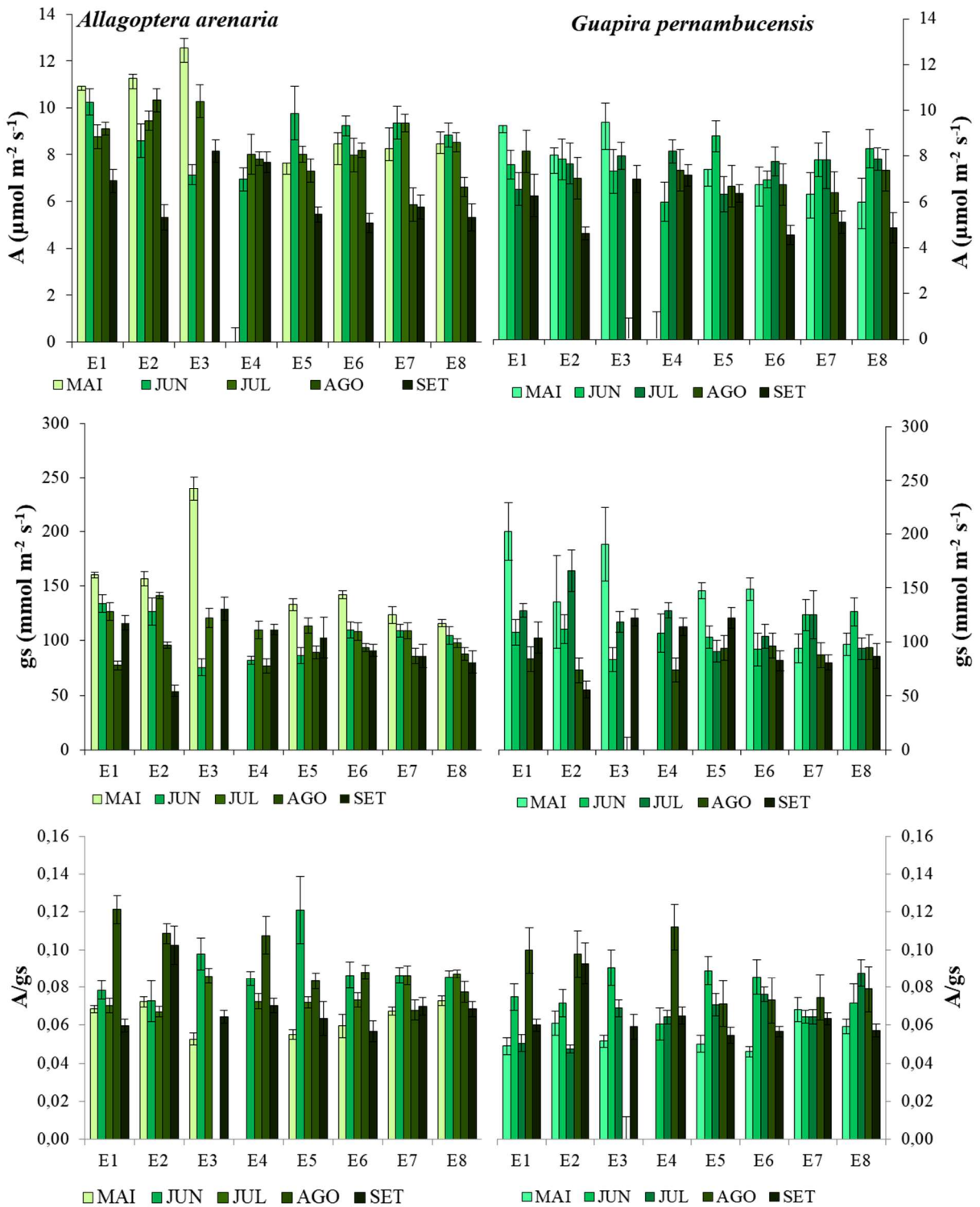


Figura 72: Taxa fotossintética líquida do carbono (A), condutância estomática (g_s) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s) em espécies da formação ARBÓREA da Restinga, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES do Anexo 5 (PMBA), no período Seco (Maio a Setembro/2019).

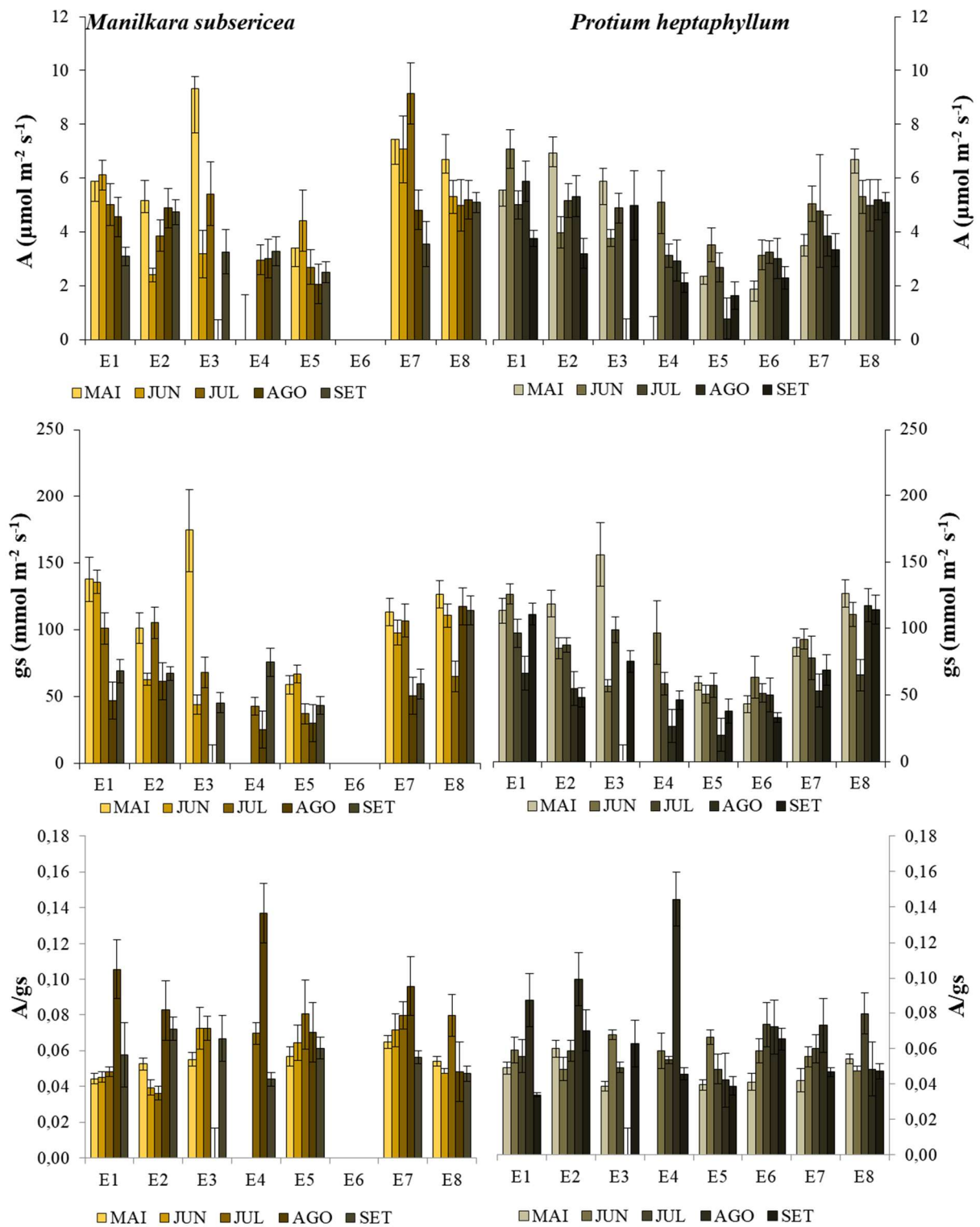


Figura 73: Relação entre os valores médios dos parâmetros de trocas gasosas das espécies da formação Herbácea e os teores de ferro, manganês, cobre e zinco disponíveis no solo nas oito estações de amostragem: taxa fotossintética líquida do carbono (A) e condutância estomática (g_s) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n= 9)

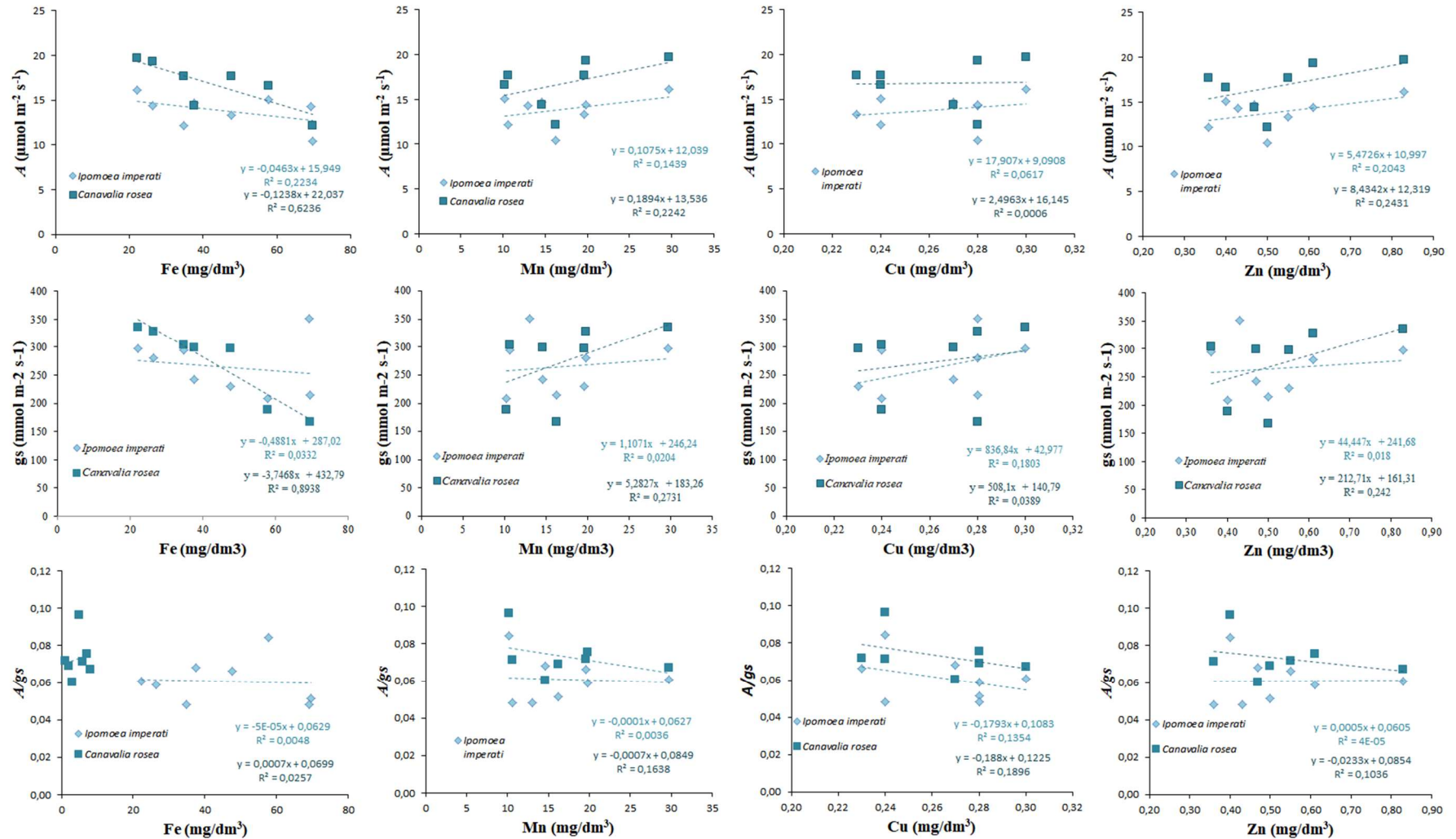


Figura 74: Relação entre os valores médios dos parâmetros de trocas gasosas das espécies da formação Arbustiva e os teores de ferro, manganês, cobre e zinco disponíveis no solo nas oito estações de amostragem: taxa fotossintética líquida do carbono (A) e condutância estomática (g_s) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n= 9)

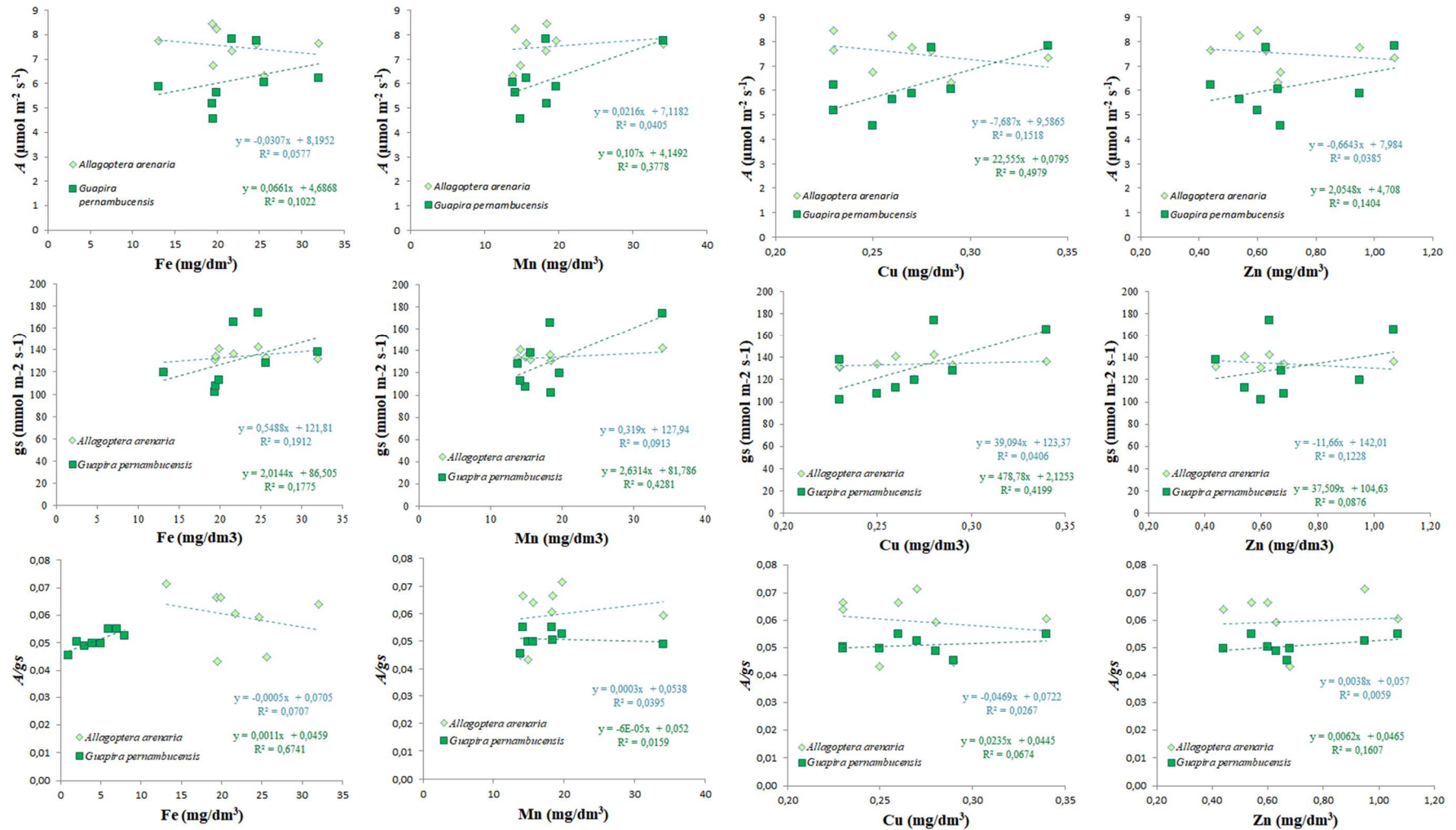


Figura 75: Relação entre os valores médios dos parâmetros de trocas gasosas das espécies da formação Abórea e os teores de ferro, manganês, cobre e zinco disponíveis no solo nas oito estações de amostragem: taxa fotossintética líquida do carbono (A) e condutância estomática (g_s) e eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n= 9)

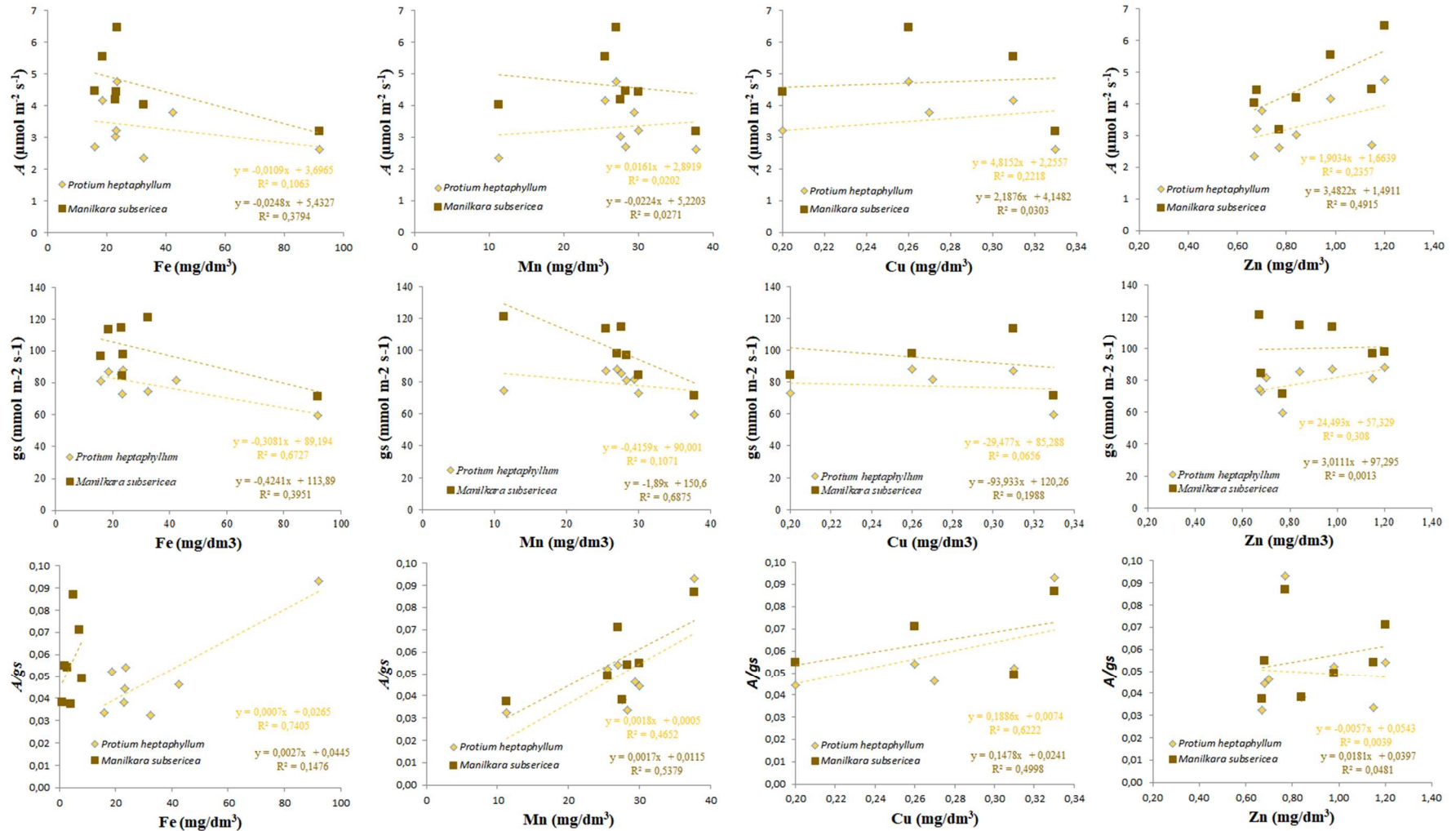


Figura 76: Relação entre os valores médios dos parâmetros de trocas gasosas das espécies da formação Herbácea e os teores de ferro, manganês, cobre e zinco disponíveis no solo nas oito estações de amostragem: taxa fotossintética líquida do carbono (A) e condutância estômática (gs) e eficiência intrínseca do uso da água (A/gs), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n= 9), no período seco (Maio a Agosto/2019). (n= 9)

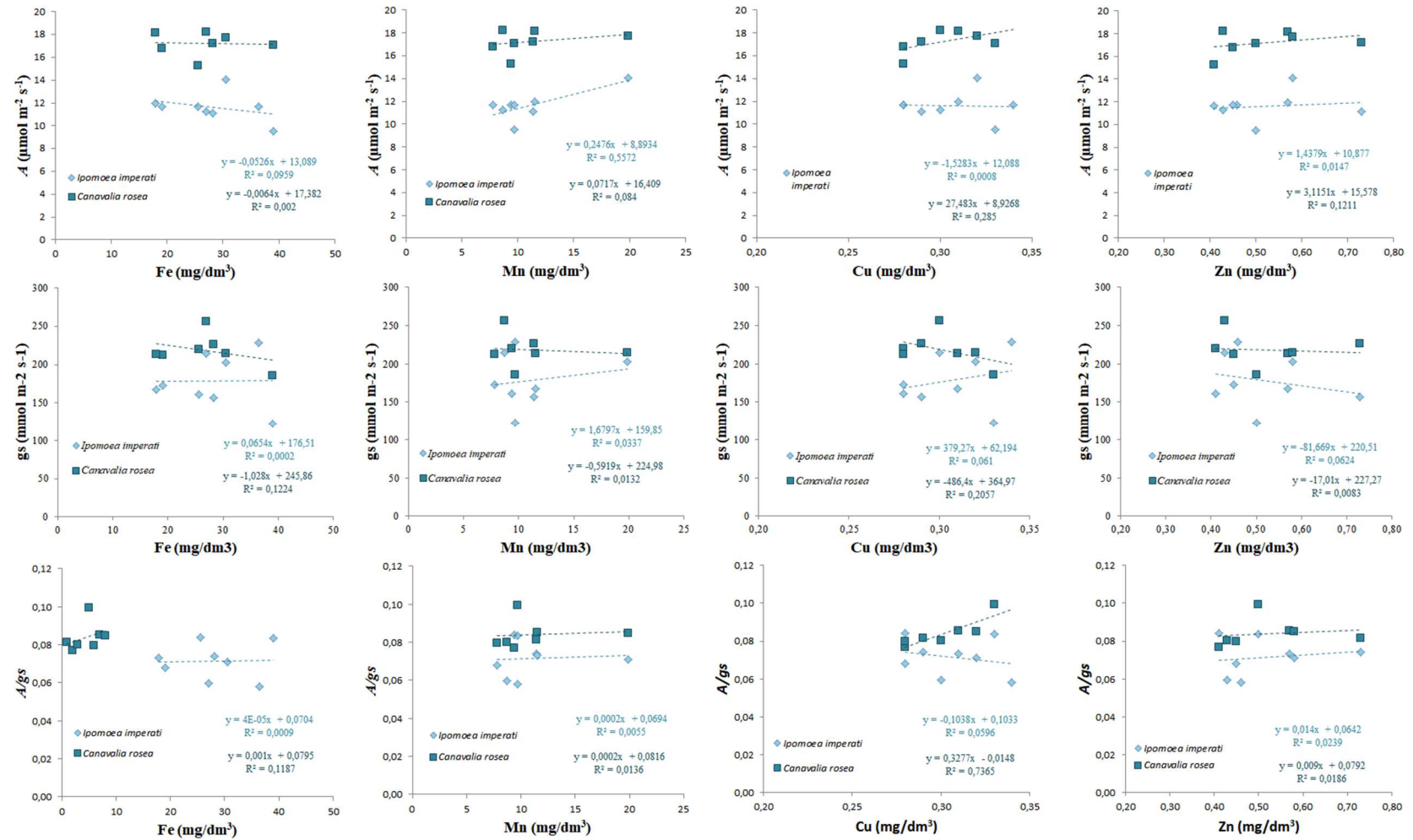


Figura 77: Relação entre os valores médios dos parâmetros de trocas gasosas das espécies da formação Arbustiva e os teores de ferro, manganês, cobre e zinco disponíveis no solo nas oito estações de amostragem: taxa fotossintética líquida do carbono (A) e condutância estômática (gs) e eficiência intrínseca do uso da água (A/gs), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n= 9), no período seco (Maio a Agosto/2019). (n= 9)

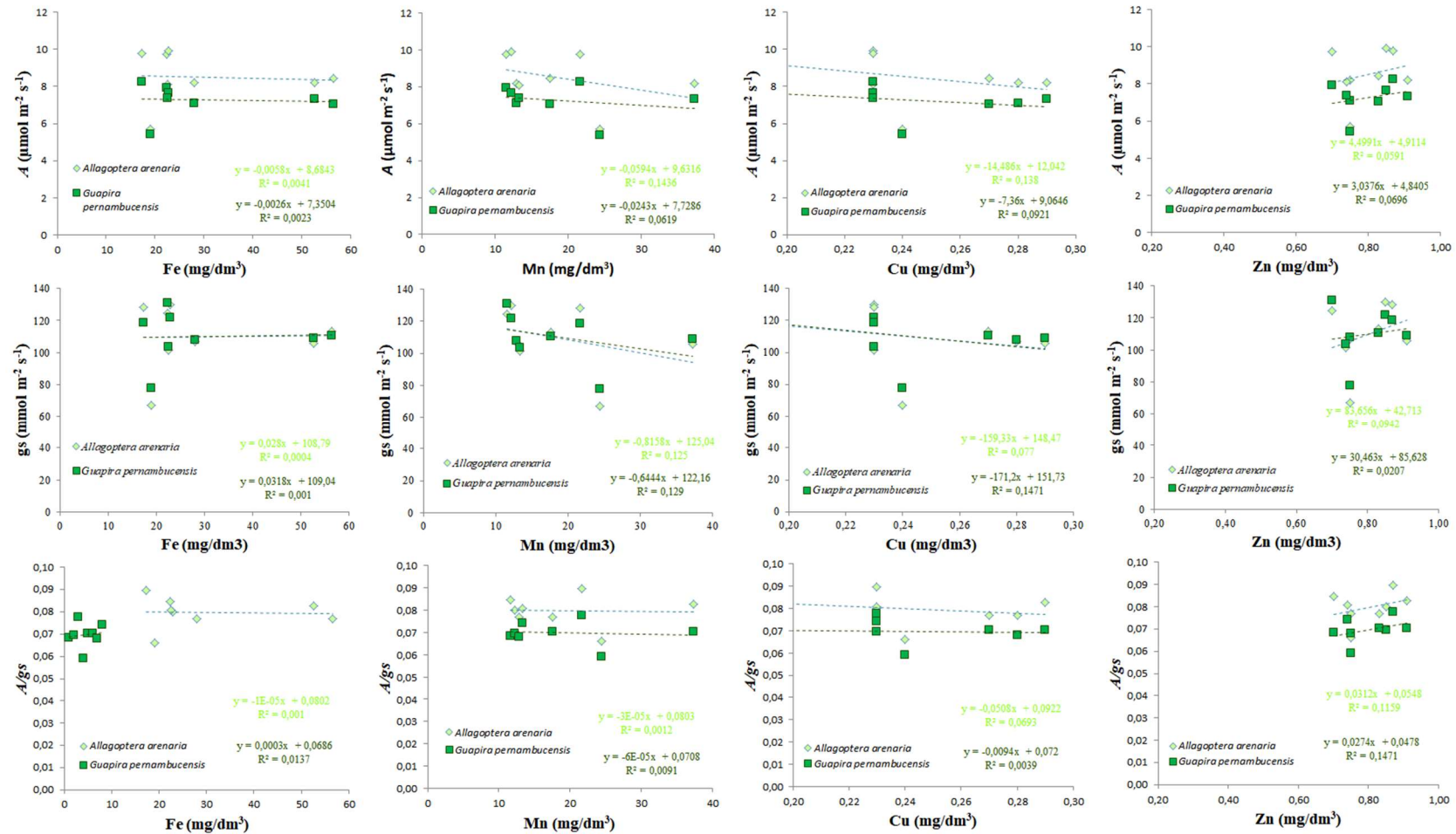
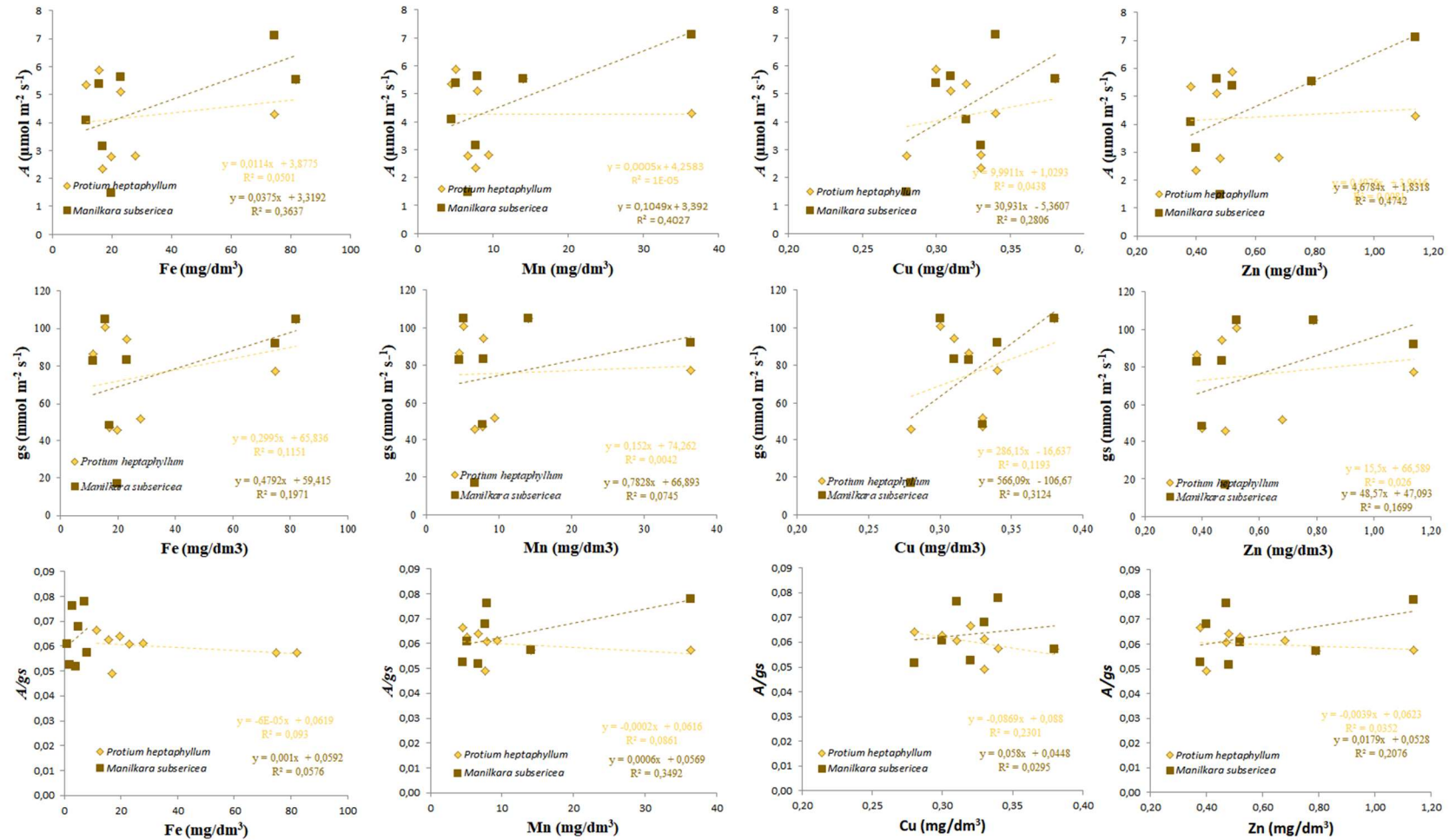


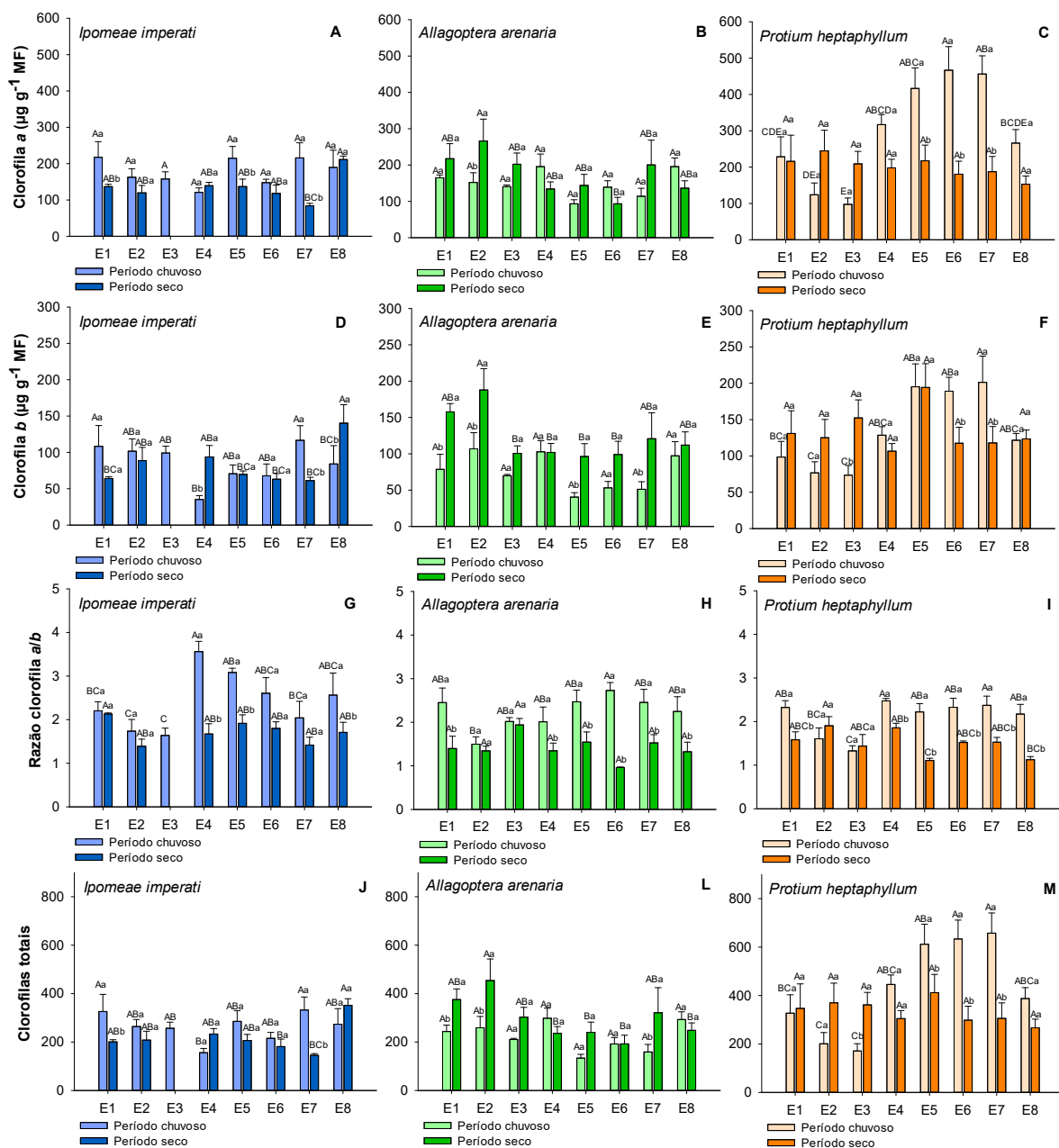
Figura 78: Relação entre os valores médios dos parâmetros de trocas gasosas das espécies da formação Arbórea e os teores de ferro, manganês, cobre e zinco disponíveis no solo nas oito estações de amostragem: taxa fotossintética líquida do carbono (A) e condutância estomática (gs) e eficiência intrínseca do uso da água (A/gs), no período chuvoso (Janeiro a Abril/2019). (n= 9), no período seco (Maio a Agosto/2019). (n= 9)



3.3.5 Metabolismo do nitrogênio e carbono

Em função das variações observadas em relação às trocas gasosas apresentadas no relatório semestral envolvendo as campanhas 1, 2 e 3, decidiu-se avaliar os pigmentos fotossintéticos *in vitro*. De forma geral, observou-se variação no conteúdo de clorofila entre os períodos analisados bem como entre as estações (Figura 79).

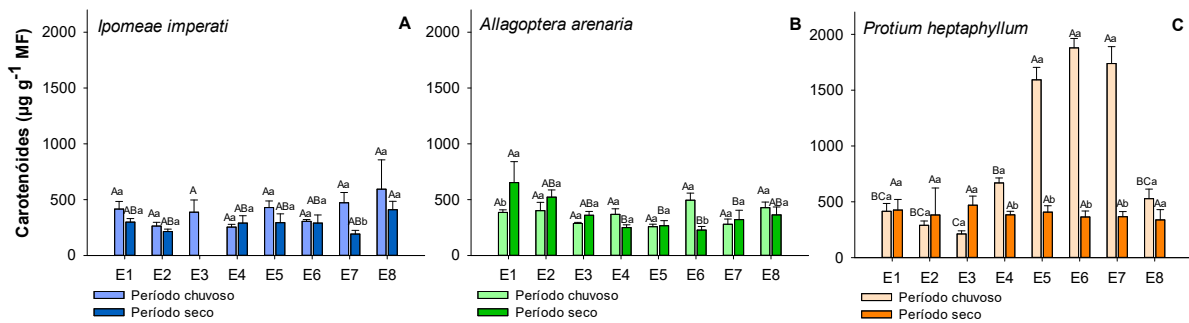
Figura 79: Variação nos teores de clorofilas em espécies presentes em três formações vegetacionais da Restinga. As espécies, *Ipomoea imperati* – Herbácea, *Allagoptera arenaria* – Arbustiva e *Protium heptaphyllum* - Arbórea, foram analisadas em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do Espírito Santo (ES). MF: massa fresca. Médias seguidas de letras distintas diferem entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5%. Letras maiúsculas comparam as espécies entre as estações. Letras minúsculas comparam as épocas de amostragem dentro de uma estação. As barras verticais nas colunas indicam o erro padrão.



A concentração dos metabólitos foi positivamente influenciada pelo período em que as análises ocorreram e foi possível observar um impacto direto da seca e das baixas temperaturas sobre o grau de estresse da planta e seu conteúdo de pigmentos. Isso pode ser observado pelo aumento nos teores de clorofilas *b* em *Allagoptera arenaria* em praticamente todas as estações durante o período de seca (Figura 79E). Interessante notar também que a espécie arbórea, *Protium heptaphyllum*, apresentou maiores teores de pigmentos quando comparada as outras espécies (Figura 79C, F e M). Ressalta-se, no entanto, que *Ipomoea imperati* E1 e E7 e *Protium heptaphyllum* E5, E6 e E7 apresentaram uma considerável redução no conteúdo de clorofilas totais, em média 38% para a espécie arbórea, quando analisadas durante o período de seca (Figura 79J e M).

Em relação ao conteúdo de carotenoides, pouca variação foi observada entre as épocas de coleta, exceto em *Protium heptaphyllum* a qual apresentou considerável acúmulo deste pigmento nas estações 5, 6 e 7 no período chuvoso (Figura 80C), corroborando com os dados de clorofilas totais.

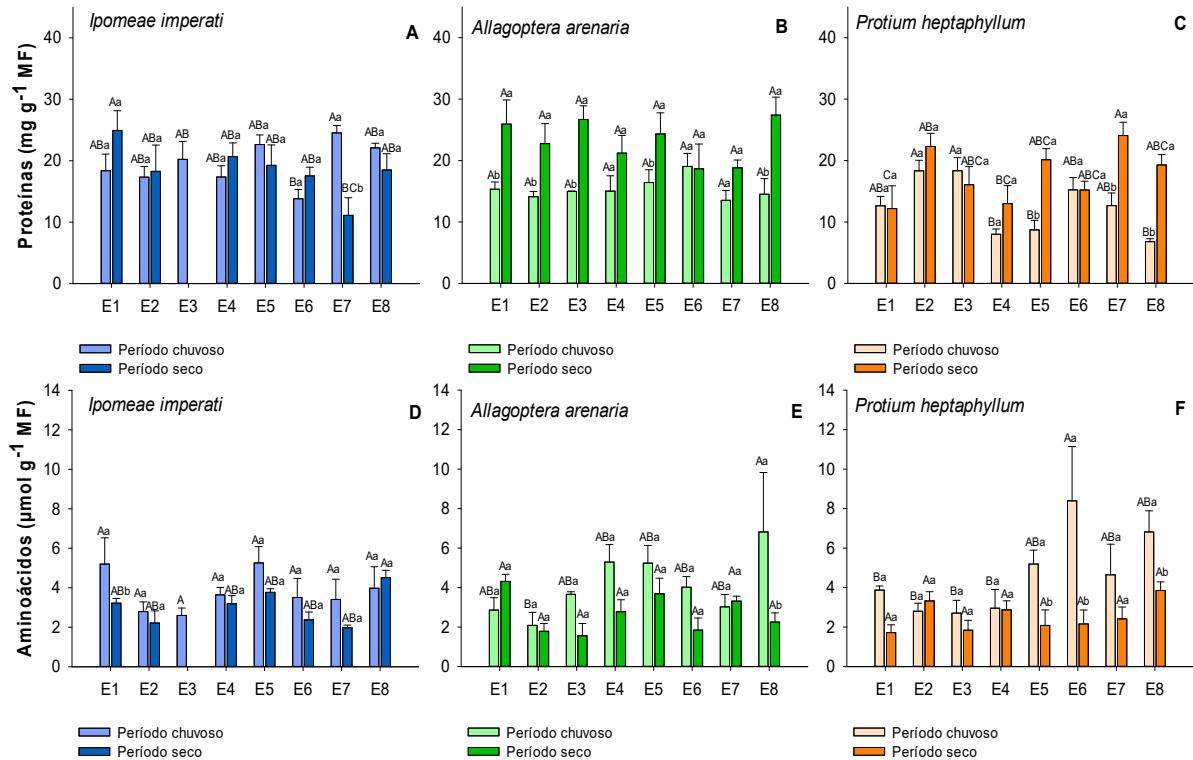
Figura 80: Variação no conteúdo de carotenoides em espécies vegetais da Restinga em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do (ES).



Maior variabilidade nos níveis de proteína totais foi observada entre as estações e o período, porém nota-se pouca diferença entre as três fitofisionomias em relação ao conteúdo de proteínas e aminoácidos. Os níveis de proteínas apresentaram um aumento significativo, em torno de 37%, em *Allagoptera arenaria* durante o período de seca em praticamente todas as estações (Figura 81B). Padrão semelhante foi também observado para *Protium heptaphyllum* em E5, E7 e E8 (Figura 81C).

O oposto é observado em relação ao conteúdo de aminoácidos, os quais tiveram uma redução quantitativa durante o período de seca. Esse comportamento pode ser visto em *Ipomoea imperati* E1 (Figura 81D), *Allagoptera arenaria* E8 (Figura 81E) e em *Protium heptaphyllum* E5, E6 e E8 (Figura 81F). De forma mais detalhada, nota-se uma redução de 75% no conteúdo de aminoácidos em *Protium heptaphyllum* E6 do período chuvoso para o período de seca (Figura 81F). Cabe mencionar também que as alterações mais significativas para o metabolismo do nitrogênio ocorreram nas estações mais próximas à Foz do Rio Doce (E6, E7 e E8).

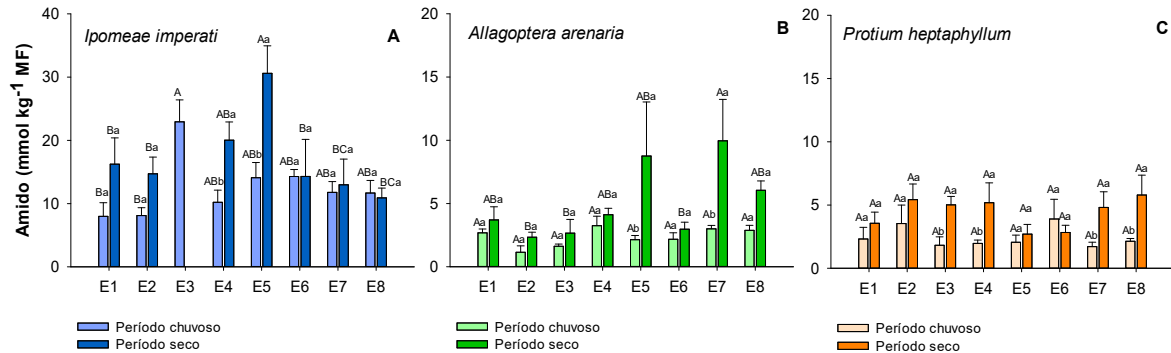
Figura 81: Concentração de proteínas solúveis e aminoácidos livres em espécies vegetais da Restinga em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do (ES).



O metabolismo do nitrogênio está intimamente conectado ao do carbono em várias etapas. Assim, a fim de verificar possíveis alterações também no metabolismo de carboidratos, os teores de amido e açúcares foram avaliados. Um considerável aumento nas concentrações de amido foi observado na espécie herbácea, *Ipomoea imperati*, em relação às demais espécies (Figura 82A). Esses valores são em média 10 vezes superiores às espécies arbustiva e arbórea as quais apresentaram valores similares para o conteúdo de amido. No entanto, ressalta-se que houve grande acúmulo de amido em *Allagoptera arenaria* E5 e E7 (Figura 82B) e *Protium heptaphyllum* E3, E4, E7 e E8 durante o período de seca (Figura 82C).

Em relação ao conteúdo de hexoses livres, *Ipomoea imperati* acumulou mais glicose e frutose em relação às outras espécies (Figura 83A e D). As estações 5 e 7 destacam-se por apresentar os maiores valores. Todavia, quando examinados os conteúdos de sacarose, observou-se um aumento de aproximadamente 70% em *Allagoptera arenaria* e *Protium heptaphyllum* quando comparadas à herbácea (Figura 83H e I). Importante destacar também a redução significativa de sacarose na arbórea *Protium heptaphyllum* E5 e E6 no período de seca (Figura 83I).

Figura 82: Variação no conteúdo de amido em espécies vegetais da Restinga em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do (ES).



O acúmulo de malato não apresentou diferenças estatísticas entre as estações amostrais nas espécies analisadas (Figura 84). Não foi possível a detecção deste ácido orgânico na espécie *Allagoptera arenaria*, provavelmente devido à baixa concentração ou a presença de algum composto nesta espécie capaz de inibir a quantificação. Em *Byrsonima sericea* E6 foi cerca de 2.5 vezes maior quando comparada às outras espécies da mesma estação.

Por outro lado, o alto teor de amido em *Ipomoea imperati* foi um forte indicador de estresse. Alta correlação negativa foi verificada entre acúmulo sacarose e Cu em *Allagoptera arenaria* e *Protium heptaphyllum*, podendo ser uma forma de aclimação de algumas espécies. Respostas de tolerância também foram encontradas para *Byrsonima sericea*, estação 6, tendo em vista o acúmulo de malato e aminoácidos em seus tecidos foliares.

Figura 83: Variação no conteúdo de açúcares em espécies vegetais da Restinga em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do (ES).

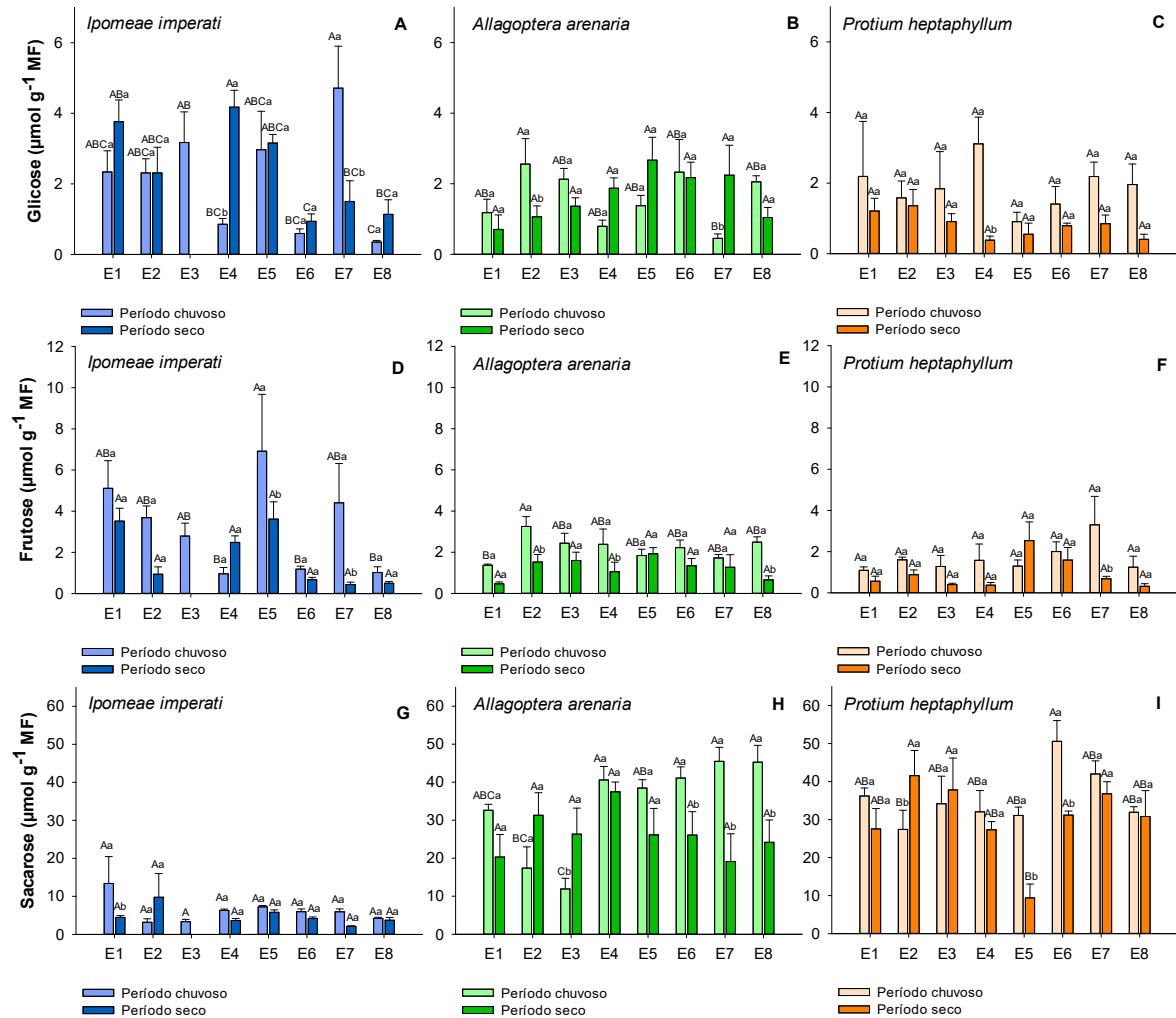
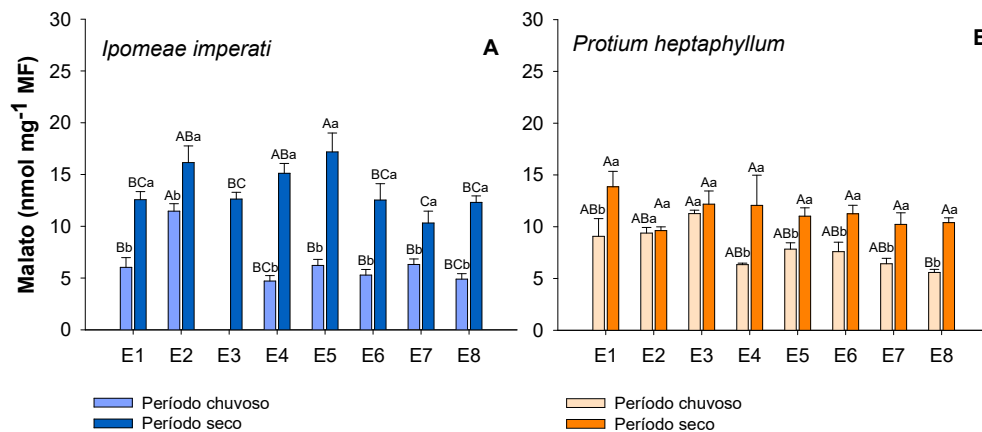


Figura 84: Variação no conteúdo de malato em espécies vegetais da Restinga em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do (ES).



3.3.6 Sistema antioxidante

As plantas podem apresentar diversas respostas à exposição de contaminantes, sejam elas anatômicas, morfológicas ou fisiológicas. As vias metabólicas em vegetais são sensíveis às mudanças nas condições ambientais, e uma das primeiras respostas das plantas ao estresse são um desbalanço metabólico que pode levar a um expressivo aumento na produção de espécies reativas de oxigênio (ROS) intimamente ligadas ao processo fotossintético, e associadas a diversos danos celulares, tais como a oxidação de lipídeos, proteínas e ácidos nucleicos, o quê, em última instância, pode causar a morte do tecido vegetal. As plantas apresentam, no entanto, diversos mecanismos para remover esses radicais livres, como a ação de antioxidantes enzimáticos ((como as enzimas dismutase do superóxido (SOD), catalase (CAT), peroxidase do ascorbato (APX) e redutase da glutathiona (GR)) e não enzimáticos (e.g., alfa-tocoferol, ascorbato, glutathiona) (NIYOGI, 2000; NOCTOR et al., 2012; SUZUKI et al., 2012).

As atividades antioxidantes enzimáticas da SOD, CAT, APX, GR foram determinadas nas espécies selecionadas para análises ecofisiológicas a fim de investigar a contribuição dessas enzimas na tolerância à contaminação por metais, e validá-las como biomarcadores para tais impactos em plantas da Restinga. A análise dessas enzimas mostra grandes diferenças em suas atividades tanto quando comparadas as estações amostrais, como também comparadas as diferenças as espécies analisadas, e sugere uma grande capacidade de ajustamento do sistema enzimático antioxidante (Figura 85).

Pode ser observada uma clara distinção entre a atividade da CAT para *Ipomoea imperati* e *Protium heptaphyllum*, e as demais espécies. Nestas duas espécies houve redução na atividade da enzima nas estações E5, E6, E7 e E8, com decréscimos de até 85% para *I. imperati* e de até 63% em *P. heptaphyllum* na estação E7 (mais próxima à foz do rio). Nas espécies arbustivas, *Allagoptera arenaria* e *Guapira pernambucensis*, as menores atividades foram observadas em E5. Nota-se, entretanto, que *A. allagoptera* apresenta atividade da CAT 63% superior às demais espécies.

A atividade da APX, em geral, apresentou aumento ao longo das estações, observado principalmente nas espécies herbáceas *Ipomoea imperati* e *Canavalia rosea*, e na espécie arbustiva *A. arenaria* (espécie que também apresentou as maiores magnitudes de valores) em E6, E7 e E8. Por outro lado, em *P. heptaphyllum* as menores atividades foram observadas em E6.

Maiores atividade em GR foram observadas em *I. imperati* e *A. arenaria* em E7 e E8, mais próximas a foz. Entretanto, em *C. rosea* as maiores atividade foram observadas em E1, E2 e E3. Vale ressaltar, as menores atividades de APX em E5 em *Guapira pernambucensis* e *Manilkara salzmannii*.

Incrementos significativos da ação da SOD ao longo das estações foram observados nas espécies herbáceas, sendo em e *C. rosea* as maiores atividades observadas em E7 e E8. Por outro lado, nas espécies arbóreas as menores atividade foram observadas na Estação 2.

A toxicidade por íons metais promove alterações em diversos mecanismos bioquímicos dos vegetais, principalmente nos responsáveis pela tolerância das plantas ao estresse oxidativo. A ativação destes

mecanismos é demonstrada pelo aumento na atividade de várias enzimas antioxidantes (NASCIMENTO et al., 2011). Dessa forma, as altas concentrações Ferro e Manganês chamam atenção por estarem acima do encontrado na literatura para os solos de Restinga, e poderiam fornecer indícios de possíveis repostas do metabolismo enzimático das espécies selecionadas (Figura 86).

Para o Ferro, na vegetação arbórea obteve-se concentrações variando de 15,9 a 92,1 mg/dm³, com maiores concentrações em E5 e E6. Na vegetação arbustiva, houve variação de 13,1 a 32 mg/dm³, com maior concentração em E5, e na vegetação herbácea a variação foi de 22,2 a 69,6 mg/dm³, com maiores concentrações em E2, E4 e E5.

Figura 85: Atividade de enzimas do sistema antioxidativo em folhas de espécies vegetais da Restinga: catalase (CAT), peroxidase do ascorbato (APX), redutase da glutatona (GR) e superóxido dismutase (SOD) em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES.

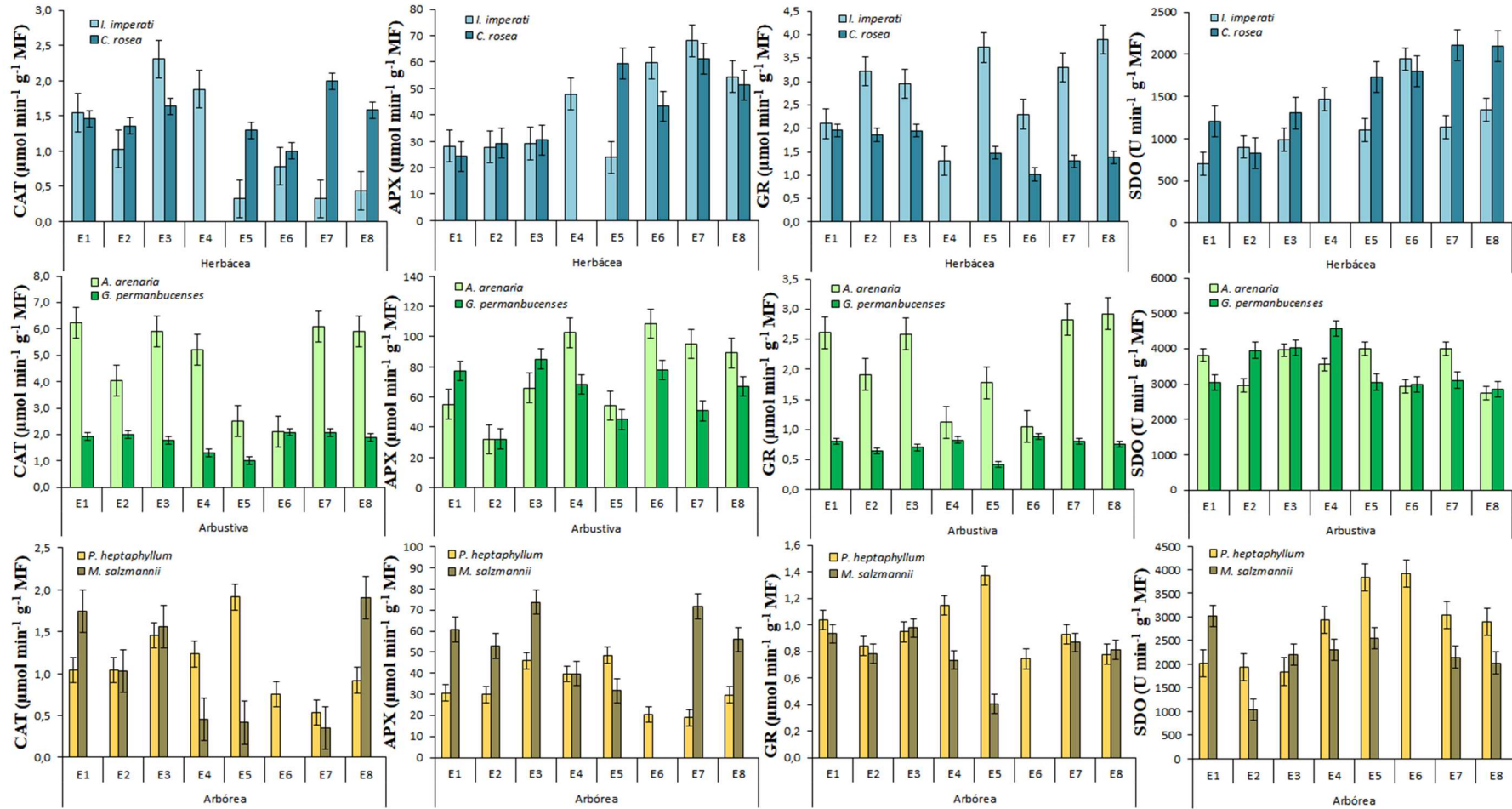
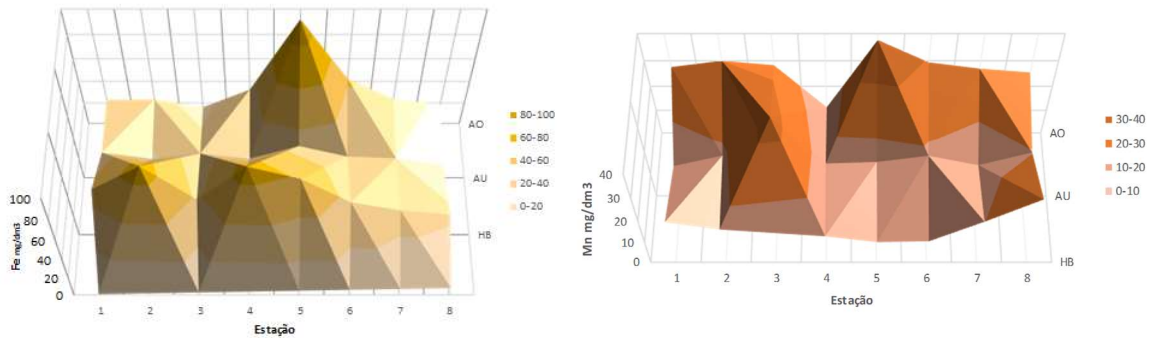


Figura 86: Teores de Ferro e Manganês no solo das três formações vegetacionais: Herbácea (HB), Arbustiva (AU) e Arbórea (AO), nas oito estações amostrais do Anexo 5 (Restinga) do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática da Área Ambiental I (PMBA), no período chuvoso.



As concentrações de Manganês variaram de 11,3 a 37,7 mg/dm³ na vegetação arbórea, com maior concentração em E5. Na vegetação arbustiva, a variação foi de 14,2 a 34,1 mg/dm³, com maior concentração E3, e na herbácea a variação foi de 10,2 a 29,7 mg/dm³, com maior concentração em E8.

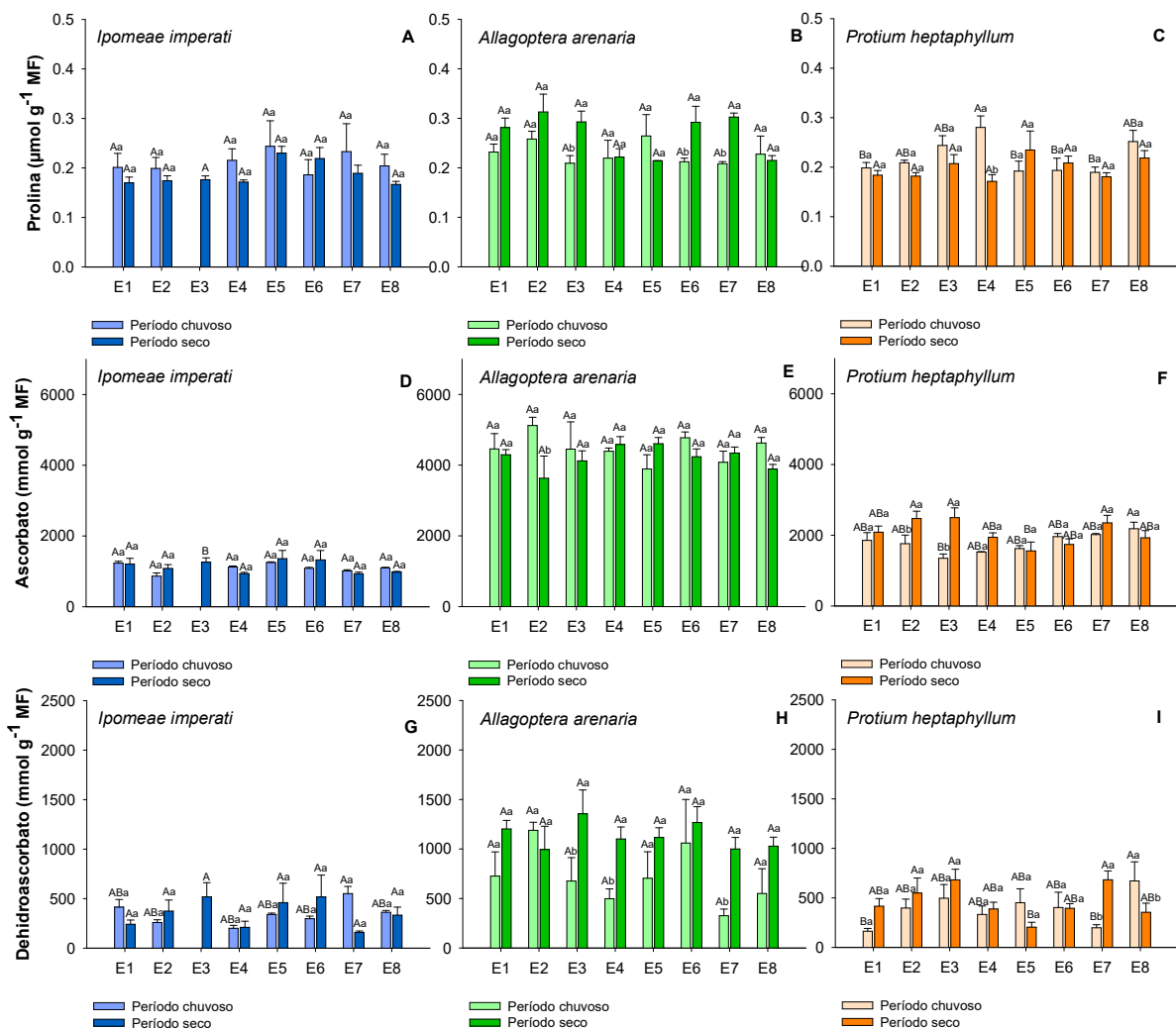
Kuki (2008) em estudo com plantas da restinga, ao verificar espécies de *Sophora tomentosa* exposta à deposição simulada de material ácido e úmido e particulado de minério de ferro, constatou um aumento nos teores foliares de Fe e na permeabilidade da membrana das folhas da planta, o que induziu um estresse oxidativo. Estudos realizados por Pereira (2009) em plantas de restinga (*Clusia spiritusanctensis* e *Aspidosperma parvifolium*) demonstraram que quando expostas a poluentes provenientes de mineradoras, estas espécies tendem a acumular Fe nos tecidos, comprometendo seu desempenho fotossintético.

Quando a capacidade de dissipação do excesso de energia de excitação é saturada, a atuação eficiente do sistema enzimático antioxidativo pode ser de fundamental importância na proteção celular, limitando a ocorrência do estresse oxidativo. As SODs, removem os radicais superóxido (O₂ •⁻), tendo o H₂O₂ como produto de reação (GRATÃO et al., 2005), sendo considerada a primeira na linha de defesa contra o estresse oxidativo. A remoção do H₂O₂ depende da atividade das CAT e GRs, dentre outras, consideradas fundamentais na manutenção da homeostase celular.

Os maiores incrementos na atividade das enzimas CAT, GR e SOD *Protium heptaphyllum* na estação 5, poderiam indicar um sistema de proteção contra os efeitos nocivos de altos níveis de metais, visto que nesta estação foram encontrados altos níveis de Ferro e Manganês no solo da formação. Entretanto, a ação dessas enzimas pode não ter sido suficiente para evitar danos oxidativos, e inibição do processo fotossintético, visto que nesta estação reduções em PI_{ABS}, PI_{TOTAL}, A e g_s também foram observados.

As plantas apresentam um complexo sistema antioxidante responsável por atenuar os níveis das ROS, evitando, assim, danos oxidativos. Em relação à prolina, importante osmoprotetor durante situações de estresses vários, não se observaram diferenças em *Ipomoea imperati* e *Allagoptera arenaria* entre as estações bem como entre os períodos analisados (Figura 87A a C). Não obstante, foram observados maiores níveis de ascorbato em *Allagoptera arenaria* em ambos os períodos analisados, entretanto, sem diferença entre as estações (Figura 87E). Cumpre mencionar também que este valor é, em média, 68% maior nesta espécie arbustiva, sendo também observados os maiores conteúdos de dehidroascorbato, quando comparados às espécies herbácea e arbórea (Figura 87H). Ressalte-se que os maiores níveis deste composto antioxidante ocorreram durante o período de seca nas arbustivas presentes nas E3, E4 e E7 (Figura 87I).

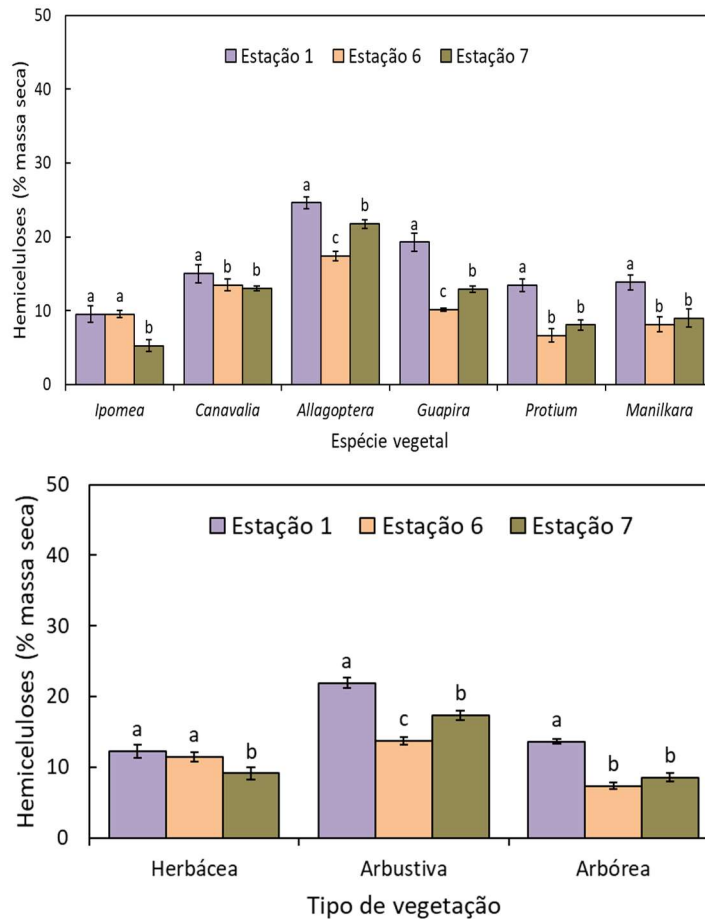
Figura 87: Variação no conteúdo de compostos antioxidantes em espécies vegetais da Restinga nas estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do (ES). Letras maiúsculas comparam as espécies entre as estações e letras minúsculas comparam as épocas de amostragem dentro de uma estação, Teste de Tukey ($p \geq 0,05$).



3.3.7 Carboidratos não estruturais e polímeros de parede

Os teores das hemiceluloses dos estolões das herbáceas, ramos das arbustivas e caule das arbóreas mostraram uma tendência de decréscimo no sentido estação 1 para estações 6 e 7 (Figura 88). Na herbácea *Ipomea imperati* os valores deste polissacarídeo na estação 7 representou a metade dos valores das estações 1 e 6 que não diferiram entre si (Figura 88A).

Figura 88: Teores de hemiceluloses das espécies amostradas na Estação 1, Estação 6 e Estação 7 da restinga da costa norte do Espírito Santo. *Ipomea imperati* e *Canavalia rosea* (herbáceas), *Allagoptera arenaria* e *Guapira pernambucensis* (arbustiva) e *Protium heptaphyllum* e *Manilkara salzmannii* (arbóreas) - A. Teores médios de hemiceluloses por formação vegetal: herbáceas, arbustivas e arbóreas amostradas – B. As barras representam o erro padrão das médias (n = 5). As letras comparam as estações dentro de cada espécie. Letras distintas diferem significativamente ($p < 0.05$, pelo teste de Tukey).

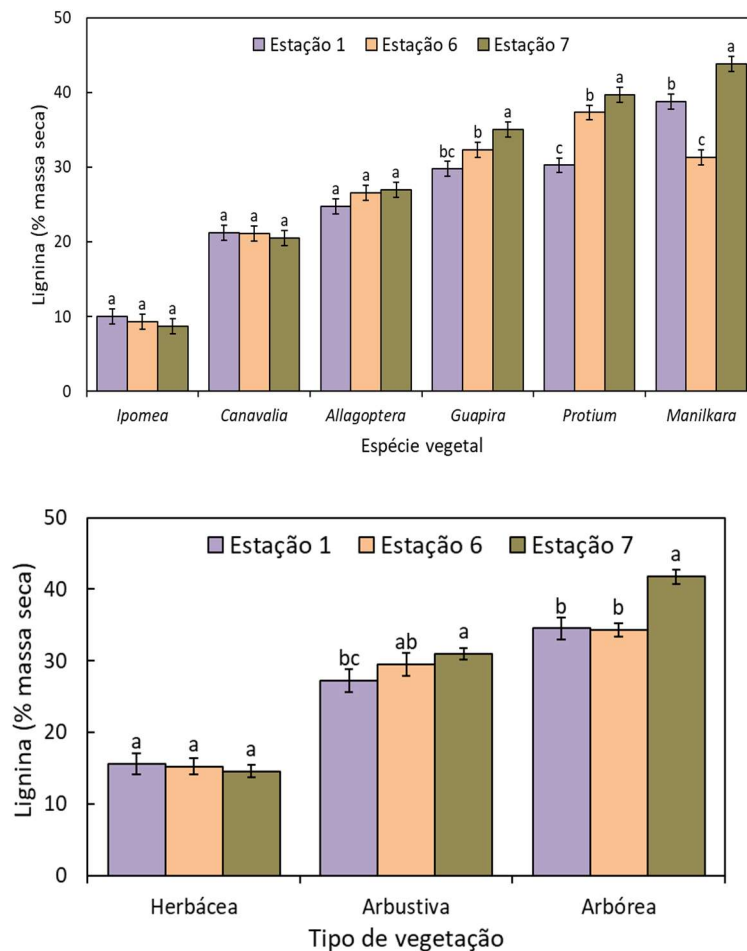


Os teores das hemiceluloses da herbácea *Canavalia rosea* nas estações 6 e 7 não diferiram entre si e mostraram-se inferior ao da estação 1. Nas arbustivas *Allagoptera arenaria* e *Guapira pernambucensis*, os teores das hemiceluloses seguiram a ordem decrescente estação 1 > estação 7 > estação 6 enquanto nas arbóreas *Protium heptaphyllum* e *Manilkara salzmannii* a ordem foi estação 1 > estação 6 = estação 7 (Figura 88). Diferente das arbustivas que mostraram teores de hemiceluloses das estações 6 e 7 um pouco inferior ao da estação 1, embora com diferenças significativas, as plantas

arbóreas mostraram diferenças superiores. Nesse aspecto, os teores de hemiceluloses das espécies arbóreas nas estações 6 e 7 representaram ~ 50% o valor da estação 1. De maneira geral, os teores das hemiceluloses das espécies arbustivas mostraram-se superiores as espécies herbáceas e arbóreas sendo que esses dois últimos tipos de vegetação se assemelharam entre si.

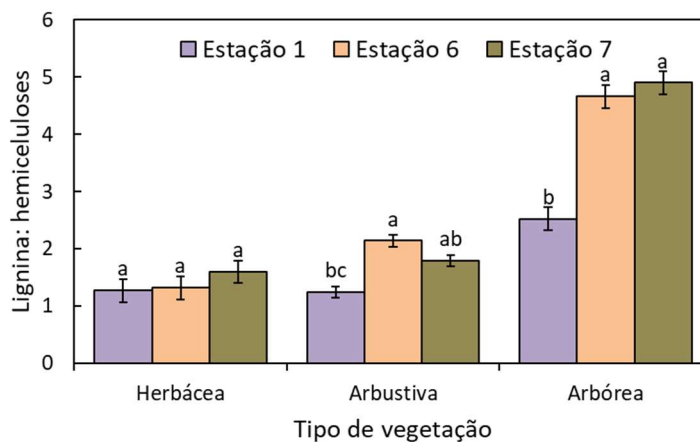
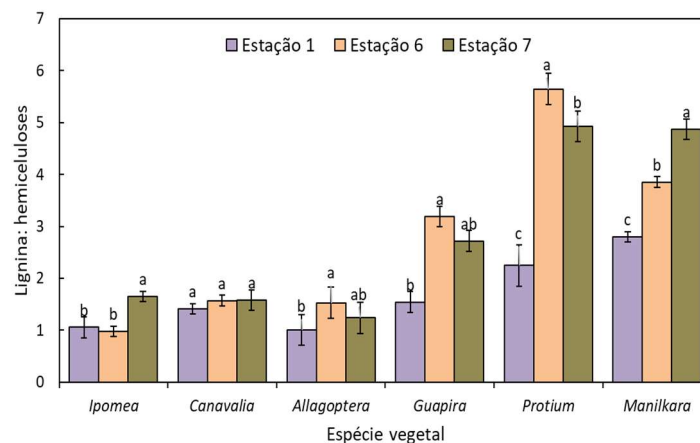
Os teores de lignina mostraram padrões diferentes entre as espécies herbáceas e arbustivas/arbóreas (Figura 89A e Figura 89B). Enquanto nenhuma diferença foi observada entre as estações nas herbáceas *Ipomea imperati* e *Canavalia rosea*, diferenças ocorreram entre as três estações na arbustiva *Guapira pernambucensis*, e nas arbóreas *Protium heptaphyllum* e *Manilkara salzmannii*, em que observa-se uma tendência de aumento dos teores de lignina da estação 1 para estação 6 e 7. Por outro lado, em *Manilkara salzmannii* a estação 6 mostrou menor teor de lignina em relação as outras duas estações.

Figura 89: Teores de lignina das espécies amostradas na Estação 1, Estação 6 e Estação 7 da restinga da costa norte do Espírito Santo. *Ipomea imperati* e *Canavalia rosea* (herbáceas), *Allagoptera arenaria* e *Guapira pernambucensis* (arbustivas) e *Protium heptaphyllum* e *Manilkara salzmannii* (arbóreas). – A, Teores médios de lignina por formação vegetal: herbáceas, arbustivas e arbóreas amostradas – B.



Analisando o efeito das estações na razão lignina:hemicelulose de cada espécie (Figura 90A), observa-se, entre as herbáceas, maior razão na estação 7 para *Ipomoea imperati*, enquanto em *Canavalia rosea*, diferenças significativas não foram observadas entre as estações.

Figura 90: Razão do teor lignina:hemiceluloses das espécies amostradas na Estação 1, Estação 6 e Estação 7 da restinga da costa norte do Espírito Santo. *Ipomoea imperati* e *Canavalia rosea* (herbáceas), *Allagoptera arenaria* e *Guapira pernambucensis* (arbustiva) e *Protium heptaphyllum* e *Manilkara salzmannii* (arbóreas) - A. Valores médios da razão do teor lignina:hemiceluloses por formação vegetal: herbáceas, arbustivas e arbóreas amostradas – B.

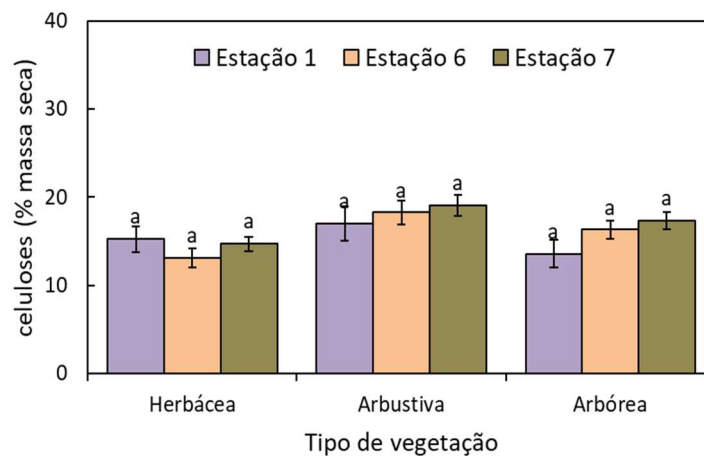
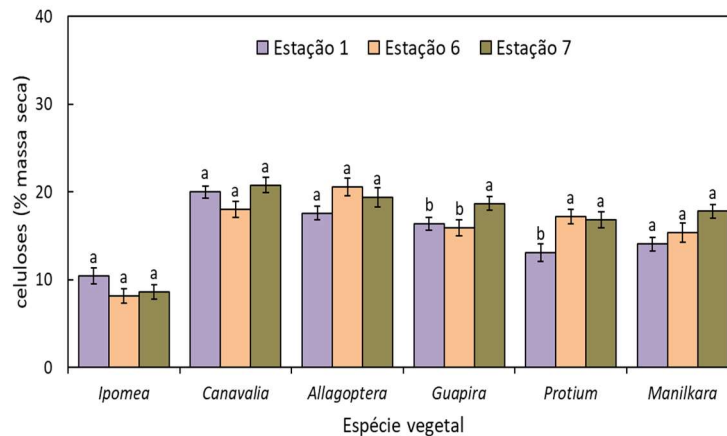


Quanto as arbustivas, *Allagoptera arenaria* e *Guapira pernambucensis* mostraram maior incremento de lignina em detrimento das hemiceluloses nas estações 6 e 7 onde a razão de *G. pernambucensis* dobrou em relação a estação 1. Semelhante às arbustivas, as arbóreas mostraram maior razão lignina:hemiceluloses nas estações 6 e 7, sendo que o valor desta razão em *Protium heptaphyllum* dobrou em relação a estação 1. Esses resultados refletiram na média por tipo de vegetação (Figura 90B) formando padrões marcantes. Nas herbáceas a razão lignina:hemicelulose permaneceu invariável entre as três estações. Já nas arbustivas e arbóreas, pôde ser constatado um aumento da razão lignina:hemicelulose no sentido da estação 1 para estação 7, e sem diferenças significativas entre essa última com a estação 6. No entanto, plantas arbóreas se destacaram pelas maiores diferenças das

razões lignina:hemicelulose das estações 6 e 7 com a estação 1. Nas duas primeiras estações a razão dobrou em relação à estação 1.

Com relação à celulose, seus teores praticamente mantiveram-se constantes entre as três estações (Figura 91A). Com exceção da arbustiva *G. pernambucensis* que mostrou maior teor na estação 7 e da arbórea *P. heptaphyllum* com maiores teores nas estações 6 e 7. Ainda quanto a *G. pernambucensis*, os teores de celulose das estações 1 e 6 não diferiram entre si. As demais espécies não mostraram diferenças significativas entre as três estações. De maneira geral, os teores de celulose das espécies amostradas representaram aproximadamente 10-20% da massa seca. As poucas diferenças interespecíficas em relação as três estações não causaram variações nos teores de celulose médio nos três tipos de vegetação (Figura 91B). As herbáceas, arbustivas e arbóreas apresentaram mesmo teor médio de celulose nas três estações onde esse PPC representou ~15% da massa seca.

Figura 91: Teores de celulose das espécies amostradas na Estação 1, Estação 6 e Estação 7 da restinga da costa norte do Espírito Santo. *Ipomea imperati* e *Canavalia rosea* (herbáceas), *Allagoptera arenaria* e *Guapira pernambucensis* (arbustiva) e *Protium heptaphyllum* e *Manilkara salzmannii* (arbóreas) - A. Teores médios de celulose por formação vegetal: herbáceas, arbustivas e arbóreas amostradas - B.



As alterações dos PPC das espécies arbustivas e arbóreas nas estações 6 e 7, indicadas pelos maiores teores de lignina em detrimento das hemiceluloses (maior razão lignina:hemiceluloses), rejeita a hipótese de que as herbáceas demonstrassem maior vulnerabilidade aos agentes estressores por se posicionarem em áreas da restinga sob maior influência da maré e dos sprays salinos, e no presente monitoramento, a possível impacto dos resíduos do derrame de lama no Rio Doce. Embora os três tipos de vegetação tenham mostrado vulnerabilidade das hemiceluloses, que declinou na estação 7 para as herbáceas e 6 e 7 para as arbustivas e arbóreas, esse resultado demonstrou ser menos acentuado nas herbáceas, bem como as ligninas. Enquanto nas herbáceas nenhuma diferença tenha sido constatada entre as três estações, por outro lado, maiores teores desse PPC em arbustivas e arbóreas ocorreram nas estações 6 e 7.

Essa menor vulnerabilidade das herbáceas em relação ao fator aqui investigado (distribuição espacial) pode ser justificada pela maior tolerância desse grupo de plantas aos agentes estressores. Ao se estabelecer na formação herbácea (psamófilas-reptantes), as espécies como a *Ipomoea imperati* e *Canavalia rosea* estão sujeitas a elevada tensão ambiental imposta pela forte influência da salinidade, ventos constantes e maiores temperaturas e radiação solar (LOURENÇO JUNIOR e CUZZUOL 2009). Tais condições ambientais determinaram profundas adaptações morfológicas e fisiológicas desse tipo de vegetação elevando a tolerância desses organismos aos distúrbios ambientais limitantes do crescimento, incluindo os elementos traços da lama de Mariana que por ventura tenha sido carregada pelas marés para aquela formação vegetal, especialmente para as estações 6 e 7 próximas a foz do Rio Doce, embora a análise do solo das herbáceas não tenha mostrado grandes variações nos teores dos metais (Fe, Mn, Cu e Zn) entre as estações 1, 6 e 7. De qualquer modo, um fator biótico pode ter contribuído para a falta de variação da lignina:hemicelulose das herbáceas entre as três estações: a menor proporção de lignina em relação as arbustivas e arbóreas. Provavelmente, o teor de lignina em 10-20% da massa seca das herbáceas esteja na faixa limite sem comprometer a sobrevivência dessas plantas quando as condições ambientais se tornam limitantes para o crescimento (LE GALL et al., 2015), como sugere os menores valores de Soma das Bases (SB), P e Fe nas estações 6 e 7 e, menor teor de Mn na estação 1.

A maior variação das hemiceluloses e ligninas das arbustivas e arbóreas não era esperado uma vez que esses tipos de plantas se desenvolvem em áreas mais afastadas da praia e por isso, menos suscetíveis aos poluentes trazidos pelas ondas do mar. Os maiores teores de lignina em detrimento das hemiceluloses nesse grupo de plantas na estação 6 e 7 parece não ter relação com as propriedades químicas do solo. Com exceção da estação 7 onde os valores de SB, MO e P do solo das arbustivas se apresentaram com valores inferiores em relação as estações 1 e 6, os valores dessas variáveis mantiveram-se constantes nas três estações das arbóreas. Para as arbustivas, a maior razão lignina:hemiceluloses, especialmente na estação 7 é justificada pelas condições limitantes do crescimento indicadas pela menor SB, MO e P desta localidade. De maneira geral, a baixa fertilidade ou outros fatores estressantes tendem a provocar a deposição de lignina e a ciclagem das hemiceluloses (LE GALL et al., 2015). Para as arbóreas, as alterações das proporções dos PPC entre

as estações não encontraram apoio nas análises dos solos, o que foi demonstrada a falta de variação dos parâmetros químicos entre as três estações, com exceção do teor de Fe maior na estação 7. Nesse aspecto, aumento de poluentes/metais tendem a causar a lignificação dos tecidos em detrimento das hemiceluloses (LE GALL et al., 2015) como constatado nas arbóreas posicionadas nesta estação. A falta de variação da celulose entre as três estações e a pequena variação interespecífica confirma a informação de que, dentre os polímeros de parede celular, a celulose é o PPC menos influenciado pelas alterações do ambiente. Isso se deve a sua estrutura molecular resistente a ação de enzimas hidrolíticas (LE GALL et al., 2015). Normalmente, esse PPC é mais influenciado por deficiência hídrica ou encharcamento do solo e por variações intensas da temperatura atmosférica.

De tudo, hipotetizamos que outros fatores ambientais não mensurados no presente estudo, tais como o teor de água do solo, radiância, temperatura e umidade da atmosfera, sejam capazes de melhor caracterizar as condições microclimáticas das estações 1, 6 e 7, e que permitam estabelecer uma relação mais segura com nossos resultados. Só então poderemos elaborar uma conclusão mais segura sobre a causa da variação espacial das hemiceluloses e lignina das arbustivas e arbóreas. Nesse aspecto, concluímos que as diferenças desses PPC seguem um gradiente de complexidade morfológica aumentando de um grupo de espécies não lenhosas para as lenhosas, variando geograficamente por motivos não detectados nas análises do solo. Provavelmente, trata-se de uma adaptação morfológica em resposta as particularidades microclimáticas acima especuladas.

4 DISCUSSÃO INTEGRADA

As restingas são um ecossistema terrestre e costeiro com forte influência marinha (ARAÚJO, 2000). Sua vegetação varia em função das condições atmosféricas, edáficas e fatores intrínsecos à dinâmica vegetacional desse ambiente (SCARANO, 2002), apresentados pelas diferentes comunidades vegetais (ARAÚJO, 1992; ARAÚJO et al., 1998) que podem ser encontradas ao longo do litoral brasileiro (ARAÚJO, 1987). Segundo o Conselho Nacional de Meio Ambiente este ecossistema pode ser definido como um conjunto de comunidades vegetais, fisionomicamente distintas, sob influência marinha e fluvio-marinha, distribuídas em mosaicos vegetacionais (CONAMA, 1996).

Fatores edáficos juntamente com as relações nutricionais do sistema das comunidades, sendo os mais citados a salinidade do solo, os movimentos da areia (HENRIQUES et al 1986; COGLIATTI CARVALHO et al. 2001) e a topografia do terreno (CORDEIRO, 1998) podem influenciar o processo de zonação no ecossistema restinga. Somados a isso, a resistência das comunidades vegetais ao sal, a concentração de nutrientes no solo (MENEZES e ARAÚJO 2000) e a influência das propriedades físico-químicas do sedimento (CUZZUOL e CAMPOS 2001; BERNINI et al. 2006), definem a distribuição geográfica de diferentes comunidades ao longo do ecossistema (JEFFERIES e DAVY, 1979).

No presente programa de monitoramento da Restinga, as avaliações fitossociológicas das possíveis consequências do rejeito de mineração mostraram uma estrutura de vegetação, para cada formação vegetal, semelhante ao descrito em trabalhos anteriores. Possíveis discordâncias atuais na composição florística podem ser explicadas por fatores naturais, como distribuição longitudinal de espécies, baixa densidade e frequência de populações, ciclo de vida e diferentes metodologias para as Restingas brasileiras. Os dados de composição e estrutura florística mostraram que ainda não há indícios de impactos em nível populacional ou de comunidade nas áreas analisadas, embora alterações em nível de indivíduo tenham sido observadas. Foram observadas alterações em nível celular que podem causar uma redução populacional ou o desaparecimento de espécies nativas, permitindo assim a ocupação das áreas por espécies invasoras e ruderais, ao longo do tempo.

Os dados obtidos nos primeiros doze meses de análise tornam necessárias a continuidade do monitoramento, pois permitiria a detecção de modificações futuras de efeito crônico na estrutura da vegetação em consequência do impacto resultante da contaminação pelo rejeito de mineração liberado no rompimento da barragem de Fundão.

Enquanto efeitos isolados de poluentes em plantas indiquem a integridade de uma particular espécie, uma visão integrada desses efeitos em diferentes espécies pode auxiliar na avaliação da integridade da vegetação (DALE e BAYELER, 2001).

Foram observados possíveis indícios em nível de indivíduo e em nível celular. Múltiplas variáveis, como análise de elementos químicos nos tecidos vegetais, germinação de sementes, presenças e viabilidade de estruturas reprodutivas, capacidade fotossintética, perfil metabólico, compostos antioxidantes e estruturais, foram utilizadas buscando-se uma análise detalhada dos efeitos dos metais do rejeito nas plantas da Restinga.

O inventário da flora das espécies vegetais presentes nas oito estações amostrais da Restinga mostrou aumento de novas ocorrências para áreas já coletadas, entretanto, a presença de espécies com floração, mas ausência de frutificação, ausência de espécies em estações amostrais e baixa taxa de germinação de sementes podem ser possíveis indícios do impacto.

Vale ressaltar que o crescimento de uma planta é influenciado por diversos fatores, dentre eles os nutrientes minerais, definidos como sendo elementos químicos que atendam aos critérios de essencialidade que podem ser resumido a três: a) Na ausência do elemento, a planta não completa o seu ciclo de vida; b) O elemento não pode ser substituído por outro elemento com propriedades similares; c) O elemento deve estar diretamente envolvido no metabolismo da planta, como constituinte de um composto essencial, ou ser necessário para a ação de um sistema enzimático. Contudo, a definição da quantidade necessários para o pleno crescimento de uma planta ou de uma comunidade vegetal deve atender conjuntamente a “Lei de Mínimo” preconizada por Justus von Liebig em seu livro “Aplicações da química orgânica na agricultura e fisiologia”, de 1840 que estabelece que o desenvolvimento de uma planta será limitado pelo nutriente (fator) que está com a maior deficiência entre todos os elementos essenciais, e a “Lei da Tolerância” ou “Lei de Shelford” (princípio desenvolvido

por Victor Ernest Shelford em 1913), que estabelece que para cada espécie, existem amplitudes de tolerância (com limites mínimos e máximos) aos fatores ecológicos, dentro das quais sua existência é possível, sendo que se pode inferir dessa lei que: uma espécie X pode ter uma ampla tolerância a um determinado fator e a outro a tolerância ser estreita; e que alterações em um fator pode causar alteração na amplitude de tolerância a outros fatores.

Relatos encontrados na literatura fazem menção do efeito estimulante ou tóxico de um determinado elemento em uma mesma concentração, seja no solo ou na folha. Entretanto, a definição de limites de toxidez para um determinado elemento químico, seja nutriente mineral ou não, somente é possível com o estudo no ambiente de interesse. Existem informações de que para uma mesma espécie vegetal em um ambiente X um elemento químico na concentração Y é altamente tóxico, contudo, para a mesma espécie em local W, a concentração Y não afeta o crescimento e desenvolvimento da mesma espécie. No caso específico (níveis de elementos químicos presentes no solo e na planta) a literatura é vasta em apresentar valores de níveis ótimos e níveis de toxidez, mas deve ser salientado que estes valores são extremamente discrepantes.

A vista de exemplo, Ancuceanu et al (2015) revisaram o conteúdo de Ferro em várias partes de 1228 espécies vegetais e concluíram que o exame de quantidades de ferro em diferentes órgãos ou partes de mais de 1000 espécies de plantas tem mostrado variações inter e intraespécies muito grandes, com poucos padrões detectáveis, se houver. A variação intraespecífica pode ser demonstrada no caso de *Trifolium subterraneum* L. que apresenta entre 179 populações, aqueles com menos de 50 mg/kg e outras com mais de 450 mg/kg (média de 171 mg/kg) (PASTOR et al 1995).

Outro exemplo da dificuldade de estabelecer valores de referência é o teor em semente de *Cuminum cyminum* que apresentou amostras variando de 190 a 1690 mg/kg (GUPTA et al 2003). As conclusões que se tiram desta informação são de que qualquer generalização de limites que estabeleçam danos à determinada espécie, sem o conhecimento de todos os fatores envolvidos no ecossistema onde determinada espécie ou espécies estão inseridas pode provocar um grande equívoco de interpretação, seja para propor danos ou situações normais, em especial quando se faz referência a micronutriente, elementos benéficos ou mesmo elementos químicos que até o presente não apresentam função biológica conhecida.

Os solos sob vegetação de restinga são arenosos, quimicamente pobres, tendo como principal fonte de nutrientes o spray marinho (ARAÚJO e LACERDA, 1987; LEÃO e DOMINGUEZ, 2000). Embora a localização das estações amostrais deste monitoramento não apresente dados pretéritos quanto a teores sedimentares de metais, altas concentrações de Fe, Mn, Cu e Al nos sedimentos das estações chamam atenção por estarem acima do encontrado na literatura para os solos de Restinga do ES realizados na região costeira ao sul, no Parque Estadual Paulo Cezar Vinha, em Guarapari (LORENÇO JUNIOR e CUZZUOL, 2009), e observada uma grande amplitude de valores entre as estações ao sul (E7 e E8) e ao norte (E1 a E6) da Foz do Rio Doce.

Devido à variabilidade de respostas observadas (e até certo ponto, esperada) entre as formações vegetacionais e a fim de melhor integrar as diferentes respostas das diferentes espécies aos efeitos da contaminação de metais, uma análise multivariada foi aplicada aos dados obtidos. Saliente-se que a Análise de Componentes Principais (PCA) permitiu caracterizar e classificar as espécies de acordo com sua resposta, reduzindo também a estrutura multidimensional dos dados e fornecendo um mapa bidimensional que resume o conjunto de variáveis observadas.

Verificou-se que o componente 1 explicou 44,77% e o componente 2, 31,11%, e juntos resultaram na explicação de 71% (Figura 92) da variabilidade encontrada. O primeiro componente é alta e positivamente correlacionado com trocas gasosas, fluorescência da clorofila *a* e concentrações foliares de metais, sendo negativamente correlacionados com aspectos granulométricos do sedimento (porcentagem de areia grossa e argila), conteúdos de Mn no solo e foliares, atividade de enzimas antioxidantes, além das concentrações de sacarose nos tecidos vegetais (Figura 92A). Constatou-se também que espécies da formação herbácea (HB) são caracterizadas positivamente pelo primeiro componente e são agrupadas de forma contrária a arbustivas (AU) e arbóreas (AO), as quais são explicadas, em maior parte, pelo segundo componente (Figura 92B).

Utilizou-se também uma análise de correlação para melhor compreensão da relação entre as alterações metabólicas e o acúmulo de metais (Figura 93). Os dados foram utilizados para obtenção de coeficientes parciais de correlação entre todas as variáveis. Houve correlação significativa entre algumas características em estudo. Baseados nos resultados da PCA e coeficientes de correlação linear de Pearson, indicadores bióticos foram selecionados a fim de melhor representar as diferentes respostas da vegetação da Restinga aos efeitos do rejeito.

Os indicadores escolhidos permitem uma análise mais abrangente acerca dos possíveis impactos dos metais (elementos traços) nas plantas de restinga coletadas em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do ES.

Os dados aqui discutidos consideram múltiplas variáveis: características granulométricas do sedimento, análise de metais no sedimento e tecido vegetal e os indicadores: fotossíntese líquida (*A*), índice de desempenho total da cadeia de transporte de elétrons (PI_{total}), teores de sacarose (*Sac*), atividade da superóxido dismutase (*SOD*); razão lignina:hemicelulose (*Lig:Hemi*); número de unidades formadoras de colônias de bactérias (*UFC*), viabilidade do grão de pólen (*Pólen*) e porcentagem de germinação (*Germ*). Esses parâmetros representam cinco categorias de respostas biológicas em nível de indivíduo: Fotossíntese (PI_{total} e *A*, Figura 94), Metabólitos primários (*Sac*, Figura 95), Sistema antioxidante (*SOD*, Figura 96), Morfoestrutural (*Lig:Hemi*, Figura 97) e Capacidade de recuperação (*UFC*, *Germ* e *Pólen*, Figura 98).

Figura 92: Análise de componentes principais de variáveis relacionadas ao metabolismo, trocas gasosas, fluorescência da clorofila a e composição de metais no solo e tecido foliar de espécies presentes em três formações da Restinga – Herbácea (HB), Arbustiva (AU) e Arbórea (AO). As espécies foram analisadas, durante o período chuvoso e seco, em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do Espírito Santo (ES). Load das componentes principais (A) e Projeção dos scores (B) e (C). Sac: sacarose; SOD: superóxido desmutase; APX: ascorbato peroxidase; GR: glutiona redutase; A: fotossíntese; g_s : condutância estomática; PI_{ABS} : Eficiência de oxido-redução do Fotossistema II; PI_{TOTAL} : índice de desempenho total da cadeia de transporte de elétrons; RE_e/RC : fluxo de elétrons redutor do acceptor final de elétrons no sítio do FSI por centro de reação; V_fo: vanádio foliar; Cr_fo: cromo foliar; Cu_fo: cobre foliar; As_fo: arsênio foliar; Mn_fo: manganês foliar; Mn_so: manganês no solo.

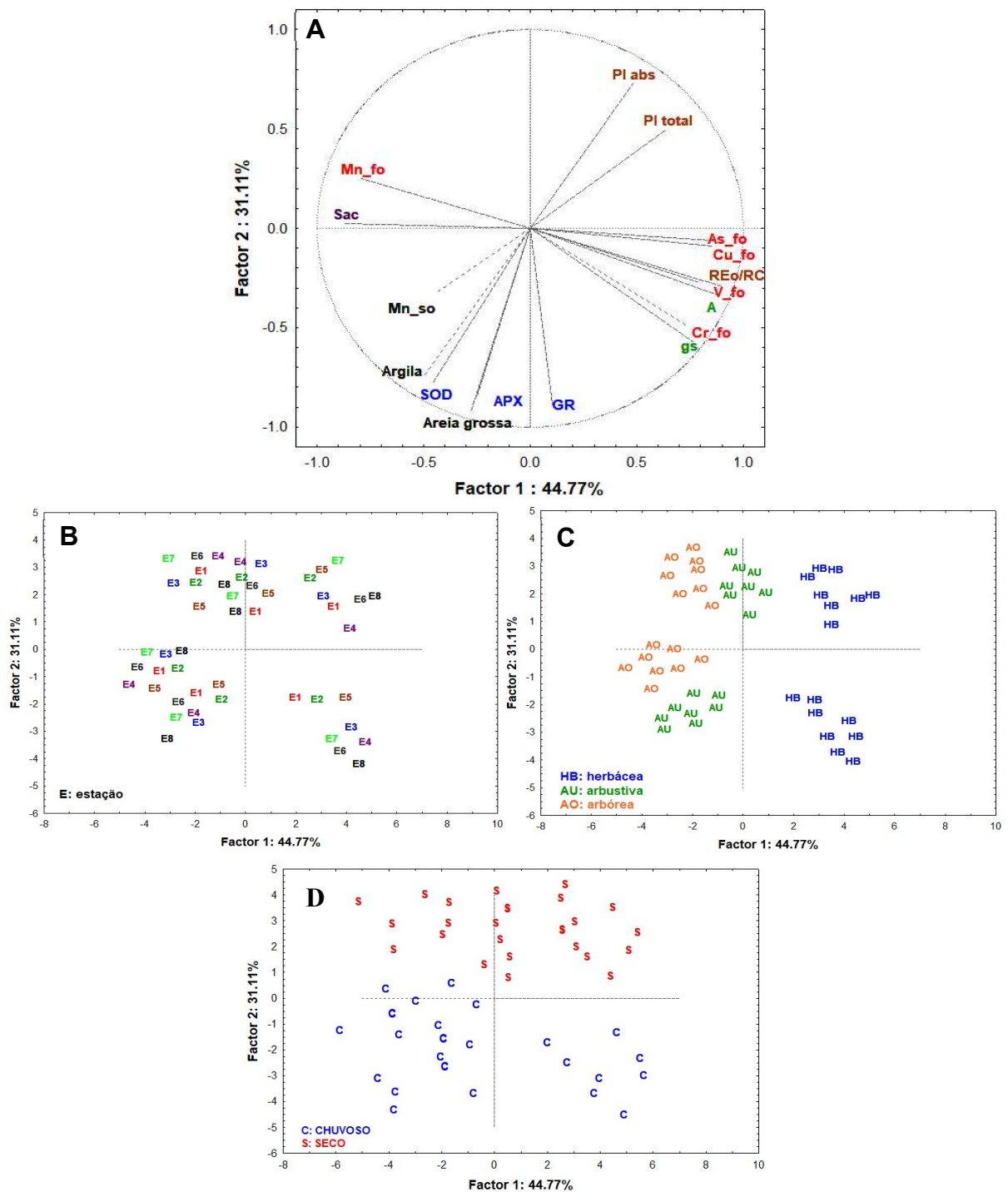
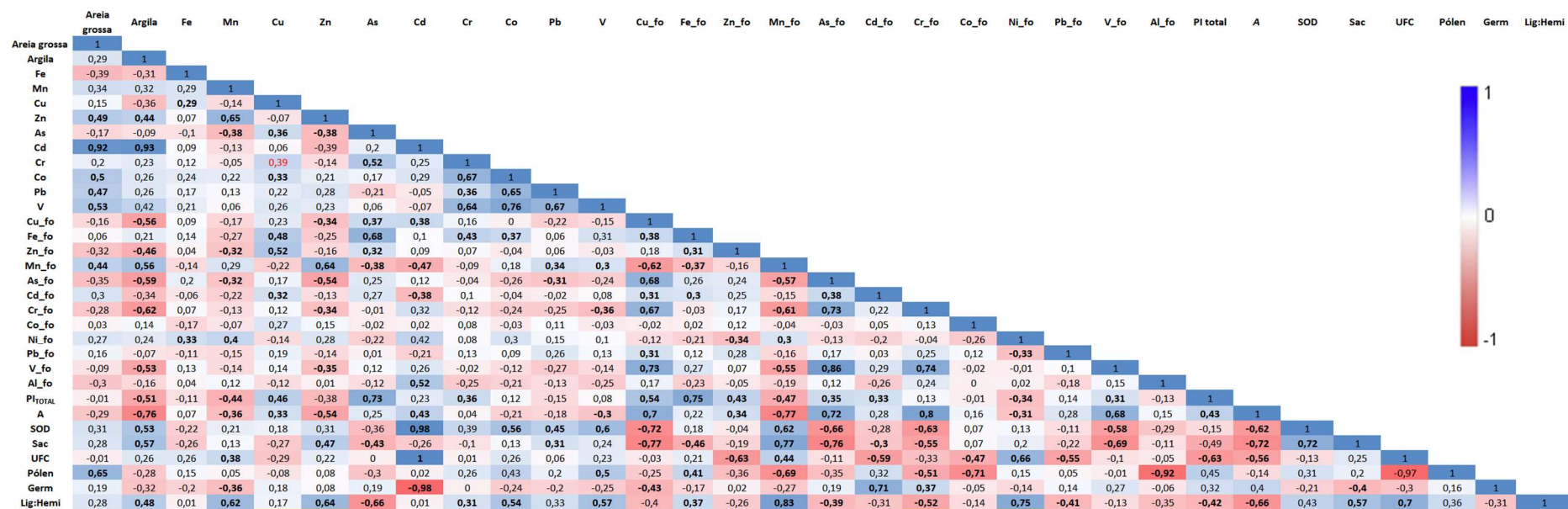


Figura 93: Análise de correlação linear de Pearson e heatmap de indicadores bióticos, granulometria e teores sedimentares e concentração foliar de metais presentes em três formações da Restinga analisadas em oito estações amostrais afetadas pela pluma de mineração ao longo da região costeira do Espírito Santo (ES). As cores azul e vermelho indicam correlação positiva e negativa, respectivamente. Teores no sedimento: Fe: Ferro; Mn: Manganês; Cu: Cobre; Zn: Zinco; As: Arsênio; Cd: Cádmio; Cr: Cromo; Co: Cobalto; Ni: Níquel; Pb: Chumbo; V: Vanádio. Teores foliares: Cu_fo: cobre; Fe_foliar: ferro; Zn_fo: zinco; Mn_fo: manganês; As_fo: arsênio; Cd_fo: cádmio; Cr_fo: cromo; Co_fo: cobalto; Ni_fo: níquel; Pb_fo: chumbo; V_fo: vanádio; Pltotal: índice de desempenho total da cadeia de transporte de elétrons; A: fotossíntese líquida; SOD: superóxido desmutase; Sac: teores de sacarose; Lig:Hemi: razão lignina:hemiceluloses, N° UFC: número de unidade formadoras de colônias. Valores em negrito representam correlações significativas a P < 0,05.



A absorção de íons metálicos em excesso é tóxica para a maioria das plantas, no entanto, ao longo da evolução, os vegetais desenvolveram diferentes mecanismos para proteger-se das condições adversas impostas pelo ambiente. Portanto, o metabolismo vegetal deve ser flexível e dinâmico, em resposta aos variados impactos bioquímicos causados pelos metais.

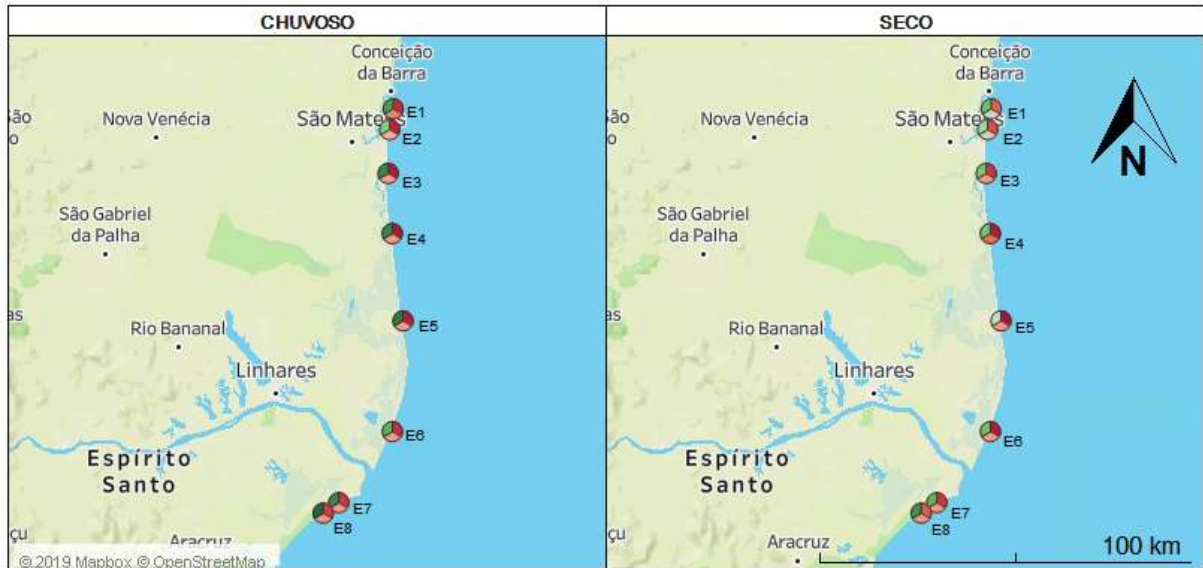
O parâmetro de trocas gasosas apresentou maiores associações com níveis de metais e características granulométricas do sedimento, e constitui-se como o indicador que melhor relacionou-se com as alterações espaciais e temporais. Maiores acúmulos de Mn e Ni em tecidos foliares e aumento da fração de argila nos sedimentos foram associados a reduções de A , indicando a inibição da capacidade fotossintética vegetal. Somados a isso, aumentos em Mn e Zn nos sedimentos da Restinga também ocasionaram reduções do processo fotossintético.

Os resultados ao longo do monitoramento mostraram que espécies herbáceas apresentam os parâmetros fotossintéticos A e g_s fortemente influenciados pelas variações dos teores foliares de Mn, sugerindo estes como potenciais indicadores ecofisiológicos de alterações de disponibilidade ambiental deste elemento. Por outro lado, em plantas arbustivas e arbóreas as variações nas trocas gasosas e índices de clorofila também apresentam forte influência dos teores foliares de Cu, Cr, As e V. Associados a isso, as análises ecofisiológicas mostram uma clara redução dos teores de clorofila nas plantas analisadas, inclusive com sintomas visuais de clorose, observados principalmente nas estações de Pontal do Ipiranga (E5) e Cacimbas (E6). Semelhantes associações também foram observadas para o indicador PI_{total} , embora maiores associações deste indicador também tenham sido observadas com teores foliares de Fe e Zn.

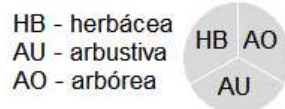
As análises das PCAs e correlações mostram uma clara diferença sazonal das respostas da vegetação da Restinga. Durante o período chuvoso o aumento nos teores de metais, em especial Mn no sedimento e no tecido foliar, promoveram inibição do processo fotossintético pela redução do desempenho fotoquímico total e parâmetros relacionados à fase termal do transporte de elétrons fotossintético que descrevem a capacidade de redução do acceptor final além do Fotossistema I (BUSSOTTI et al., 2020). Tais efeitos deletérios comprometem eventos desde a captura de fótons até a redução dos aceptores finais da cadeia de transporte, tendo como possíveis consequências uma baixa capacidade fotossintética, como observado pela redução da assimilação de CO_2 .

Neste período, o aporte Rio Doce se estabelece como fator preponderante para aumentos na concentração de metais na matriz água, como mostrado pelos resultados obtidos para ambiente marinho, e observadas para o mês de Janeiro. Com aumento da vazão do rio, reduções da atividade fotossintética puderam ser observadas nesta e subseqüentes estações ao norte da desembocadura do Rio Doce, principalmente observado nas restingas da APA Conceição da Barra, e em especial em espécies herbáceas.

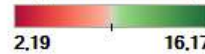
Figura 94: Perfil da fotossíntese (Indicadores: Fotossíntese líquida – A; e índice de desempenho total da cadeia de transporte de elétrons - PI_{total}), das formações vegetais nas estações amostrais da Restinga, Anexo 5, durante período chuvoso e seco.



RESTINGA: Formações vegetais



Fotossíntese líquida
($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$)



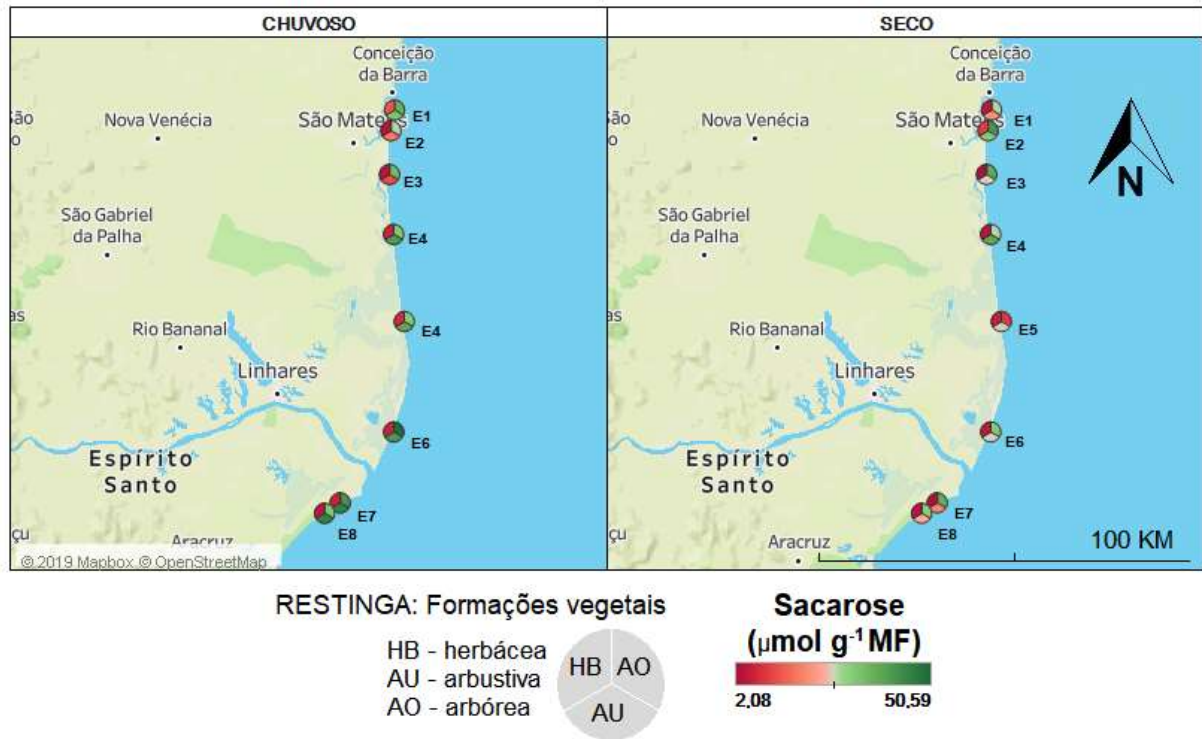
RESTINGA: Formações vegetais



PI_{TOTAL}
(unid. relativa)



Figura 95: Perfil de Metabólitos primários (Indicador: Terores de sacarose – Sac) das formações vegetais nas estações amostrais da Restinga, Anexo 5, durante período chuvoso e seco.



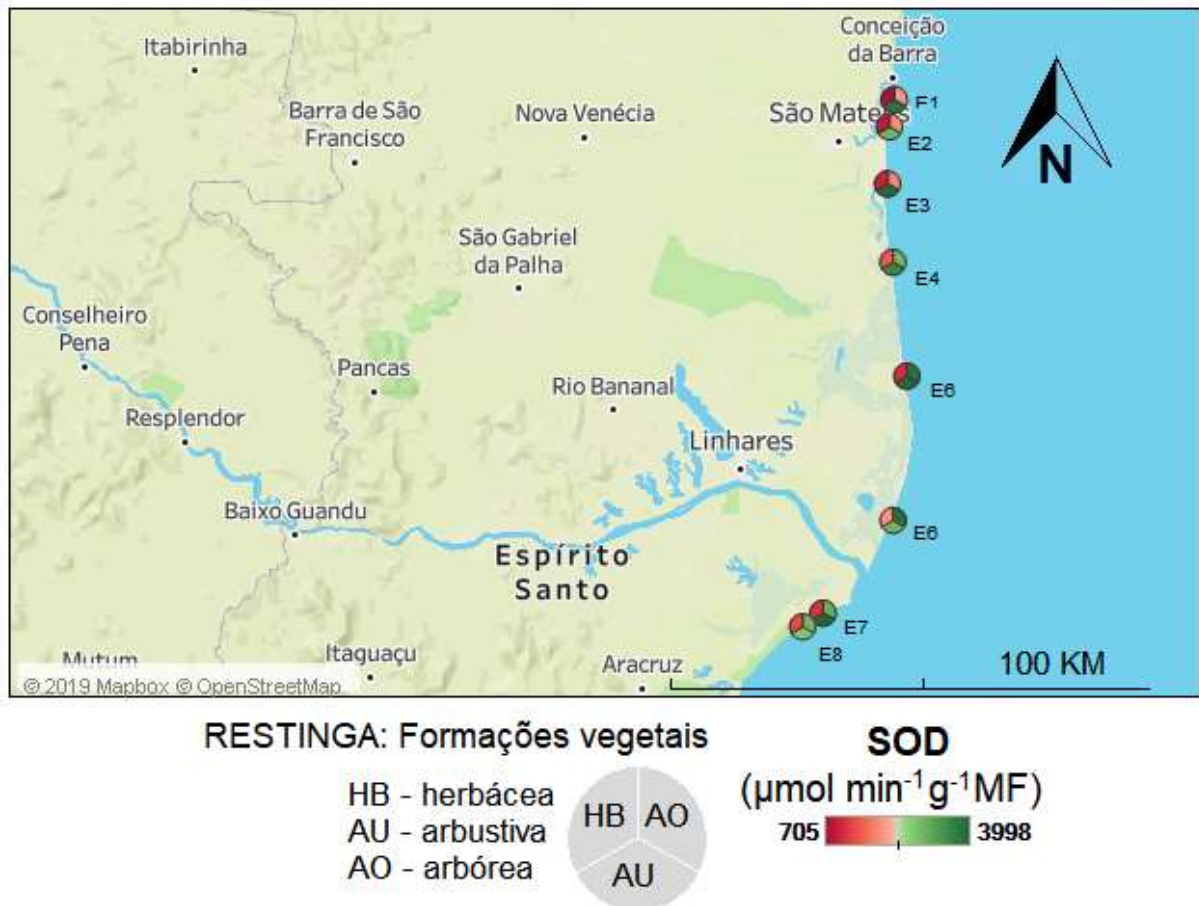
Por outro lado, no período seco a ressuspensão de sedimento, principalmente de natureza granulométrica fina, resultou numa constante remobilização por eventos de alta hidrodinâmica resultados da ação de frentes frias e a ocorrência neste período da tempestade tropical IPA aumentando concentrações de metais no sedimento e tecidos foliares e acarretando em reduções no desempenho fotoquímico e nas trocas gasosas nas plantas da restinga. Associados a isso, aumentos foliares de metais como Fe, Cu, Cd e V apresentaram altas correlações negativa com concentrações de sacarose.

Metais afetam diretamente a maquinaria fotossintética pela ligação a vários pontos sensíveis do aparato fotossintético. No cloroplasto, metais promovem distúrbios da arquitetura das membranas dos tilacóides, o que por sua vez, acarretam em mudanças dos processos de reações fotoquímicas, especialmente aquelas associadas com o FSII. É evidente que o excesso de metais apresenta efeitos intensos na estrutura do cloroplasto, resultando em degradação do empilhamento do grana e lamelas do estroma e aumento no número e tamanho de plastoglobulina e inclusões intratilacoidais (BASZYNSKI et al.; 1988).

Metais são também conhecidos por sua forte afinidade a grupos sulfidrilas, essenciais na atividade enzimática e estrutura protéica (DE FILLIPPIS e PALLAGHY, 1994) e apresentam efeitos inibitórios na atividade das enzimas cloroplastídicas ribulose 1,5-bisphosphate-carboxylase (RuBPC; E.C.4.1.1.39) e phosphoribulokinase (E.C.2.7.1.18) quando avaliadas *in vitro* (HAMPP et al., 1973; ERNST, 1980).

Estudos *in vitro* com plantas tratadas com Zn, Cd e Hg claramente sugerem que algumas enzimas da via de fixação de carbono, especialmente enzimas dependentes de energia, também são afetadas por metais (DE FILIPPIS E PALLAGHY, 1994).

Figura 96: Perfil do Sistema antioxidante (Indicador: Atividade da Superóxido dismutase – SOD) das formações vegetais nas estações amostrais da Restinga, Anexo 5.



Ressalta-se que maiores teores de Fe foram encontrados em solos arbóreos das estações 5 (92,1 mg/kg) e 6 (42,4 mg/kg). Corroborando com estes dados, o tecido foliar da arbórea *Protium heptaphyllum* presente nas duas estações (5 e 6) também apresentou um dos maiores níveis de Fe (113.81 e 131.46 mg/kg, respectivamente). Alterações nos teores foliares de Fe podem resultar em efeitos dramáticos no metabolismo das plantas (HALLIWELL e GUTTERIDGE, 1984). Comportamentos semelhantes também foram observados para Mn e Cu no qual o aumento nos teores de metais desencadearam respostas oxidativas em plantas localizadas nas estações com maiores concentrações.

Tais resultados explicariam aqueles encontrados para teste JIP e trocas gasosas, nos quais foram observadas a inibição no transporte de elétrons na etapa fotoquímica bem como a redução na assimilação de CO₂ na fotossíntese em *Protium heptaphyllum*, quando comparada às espécies

herbáceas e arbustivas. Somados a isso, os aumentos nos teores de sacarose indicam que nessa espécie o aumento em Fe promoveria respostas no metabolismo das hexoses, visto que o excesso de Fe é acompanhado por uma redução no conteúdo de glicose e frutose (KAMPFENKEL et al., 1995).

As plantas apresentam um complexo sistema de proteção que pode retardar ou até mesmo parar a oxidação de biomoléculas protegendo-as dos efeitos dos íons metálicos (MICHALAK, 2006), como o aumento no teor de carotenoides, que podem atuar como um antioxidante para eliminar as ROS geradas por essa toxicidade do Fe (MICHALAK, 2006). Entretanto, estes mecanismos podem ser ineficientes em algumas espécies vegetais, dependendo do grau de estresse a que estas estão submetidas. Embora *Protium heptaphyllum* tenha se diferenciado das demais espécies por apresentar os maiores níveis de carotenoides nas mesmas estações citadas (5 e 6), bem como aumentos da atividade de enzimas antioxidativas (como SOD, CAT e GR, Figura 96), sugerindo uma alta capacidade de respostas dos sistemas antioxidantes enzimáticos e não enzimáticos, ou seja, uma alta plasticidade dos componentes associados à fotoproteção em resposta a variações das concentrações de íons metálicos no solo e em seus tecidos vegetais, tal resposta parece ser ineficiente, visto que indicadores de fotoinibição da fotossíntese foram observados. Em todo caso, tal mecanismo parece traduzir-se numa estratégia de alocação ineficiente de recursos (VALLADARES e NIINEMETS, 2008), principalmente devido aos elevados custos metabólicos/energéticos para manutenção de uma maquinaria bioquímica robusta.

O metabolismo do nitrogênio é central na resposta das plantas a estresses abióticos (BATISTA-SILVA et al., 2019). Por exemplo, após exposição a metais (elementos traços), os aminoácidos acumulam-se em concentrações na faixa de milimolar apresentando significado funcional na tolerância ao estresse (ARAÚJO et al., 2010). Observa-se correlação positiva entre aminoácidos e o metal Fe (0,45*). Uma série de estudos relata que a exposição desse metal pode afetar fortemente as concentrações de certos aminoácidos, como betaína, prolina e histidina os quais participam da estabilização e proteção das membranas contra os efeitos tóxicos de íons metálicos (WHITE et al., 1981; SHARMA e DIETZ, 2006). Assim, observou-se uma clara redução no conteúdo de proteínas com consequente aumento de aminoácidos livres durante o período com altas temperaturas em *Allagoptera arenaria*. Provavelmente, houve degradação de proteínas altamente abundantes, como do aparato fotossintético, contribuindo para o acúmulo de aminoácidos (BATISTA-SILVA et al., 2019). Registre-se também que a produção de alguns metabólitos secundários é derivada diretamente dos aminoácidos sendo, portanto, uma análise de suma importância a se fazer futuramente nas espécies em apreço.

O crescimento e desenvolvimento das plantas são altamente dependentes da interação entre o metabolismo do carbono e nitrogênio (NUNES-NESI et al., 2010). Esta mesma conexão é vista entre os mecanismos de adaptação e resistência a situações estressantes. A herbácea, *Ipomoea imperati*, acumulou concentrações significativas de amido, que foram mais expressivos nas estações 4 e 5 durante o período de seca. O acúmulo de carboidratos, como o amido, pode acontecer sob condições de estresse e ser uma forma de aclimatação de algumas espécies a determinada condição ambiental, sendo posteriormente particionados para partes novas da planta (CHAVES et al., 2002). Além disso,

este acúmulo pode comprometer a eficiência fotossintética devido à retroinibição negativa, além de reduzir o acúmulo de sacarose (Figura 95), principal forma de carboidrato translocado na planta, tornando-se, portanto, um forte indicador de estresse. Vale ressaltar que esta herbácea encontra-se mais próxima à praia e está em constante contato com as ondas do mar.

O Cobre (Cu) é um dos principais contaminantes de metais no meio ambiente (WINTZ et al., 2002). O excesso de Cu no tecido vegetal pode ser tóxico para as plantas, afetando vários processos fisiológicos e bioquímicos (FERNANDES e HENRIQUES, 1991). Porém, plantas de *Arabidopsis thaliana* tratadas com sacarose suprimem fortemente o acúmulo de Cu, sugerindo uma conexão entre a sinalização da sacarose e o acúmulo deste metal pesado nas células (REN e TANG, 2012). De fato, *Allagoptera arenaria* e *Protium heptaphyllum* apresentaram não apenas os maiores conteúdos de sacarose nos dois períodos de coleta (Figura 95), cerca de 60% maior que *Ipomoea imperati*, mas também apresentam os menores níveis de Cu quando comparadas as outras espécies dentro de cada estação. Registre-se também que uma correlação negativa foi observada entre estas duas variáveis.

Quando há limitação na disponibilidade de antioxidantes, podem ocorrer lesões oxidativas de caráter acumulativo (MICHALAK, 2006). De acordo com as análises dos compostos antioxidantes, notou-se um relevante acúmulo de ascorbato em *Allagoptera arenaria* (Figura 87). Em geral, o ascorbato tem um papel de proteção da célula vegetal acumula-se em altas concentrações nos tecidos fotossintéticos protegendo o cloroplasto contra danos oxidativos (HOREMANS et al., 2000). Como *Allagoptera arenaria* cresce sobre a areia da Restinga submetida à alta irradiância, esta espécie necessita de um sistema de proteção efetivo do seu aparato fotossintético. Além de sua importante função antioxidante, o ascorbato também está relacionado ao alongamento radicular e expansão da parede celular (NOCTOR e FOYER, 1998). Deste modo, o acúmulo de ascorbato em *Allagoptera arenaria* também parece estar relacionado ao desenvolvimento de raízes subterrâneas profundas a fim de garantir sua sobrevivência nas condições estressantes da Restinga.

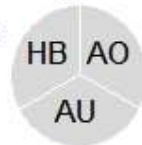
As plantas, quando expostas a íons metálicos, podem alterar o conteúdo e a composição da parede celular (MOURA et al., 2010). Como um dos importantes componentes da parede celular vegetal, a lignina pode também estar ativamente envolvida nas respostas das plantas a vários estresses ambientais (GAO et al., 2012). Por exemplo, sabe-se que o estresse por Mn pode aumentar o teor de lignina agindo não apenas como protetores diretos contra patógenos invasores, mas também como sinais ativando outras reações e reduzindo os efeitos tóxicos de Mn (LIU et al., 2018; GAO et al., 2012). Em estação 6 a espécie herbácea *Ipomoea imperati* destacou-se por apresentar o maior razão Lig:Hem (Figura 97) bem como os maiores níveis de Mn no tecido foliar quando comparada a outras estações. Por ser uma planta herbácea e estar em contato direto com condições adversas (e.g. seca, sal, calor, metais/elementos traços e outras), o metabolismo da lignina em *Ipomoea imperati* possa ter maior importância e mereça ser estudado com mais detalhes no futuro.

Figura 97: Perfil Morfoestrutural (indicador: razão Lig:Hemi) das formações vegetais nas estações amostrais da Restinga, Anexo 5.

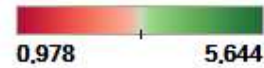


RESTINGA: Formações vegetais

HB - herbácea
AU - arbustiva
AO - arbórea



Lig:Hemi



Para a Capacidade de recuperação da vegetação, espécies arbustivas e arbóreas apresentaram tendência a altos números de colônias formadoras de sideróforos (Figura 98), mesmo com quedas nas concentrações de Fe, principalmente observado em E4. Assim, tornam-se necessários estudos quanto à capacidade dessas bactérias em colonizar o sistema radicular das espécies das diferentes formações vegetais, bem como sua capacidade de reduzir o estresse destas plantas quando crescidas em solos contaminados não apenas por Fe, mas também por outros metais como Mn, como indicado pelas altas correlações entre UFC e Mn. Adicionalmente, o isolamento da microbiota do solo, possibilitaria o estudo de possíveis linhagens de interesse em plantas bioacumuladoras e subsidiaria sua aplicação em uma fase de recuperação da Restinga por meio de produção de mudas em cultivo protegido.

Vale ressaltar as baixas taxas de germinação de sementes observadas nas Estações de Ilha dos Cocos (E3) e Barra Nova (E4), associados à redução da viabilidade de estruturas reprodutivas masculinas e alteração dos tecidos de anteras em *Canavalia rosea* (espécie herbácea e mais fortemente sucessível ao spray marinho e consequente deposição de particulados), em genótipos da espécie amostrados em Guriri, bem como a presença de “secreção” interna e grãos de pólen pegajosos nas amostras coletadas

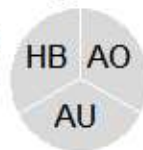
desta espécie na APA Conceição da Barra (E1) e Ilha dos Cocos (E3). Estes resultados podem indicar a ocorrência de efeitos deletérios da contaminação pelos rejeitos de mineração e resultar em uma redução da capacidade reprodutiva da espécie ao longo dos anos. Somados, estes resultados indicam a capacidade de recuperação do ambiente Restinga, fornecendo perspectivas para a recuperação deste ecossistema impactado.

Figura 98: Perfil da Capacidade de recuperação (indicador: UFC) das formações vegetais nas estações amostrais da Restinga, Anexo 5.



RESTINGA: Formações vegetais

HB - herbácea
AU - arbustiva
AO - arbórea



UFC's

(Nº de colônias)



As respostas metabólicas são moduladas de acordo com a intensidade e duração do estresse, além disso, cada planta possui uma carga genética capaz de responder a diferentes condições estressantes (BOHNERT e JENSEN, 1996). Cumpre ressaltar que as respostas fisiológicas induzem inicialmente à aclimação e, ulteriormente, quando o estresse torna-se rigoroso, transcorrem danos funcionais e perdas de estruturas (CHAVES et al., 2003) culminando até mesmo em desaparecimento de espécies. Assim, os dados obtidos apontam prováveis indicadores dos estresses ocasionado pela deposição de rejeitos encontrados no solo das oito estações amostradas e indicam uma provável (e desejável) aclimação a tais condições. Algumas respostas de aclimação incluíram acúmulo de aminoácidos livres, reserva de carboidratos, inibição da expansão celular e acúmulo de alguns tipos de compostos

antioxidantes (CHAVES et al., 2002; YAMADA et al., 2005). Em síntese, todas essas alterações foram condicionantes para que as plantas desenvolvessem mecanismos de adaptação e tolerância. A despeito dessas informações de momento, mais pesquisas sobre as respostas fisiológicas de espécies atingidas pelos “sprays” das ondas do mar impactado pelo rejeito de minério são ainda necessárias. Uma abordagem combinada de análises como compostos secundários, enzimas e compostos antioxidantes, assim como, aspectos anatômicos poderá fornecer informações relevantes que facilitarão grandemente a compreensão dos processos de regulação em resposta às condições do ambiente afetado pelo rejeito de minério.

Em suma, diferentes respostas fisiológicas foram encontradas para as espécies nas oito estações, indicando que cada planta possui uma carga genética capaz de responder, ao menos parcialmente, às condições estressantes.

Cumprir mencionar também que embora respostas várias de tolerância a elementos traços tenham sido observadas e confirmadas por diversos tipos de análises, análises futuras (e em curso) são ainda necessárias para uma maior compreensão dos mecanismos de resposta utilizados por plantas de Restinga e auxiliariam a corroborar se os padrões de comportamento são uma resposta a estresses em decorrência do impacto e não inerentes da própria espécie. Estas análises permitiriam também o conhecimento de espécies com aplicação econômica, favorecendo uma exploração racional, consciente e sustentável da Restinga pela população adjacente, também afetada pelo derrame do rejeito da barragem de Fundão.

5 RESUMO DO ANEXO

A lama de rejeitos resultante do rompimento da barragem de Fundão, em Mariana, impactou a bacia do Rio Doce afetando a flora e fauna da região. Plantas que crescem em solos contaminados geralmente exibem sintomas visíveis de fitotoxicidade, além de alterações no metabolismo, redução do crescimento e menor produção de biomassa. Porém, várias espécies são capazes de excluir ou até mesmo acumular metais (elementos traços) mediante uma gama de distintas estratégias adaptativas. Neste contexto, este estudo teve por objetivo avaliar o estado de conservação das espécies vegetais da Restinga submetidas ao “spray” marinho a fim de determinar as possíveis consequências da liberação de rejeitos de minério liberados no rompimento da Barragem de Fundão, Mariana – MG sobre a estrutura e dinâmica da vegetação, bem como os possíveis indícios de impacto em nível de indivíduo, como alterações reprodutivas, fisiológicas, bioquímicas e morfo-estruturais. Múltiplas variáveis, como fenologia, riqueza de espécies, valor de importância, similaridade florística, análise de macro e micronutrientes do solo e tecido vegetal, fluorescência da clorofila a, trocas gasosas, perfil metabólico, compostos antioxidantes e estruturais, além de correlações, foram utilizadas buscando-se uma análise profunda sobre os efeitos dos metais nas plantas da Restinga. Os resultados obtidos mostraram pela análise de composição florística e estrutura ainda não há indícios de impactos em nível populacional

ou de comunidade nas áreas de Restinga analisadas, embora alterações em nível de indivíduo tenham sido visualizadas. Nas condições atuais, existe um falso equilíbrio entre as espécies nativas e as invasoras e ruderais, porém, algumas alterações observadas, em nível celular, que possam levar a redução populacional ou desaparecimento de espécies nativas, podem causar a ocupação das áreas por espécies invasoras e ruderais, ao longo do tempo. Na espécie herbácea *Canavalia rosea*, menores percentuais de isolados bacterianos produtores de substâncias quelantes de Fe (sideróforos) foram observadas (2,3% sid/total). Estes resultados somado a baixa viabilidade de grãos de pólen em genótipos da espécie na estação 3, bem como ocorrência de anteras degradadas, “secreção” interna e grãos de pólen pegajosos nas estações 1 e 3, podem indicar que ao longo dos anos a redução da sua capacidade reprodutiva no ambiente *in situ*, pode impactar diretamente na dispersão, sobrevivência e diversidade genética entre os genótipos desta espécie. Os resultados da fluorescência transiente da clorofila *a* e trocas gasosas mostram possíveis indícios de alterações temporais e espaciais na maquinaria fotossintética das plantas analisadas e sugerem alterações persistentes em E1, E4 e E5 que poderiam apontar para possíveis estresses. Embora *Protium heptaphyllum* tenha se diferenciado das demais espécies por apresentar os maiores níveis de carotenoides bem como aumentos da atividade de enzimas antioxidativas (como SOD, CAT e GR), nas estações 5 e 6, estações com expressivos aumentos nos teores de Fe e Mn no solo e acúmulo deste metal em seus tecidos foliares, sugere uma alta capacidade de respostas dos sistemas antioxidantes enzimáticos e não enzimáticos, ou seja, uma alta plasticidade dos componentes associados à fotoproteção em resposta a variações das concentrações dos íons metálicos no solo e em seus tecidos vegetais. Tal resposta parece ser ineficiente, visto que indicadores de fotoinibição da fotossíntese foram observados. Em todo o caso, esse mecanismo parece traduzir-se numa estratégia de alocação ineficiente de recursos, principalmente devido aos elevados custos metabólicos/energéticos para manutenção de uma maquinaria bioquímica robusta. Alta correlação negativa foi verificada entre acúmulo sacarose e Cu em *Allagoptera arenaria* e *Protium heptaphyllum*, podendo ser uma forma de aclimação de algumas espécies. Respostas de tolerância também foram encontradas para *Byrsonima sericea*, estação 6, tendo em vista o acúmulo de malato e aminoácidos em seus tecidos foliares. Em adição, *Allagoptera arenaria* destacou-se pelo acúmulo de ascorbato, o qual provavelmente está relacionado à sobrevivência desta espécie às condições estressantes da Restinga. Em suma, diferentes respostas ecofisiológicas foram encontradas para as espécies nas oito estações, indicando que cada planta possui uma carga genética capaz de responder, ao menos parcialmente, às condições estressantes. Cumpre mencionar também que embora respostas várias de tolerância aos metais tenham sido observadas e confirmadas por diversos tipos de análises, muitas questões ainda precisam ser investigadas a fim de gerar subsídios para maior entendimento do processo de contaminação nas Restingas amostradas.

6 REFERÊNCIAS

- ABBASI, M.K.; SHARIF, S.; KAZMI, M.; SULTAN, T.; ASLAM, M. Isolation of plant growth promoting rhizobacteria from wheat rhizosphere and their effect on improving growth, yield and nutrient uptake of plants. **Plant Biosystems**, v.145, p.159-168, 2011.
- ADAMSKI, Janete Mariza. Morphophysiological evaluations of *Ipomoea batatas* L. as a function of the iron concentration. 2011. 64 f. Dissertação (**Mestrado em Biologia**) - Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2011.
- AGARWALA, S. C.; SHARMA, P. N.; CHATTERJEE, C.; SHARMA, C. P. Development and enzymatic changes during pollen development in boron deficient maize plants. **Journal of Plant Nutrition**, v.3, p.329-336. 2008.
- AHMAD P, P.M. **Abiotic Stress Responses in Plants**, Springer: New York, 2012.
- ALEXANDER, M. P. Differential staining of aborted and nonaborted pollen. **Stain Techn**, v. 44, p.117-122. 1969.
- ALMEIDA-CORTEZ, J.S. Dispersão e banco de sementes. In: Ferreira, A.G.; Borguetti, F (Ed.). **Germinação: do básico ao aplicado**. Artmed, Rio Grande do Sul, 2004. p. 227-235.
- ALVES, E. S.; GIUSTI, P. M.; DOMINGOS, M. Estudo anatômico foliar do clone híbrido 4430 de *Trandescantia hibrid*: alterações decorrentes da poluição aérea. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 24, p. 561-566, 2001.
- AMBROSINI, A.; BENEDUZI, A.; STEFANSKI, T.; PINHEIRO, F.G.; VARGAS, L.K.; PASSAGLIA, L.M.P. Screening of plant growth promoting rhizobacteria isolated from sunflower (*Helianthus annuus* L.). **Plant Soil**, v.356, p.245-264, 2012.
- Ancuceanu R, Dinu M, Hovaneț MV, Anghel AI, Popescu CV, Negreș S. **A Survey of Plant Iron Content: A Semi-Systematic Review**. *Nutrients*. v.7, v.12, p.10320–10351, 2015. Published 2015 Dec 10. doi:10.3390/nu7125535
- ANJUM, N.A., AHMAD, I., MOHMOOD, I., PACHECO, M., DUARTE, A.C., PEREIRA, E., UMAR, S., AHMAD, A., KHAN, N.A., IQBAL, M., AND PRASAD, M.N.V. MODULATION of glutathione and its related enzymes in plants' responses to toxic metals and metalloids. A review. **Environ. Exp. Bot.**, v.75, p.307–324, 2012.
- APG IV - THE ANGIOSPERM PHYLOGENY GROUP. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v. 181, n. 1, p.1-20, 2016.
- ARAUJO, D.S.D. Análise florística e fitogeográfica das restingas do Estado do Rio de Janeiro. **Tese de doutorado**. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, RJ, 2000.

ASTOLFI, S., ZUCHI, S., AND PASSERA, C. Role of sulphur availability on cadmium-induced changes of nitrogen and sulphur metabolism in maize (*Zea mays* L.) leaves. **J. Plant Physiol.**, v.161, p795–802, 2004.

BARALOTO, C.; PAINE, C.E.T.; PATIÑO, S.; BONAL, D.; HÉRAULT, B.; CHAVE, J. Functional trait variation and sampling strategies in species-rich plant communities. **Functional Ecology**, v.24, p.208-216, 2010.

BARROSO, Graziela Maciel et al. **Frutos e sementes: morfologia aplicada à sistemática de dicotiledôneas**. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa. 443p, 2004.

BATISTA-SILVA, W., MEDEIROS, D.B., RODRIGUES-SALVADOR, A., DALOSO, D.M., OMENAGARCIA, R.P., OLIVEIRA, F.S., PINO, L.E., PERES, L.E.P., NUNES-NESE, A., FERNIE, A.R., ZSÖGÖN, A., ARAÚJO, W.L. Modulation of auxin signalling through diageotropic and entire differentially affects tomato plant growth via changes in photosynthetic and mitochondrial metabolism. **Plant. Cell Environ.** 42: 448–465, 2019.

BOBROV, R. A. The Leaf Structure of *Poa annua* with Observations on its Smog Sensitivity in Los Angeles County. **American Journal of Botany**, v. 42, n. 5, p. 467-474, 1955.

BOHNERT, H.J. AND JENSEN, R.G. Strategies for engineering water-stress tolerance in plants. **Trends Biotechnol.** v.14, p.89–97, 1996.

BRADFORD, M.M. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Anal. Biochem.** v.72, p248–254, 1976.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Secretaria de Defesa Agropecuária. Regras para Análise de Sementes. Brasília: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Secretaria de Defesa Agropecuária, 2009. 399 p.

BUCKERIDGE MS; MORTARI LC; MACHADO MR. Respostas fisiológicas de plantas às mudanças climáticas: alterações no balanço de carbono nas plantas podem afetar o ecossistema? In: Rego GM, Negrelle RRB, Morellato LPC (eds) **Fenologia: Ferramenta para conservação e manejo de recursos vegetais arbóreos**. Colombo, Embrapa Florestas, p.1–13, 2007.

BUDOWSKI, G. Distribution of tropical American rain forest species, in the light of successional processes. **Turrialba**, v. 15, n.1, p.40 - 42, 1965.

BULGARELLI, D.; SCHLAEPPI, K.; SPAEPEN, S.; THEMAAT, E.V.L. VAN; SCHULZE-LEFERT, P. Structure and functions of the bacterial microbiota of plants. **Annual Review of Plant Biology**, v.64, p.807-838, 2013.

BUSSOTTI, F.; BOTTACCI, A.; BARTOLESI, A.; GROSSONI, P.; TANI, C. Morpho-anatomical alterations in leaves collected from beech trees (*Fagus sylvatica* L.) in conditions of natural water stress. **Environmental and Experimental Botany**, v. 35, n. 2, p. 201-213, 1995.

- CABRAL MA, QUEIROZ SEE. Uso do banco de sementes do solo como indicativo para recuperação de áreas degradadas. **Revista de Biologia e Ciências da Terra**.v.12(1), p.43-48. 2012
- CALDATO. S. L. Estudo da regeneração natural, banco de sementes e chuva de sementes na Reserva Genética Florestal de Caçador. **Ciência Florestal**, v.6, n.1, p.27-38 27 ISSN 0103-9954; 2007.
- CAMPOSTRINI, E. **Fluorescência da clorofila a**: considerações teóricas e práticas. 1997
- CARILLO, P. AND GIBON, Y. **PROTOCOL** : Extraction and determination of proline, 2011.
- CASTRO CN. **Transposição do Rio São Francisco: análise de oportunidade do projeto**. Brasília: IPEA; 2011. 60 p.
- CATTELAN, A. J. **Métodos quantitativos para determinação de características bioquímicas e fisiológicas associadas com bactérias promotoras do crescimento vegetal**. Londrina: Embrapa Soja, 1999. 36p.
- CHAVES, M.M., MAROCO, J., AND PEREIRA, J.S. Understanding plant responses to drought-from genes to whole plant. **Funct. Plant Biol.** v.30, p.239–264, 2003.
- CHAVES, M.M., PEREIRA, J.S., MAROCO, J., RODRIGUES, M.L., RICARDO, C.P.P., OSÓRIO, M.L., CARVALHO, I., FARIA, T., PINHEIRO, C. How plants cope with water stress in the field. Photosynthesis and growth. **Ann. Bot.** v.89, p.907–16, 2002.
- COSTA, L. A.; JARDIM, C. H. Variação da temperatura e umidade relativa do ar entre os meses de janeiro-fevereiro/2018: Jd. Atlântico (pampulha), Belo Horizonte - MG. SIMPÓSIO NACIONAL DE GEOGRAFIA E GESTÃO TERRITORIAL E SEMANA ACADÊMICA DE GEOGRAFIA DA UNIVERSIDADE ESTADUAL DE LONDRINA, 1, 734-747. (2018).
- CRUZ, C.D. GENES - a software package for analysis in experimental statistics and quantitative genetics. **Acta Sci**,v.35, p. 271–276, 2013.
- CUI, Y. AND ZHAO, N. Oxidative stress and change in plant metabolism of maize (*Zea mays* L.) growing in contaminated soil with elemental sulfur and toxic effect of zinc. **Plant, Soil Environ.** v.57, p.34–39, 2011.
- DĄBROWSKI, P. et al. Prompt chlorophyll a fluorescence as a rapid tool for diagnostic changes in PSII structure inhibited by salt stress in Perennial ryegrass. **Journal of Photochemistry and Photobiology**, B: Biology, v. 157, p. 22-31, 2016.
- DAMASCENO JUNIOR, P. C.; PEREIRA, T. N. S.; PEREIRA, M. G.; SILVA, F. F. DA. CONSERVAÇÃO de pólen de mamoeiro (*Carica papaya* L.). **Revista Ceres**, v.55, n.5, p.433-438. 2008.
- DIAS, M. C.; BRÜGGEMANN, W. Limitations of photosynthesis in *Phaseolus vulgaris* under drought stress: gas exchange, chlorophyll fluorescence and Calvin cycle enzymes, **Photosynthetica**, v.48, n.1, p. 96–102, 2010.

DUTRA, VALQUIRIA FERREIRA; ALVES-ARAÚJO, ANDERSON; CARRIJO, TATIANA TAVARES. Angiosperm Checklist of Espírito Santo: using electronic tools to improve the knowledge of an Atlantic Forest biodiversity hotspot. **Rodriguésia**, Rio de Janeiro, v. 66, n. 4, p. 1145-1152, 2015.

EBERHARDT, DIOGO NÉIA ET AL. Influência da granulometria e da mineralogia sobre a retenção do fósforo em latossolos sob pastagens no cerrado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 32, n. 3, p. 1009-1016, 2008.

EVANS, J.R. AND SEEMANN, J.R. The allocation of protein nitrogen in the photosynthetic apparatus: costs, consequences, and control. **Photosynthesis**, p.18–205, 1989.

EVANS, L. S.; ADAMSKI II, J. H.; RENFRO, J. R. Relationships between cellular injury, visible injury of leaves, and ozone exposure levels for several dicotyledonous plant species at Great Smoky Mountains National Park. **Environmental and Experimental Botany**, v. 36, n. 2, p. 229-227, 1996.

FABRICANTE JR, Araújo KCT, Castro RC, Siqueira-Filho JA. *Nicotiana glauca* Graham. **Plantas exóticas e exóticas invasoras da Caatinga**. Florianópolis: Bookes, p.29-36, 2013.

FABRICANTE. J.R. et al., Banco de sementes do solo de sítios de Caatinga sob influência do Projeto de Integração do Rio São Francisco. **Scientia Plena** v.12, 2016.;

FERNANDES, J.C. AND HENRIQUES, F.S. Biochemical, physiological, and structural effects of excess copper in plants. **Bot. Rev.** v.57, p.246–273, 1991.

FERNIE, A.R., ROSCHER, A., RATCLIFFE, R.G., AND KRUGER, N.J. Fructose 2,6-bisphosphate activates pyrophosphate: fructose-6-phosphate 1-phosphotransferase and increases triose phosphate to hexose phosphate cycling in heterotrophic cells. **Planta**, v. 212, p.250–263. (2001).

FIDALGO, OSWALDO; BONONI, VERA LÚCIA RAMOS. **Técnicas de coleta, preservação e herborização do material botânico**. São Paulo: Instituto de Botânica, 1989.

FLORA DO BRASIL 2020. Rio de Janeiro, **Jardim Botânico do Rio de Janeiro**, 2019. Disponível em: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/>. Acesso em: 15 ago. 2019.

FOLORUNSO A. E.; DADA C. M.; OLALEYE-OTUNLA F.; AGBOOLA O. O. Effect of brewery effluent on the anatomical and morphological structure of *Talinum triangulare* (Jacq) Willd. **African Journal of Plant Science**, v. 12, n. 11, p. 290-298, 2018.

FONTES, A. R. Análise das mudanças no uso do solo nos distritos de Cruzeiro dos Peixotos e Martinésia em Uberlândia (MG) entre 1997 e 2017. 2018. 97 f. Dissertação (**Mestrado em Geografia**) - Universidade Federal de Goiás, Catalão, 2018.

Foster, C.E., Martin, T.M., and Pauly, M. Comprehensive Compositional Analysis of Plant Cell Walls (Lignocellulosic biomass) Part II: Carbohydrates. **J. Vis. Exp.**, v.37, p.10–13, 2010.

- FOWLER, J. A. P.; BIANCHETTI, A. **Dormência em sementes florestais**. Embrapa Florestas- Documentos (INFOTECA-E), 2000.
- FRAGA, CLAUDIO NICOLETTI DE ET AL. **Espécies Ameaçadas do Espírito Santo**. Santa Teresa, 2019. Disponível em: <http://tempustecnologia.com/site/>. Acesso em: 20 ago. 2019.
- FREITAS, JFN. Crescimento inicial e eficiência fotoquímica de mangueiras cultivadas em solo contendo lama do Rio Doce. 2018. Dissertação (**Mestrado em Biologia Vegetal**). Universidade Federal do Espírito Santo. Vitória, 2018.
- GABLER CA ET AL. (2017) Macroclimatic change expected to transform coastal wetland ecosystems this century. **Nature Climate Change**, v. 7, p. 142–147.
- GALAZZI, EVELLINE BERNARDINO. Desempenho fotossintético de plantas de *Jatropha curcas* L. cultivadas no estado do Espírito Santo. 2011. Dissertação (**Mestrado em Biologia Vegetal**). Universidade Federal do Espírito Santo. Vitória, 2011.
- GAO, L., PENG, K., CHEN, Y., WANG, G., AND SHEN, Z Roles of apoplastic peroxidases, laccases, and lignification in the manganese tolerance of hyperaccumulator *Phytolacca americana*. **Acta Physiol. Plant.** 34: 151–159. 2012.
- GIACOMO, B.; FORINO, L. M. C.; TAGLIASACCHI, A. M.; BERNARDI, R.; DURANTE, M. Ozone damage and tolerance in leaves of two poplar genotypes. **Caryologia**, v. 63, n. 4, p. 422-434, 2010.
- GIULIETTI, A M et al. **Plantas raras do Brasil**. Belo Horizonte: Conservação Internacional, 2009.
- GOLTSEV, V.; ZAHARIEVA, I.; CHERNEV, P.; KOUZMANOVA, M.; YORDANOV, L. Drought-induced modifications of the photosynthetic electron transport in intact leaves: analysis and a tool for a rapid non-invasive estimation. **Biochimica et Biophysica Acta-Bioenergetics**, n.1817, p.1490-1498, 2012.
- GOMES, M. P.; MARQUES, T. C. L. L. de S. e M.; NOGUEIRA, M. de O. G.; SILVA, G. H.; SOARES, A. M. Efeitos dos rejeitos da indústria de zinco na anatomia e crescimento de plantas jovens de *Salix humboldtiana* Willd. (salgueiro). **Hoehnea**, v. 38, n.1, p. 135-142, 2011.
- GOSTIN, I. N. Air Pollution Effects on the Leaf Structure of some Fabaceae Species. **Notulae Botanicae Horti Agrobotanici**, Cluj-Napoca, v. 37, n. 2, p. 57-63, 2009.
- GOTTARDINI, E.; CRISTOFOLINI, F.; PAOLETTI, E.; LAZZERI, P. Pollen Viability for Air Pollution Bio-Monitoring. **Journal of Atmospheric Chemistry**, 49: 149–159. 2004.
- GRATÃO, P.L.; POLLE, A.; LEA, P.J.; AZEVEDO, R.A. Making the life of heavy metal-stressed plants a little easier. **Functional Plant Biology**, Collingwood, v.32 p. 481-492, 2005.
- GUEDES-BRUNI, R. R.; PESSOA, S. V. A.; KURTZ, B. C. **Florística e estrutura do componente arbustivo-arbóreo de um trecho preservado de floresta montanha na Reserva Ecológica de Macaé de Cima**. In: H.C. Lima & R. Guedes-Bruni (eds.). Serra de Macaé de Cima: diversidade,

florística e conservação em Mata Atlântica. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, p. 127-145. 1997.

GUPTA K.K., BHATTACHARJEE S., KAR S., CHAKRABARTY S., THAKUR P., BHATTACHARYYA G., SRIVASTAVA S.C. Mineral Compositions of Eight Common Spices. **Commun. Soil Sci. Plant Anal.** 2003;34:681–693. doi: 10.1081/CSS-120018968.

HALL, J.L. (2002). Cellular mechanisms for heavy metal detoxification and tolerance. *J. Exp. Bot.* 53: 1–11.

HALLIWELL, B. AND GUTTERIDGE, J.M. Oxygen toxicity, oxygen radicals, transition metals and disease. **Biochem. J.** v.219, p.1–14, 1984.

HAMANN T. Plant cell wall integrity maintenance as an essential component of biotic stress response mechanisms. **Plant Physiology**, v. 3, n. 77. 2012.

HAYDON, M.J. AND COBBETT, C.S. Transporters of ligands for essential metal ions in plants. **New Phytol.** V.174, p.499–506, 2007.

HOCH G. Carbon reserves as indicators for carbon limitation in trees. In: Lüttge U, Beyschlag W (eds) **Progress in botany**, v.76. Springer, Cham, p. 321–346. 2015.

HOREMANS, N., FOYER, C.H., AND ASARD, H. Transport and action of ascorbate at the plant plasma membrane. **Trends Plant Sci.** v.5, p.263–267, 2000.

HORNER, H. T.; PALMER, R. G. Mechanisms of genic male sterility. **Crop Science**, v.35, n.6, p.1527-1535. 1995.

IBAMA, Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. **Laudo Técnico Preliminar: Impactos ambientais decorrentes do desastre envolvendo o rompimento da barragem de Fundão, em Mariana, Minas Gerais.** Diretoria de Proteção Ambiental - DIPRO Coordenação Geral de Emergências Ambientais – CGEMA, 2015.

IBAMA, Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. **Relatório de Vistoria.** Diretoria de Uso Sustentável da Biodiversidade e Florestas, 2016.

JOHANSEN, D. A. **Plant Microtechnique.** Mc Graw Hill. New York. 1940.

JONES, H.G. AND CORLETT, J.E. Current topics in drought physiology. **J. Agric. Sci.** v.119, p.291–296, 1992.

JUNIOR, C., N., S. BRANCALION, P., H., S. **Sementes e mudas:** Guia para propagação de árvores brasileiras. 1 ed. Oficina de Textos, v.463, p. 2016.

KAMPFENKEL, K., VAN MONTAGU, M. Effects of Iron Excess on *Nicotiana plumbagnifolia* plants. **Implications to Oxidative Stress.** 1995.

- KATEIVAS, K. S. B. Efeitos de Poluentes Atmosféricos de uma Indústria Mineradora sobre Características Morfofisiológicas e Anatômicas de Bioindicadores Vegetais em Brumado, Bahia. 2018. 105 f. Tese (**Doutorado em Agronomia**) Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Vitória da Conquista, 2018.
- KAUL, M. L. H. Male sterility in higher plants. **Theoretical and Applied Genetics.**, Springer-Verlag, n.10. 1988.
- KÖRNER C. Plant CO₂ responses: an issue of definition, time and resource supply. **New Phytologist**, v. 172, p. 393–411, 2006.
- KÖRNER C. Responses of Humid Tropical Trees to Rising CO₂. **The Annual Review of Ecology, Evolution and Systematics**, v. 40, p. 61-79, 2009.
- KRUDNAK, A.; WONPRASAID, S.; MACHIKOWA, T. Boron affects pollen viability and seed set in sunflowers. **African Journal of Agricultural Research**, v.8, n.2, p.162-166. 2013.
- KUKI, KACILDA NAOMI ET AL. Effects of simulated deposition of acid mist and iron ore particulate matter on photosynthesis and the generation of oxidative stress in *Schinus terebinthifolius* Raddi and *Sophora tomentosa* L. **Science of the total environment**, v. 403, n. 1-3, p. 207-214, 2008.
- LE GALL H, PHILIPPE F, DOMON JM, GILLET F, PELLOUX J, RAYON C (2015) Cell wall metabolism in response to abiotic stress. **Plants**, v. 4, p. 112–166.
- LE GALL H, PHILIPPE F, DOMON JM, GILLET F, PELLOUX J, RAYON C. Cell wall metabolism in response to abiotic stress. **Plants**, v. 4, p.112–166, 2015.
- LI, LE-G.; SOKOLOVB, L. N.; YANG, YONG-H.; LID, DONG-O.; TING, J.; PANDY, G. K.; LUAN, S. A Mitochondrial Magnesium Transporter Functions in Arabidopsis Pollen Development. **Molecular Plant**, v.1, p.675–685. 2008.
- LICHTENTHALER, H.K. AND WELLBURN, A.R.. Determinations of total carotenoids and chlorophylls a and b of leaf extracts in different solvents. **Biochem. Soc. Trans.** v.11, p.591–592, 1983.
- LIDON, F.C.; TEIXEIRA, M.G. Oxy radicals production and control in the chloroplast of Mn-treated rice. **Plant Sci.** v.152, p.7–15, 2000.
- LISEC, J., SCHAUER, N., KOPKA, J., WILLMITZER, L., AND FERNIE, A.R. Gas chromatography mass spectrometry–based metabolite profiling in plants. **Nat. Protoc.** v.1, p.387–396, 2006.
- LIU W, SU J, LI S, LANG X, HUANG X (2018) Non-structural carbohydrates regulated by season and species in the subtropical monsoon broadleaved evergreen forest of Yunnan Province, China. **Scientific Reports**, v. 8, p.1083.
- LIU, Q., LUO, L., AND ZHENG, L. Lignins: Biosynthesis and Biological Functions in Plants. **Int. J. Mol. Sci.** v.19, p.335, 2018.

- LIU, X.Z., HUANG, B.R. Photosynthetic acclimation to high temperatures associated with heat tolerance in creeping bentgrass. **Journal of Plant Physiology**. v. 165, n. 1947-1953, 2008.
- LOPES, A. S. **Solos sob cerrado**: características, propriedades, manejo. 2.ed. Piracicaba: Potafos, 1984. 162p.
- LORENZI, H. **Arvores brasileiras**: Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. 4.ed. Vol.1 Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2002. 368 p.
- LORENZI, H. **Arvores brasileiras**: Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. 4.ed. Vol.2 Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2002. 383 p.
- LORENZI, H. **Plantas invasoras do Brasil**: terrestres aquáticas, parasitas e tóxicas. 4.ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2015. 640 p.
- LOURENÇO JUNIOR J, CUZZUOL GRF. Caracterização de solos de duas formações de restinga e sua influência na constituição química foliar de *Passiflora mucronata* Lam. (Passifloraceae) e *Canavalia rosea* (Sw.) DC. (Fabaceae). **Acta Botanica Brasilica**, v. 23, n. 1, p. 239-246. 2009.
- MARANHO, L. T.; GALVÃO, F.; PREUSSLER, K. H.; MUÑIZ, G. I. B.; KUNIYOSHI, Y. S. Efeitos da poluição por petróleo na estrutura da folha de *Podocarpus lambertii* Klotzsch ex Endl., Podocarpaceae. **Acta Botanica Brasilica**, v. 20, n. 3, p. 615-624, 2006.
- MARCOS FILHO, J. Fisiologia de sementes de plantas cultivadas. Piracicaba: FEALQ, 2005. 495 p.
- MARTINAZZO, EMANUELA GARBIN ET AL. Chlorophyll a fluorescence in peach cultivar maciel grafted on different rootstocks. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 34, n. 3, p. 678-685, 2012.
- MARTINELLI, Gustavo; MORAES, Miguel Avila. **Livro vermelho da flora do Brasil**. Rio de Janeiro: Andrea Jakobsson, Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 2013.
- MARTÍNEZ-VILATA, J, SALA A, ASENSIO D, GALIANO L, HOCH G, PALACIO S, PIPER FI, LLORET F. Dynamics of non-structural carbohydrates in terrestrial plants: a global synthesis. **Ecological Monographs**, v. 86, n. 4, p. 495–516. 2016.
- MARTINS, R. F. A.; TEOTONIO, F. C.; CANEVA, L. O.; SILVA, D. M.; FALQUETO, A. R. Características ecofisiológicas de espécies vegetais da Restinga de Guriri, São Mateus/Es. 2009 (Artigo não publicado).
- MCDOWELL, N. G., ET AL. Uncertainties and opportunities in modeling drought-associated vegetation mortality. **New Phytologist**, v. 200, p. 304–321. 2013.
- MELO JÚNIOR, J.C.F., BOEGER, M.R.T. Riqueza, estrutura e interações edáficas em um gradiente de restinga do Parque Estadual do Acaraí, Estado de Santa Catarina, Brasil. **Hoehnea**, n.42, p.207-232, 2015.

MELO JÚNIOR, J.C.F.; BOEGER, M.R.T. Leaf traits and plastic potential of plant species in a light-edaphic gradient from restinga in southern Brazil. **Acta Biologica Colombiana** v.21, p. 51-62, 2016.

MICHALAK, A. Phenolic compounds and their antioxidant activity in plants growing under heavy metal stress. **Polish J. Environ. Stud.** v.5, p.523–530, 2006.

MINAS GERAIS, Secretaria de Estado e Desenvolvimento Regional, Política Urbana e Gestão Metropolitana (SEDRU). Avaliação dos efeitos e desdobramentos do rompimento da Barragem de Fundão em Mariana-MG. Relatório da Força-Tarefa. Belo Horizonte, 2016. Disponível em: http://www.agenciaminas.mg.gov.br/ckeditor_assets/attachments/770/relatorio_final_ft_03_02_2016_15h5min.pdf. Acesso em: 21/06/2016.

MOCQUOT, B., VANGRONVELD, J., AND CLIJSTERS, H. **Copper toxicity in young maize (Zea mays L.) plants**: effects on growth, mineral and chlorophyll contents, and enzyme activities. Kluwer Academic Publishers, 1996.

MOURA, J.C.M.S., BONINE, C.A.V., DE OLIVEIRA FERNANDES VIANA, J., DORNELAS, M.C., AND MAZZAFERA, P. Abiotic and Biotic Stresses and Changes in the Lignin Content and Composition in Plants. **J. Integr. Plant Biol.** v.52, p.360–376, 2010.

NAGAJYOTI, P.C., LEE, K.D., AND SREEKANTH, T.V.M. Heavy metals, occurrence and toxicity for plants: a review. **Environ. Chem. Lett.** v.8, p.199–216, 2010.

NASCIMENTO, A. F. D. J., SILVA, T. D. O. D., ARAÚJO FILHO, R. N., SAMPAIO, E. V. D. S. B., PEDROTTI, A., GONZAGA, M. I. S., & PISCOYA, V. C. Production and supply of carbon, nitrogen and phosphorus in the leaf litter of national park serra de itabaiana. **Ciência Florestal**, v.28, n.1, p.35-46, 2018.

NASCIMENTO, M., P., S., C., B. Quebra de dormência de sementes de quatro leguminosas arbóreas. **Acta Botanica Brasilica**, v. 13, n. 2, 1999.

NIYOGI KK. Safety valves for photosynthesis. **Current Opinion in Plant Biology**, v.3, p.455-460. 2000.

NOCTOR, G. AND FOYER, C.H. Ascorbate and Glutathione: Keeping Active Oxygen Under Control. **Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.** v.49, p.249–279, 1998.

NUNES-NESE, A., CARRARI, F., GIBON, Y., SULPICE, R., LYTOVCHENKO, A., FISAHN, J., RATCLIFFE, R.G., SWEETLOVE, L.J., AND FERNIE, A.R. Deficiency of mitochondrial fumarate hydratase activity in tomato plants impairs photosynthesis via an effect on stomatal function. **Plant J.** v.50, p.1093–1106, 2007.

OGUNKUNLE, C. O.; ABDULRAHMAN, A. A.; FATOBA, P. O. Influence of cement dust pollution on leaf epidermal features of *Pennisetum purpureum* and *Sida acuta*. **Environmental and Experimental Biology**, v. 11, p. 73-79, 2013.

- ONAINDIA, M. AMEZAGA, I. Seasonal variation in the seed banks of native woodland and coniferous plantations in northern Spain. **Forest Ecology and management**, v.126, n.2, p.163-172, Feb. 2000.
- OSMOND, C.B.; AUSTIN, M.P.; BERRY, J.A.; BILLINGS, W.D.; BOYER, J.S.; DACEY, W.H.; NOBEL, P.S.; SMITH, S.D.; WINNER, W.E. Stress physiology and the distribution of plants. **BioScience**, v. 37, n. 1, p. 38-48, 1987.
- PAIXÃO, A. P. Caracterização fisiológica, bioquímica e anatômica em genótipos de algodoeiro herbáceo (*Gossypium hirsutum* L. var. *latifolium* Hutch.) em função da aplicação de cloreto de mepiquat. Ilha Solteira – SP: UNESP, 2016, 178p. **Dissertação** (Mestrado em Agronomia) - Universidade Estadual Paulista “Júlio De Mesquita Filho”.
- PANDEY, N.; SHARMA, C.P. Effect of heavy metals Co^{2+} , Ni^{2+} and Cd^{2+} on growth and metabolism of cabbage. **Plant Sci.** 163:753-758, 2002.
- PASTOR J., HERNANDEZ A.J., ESTALRICH E., OLIVER S. Soil factors and Fe content in wild herbaceous plants. In: Abadia J., editor. **Iron Nutrition in Soil and Plants**. Springer Science + Business Media; Dordrecht, The Netherlands, p. 159–166. 1995.
- PAUPIÈRE, M. J.; VAN HAPEREN, P.; RIEU, I.; VISSER, R. G. F.; TIKUNOV, Y. M.; BOVY, A. G. Screening for pollen tolerance to high temperatures in tomato. **Euphytica**, 213-130. 2017.
- PEDROSO, A. N. V.; ALVES, E. S. Anatomia foliar comparativa das cultivares de *Nicotiana tabacum* L. (Solanaceae) sensível e tolerante ao ozônio. **Acta Botanica Brasilica**, v. 22, n. 1, p. 21-28, 2008.
- PEREIRA, E G. Efeitos tóxicos do ferro: alterações fisiológicas e morfológicas em plantas cultivadas e de restinga. 2009. Tese (**Doutorado**). Programa de Pós-Graduação em Fisiologia Vegetal. Universidade Federal de Viçosa (UFV), Viçosa, MG. 2009.
- PINTO, A A; MORELLATO, L P C; BARBOSA, C P. Fenologia reprodutiva de *Dipteryx odorata* (Aubl.) Willd (Fabaceae) em duas áreas de floresta na Amazônia Central. **Acta amazônica**, Manaus, v. 38, n. 4, p.643-650, dec. 2008.
- PINTO, A M; M, L L CERDEIRA; BARBOSA, A PEREIRA. Fenologia reprodutiva de *Dipteryx odorata* (Aubl.) Willd (Fabaceae) em duas áreas de floresta na Amazônia Central. **Acta amazônica**, Manaus, v. 38, n. 4, p.643-650, 2008.
- PIZZOLANTE, G., CORDERO, C., TREDICI, S. M., VERGARA, D., PONTIERI, P., DEL GIUDICE, L., ... & BICCHI, C. Cultivable gut bacteria provide a pathway for adaptation of *Chrysolina herbacea* to *Mentha aquatica* volatiles. **BMC Plant Biology**, v.17, n.1, p.30, 2017.
- POMPELLI MF et al. Photosynthesis and photoprotection in coffee leaves is affected by nitrogen and light availabilities in winter conditions. **J Plant Physiol**, 167: 1052–1060. 2010.

PORRA, R.J., THOMPSON, W.A., AND KRIEDEMANN, P.E. Determination of accurate extinction coefficients and simultaneous equations for assaying chlorophylls a and b extracted with four different solvents: verification of the concentration of chlorophyll standards by atomic absorption spectroscopy. **Biochim. Biophys. Acta - Bioenerg.** v.975, p. 384–394, 1989.

RAHMAN, T.; SERAJ, F. Available approaches of remediation and stabilisation of metal contamination in soil: a review. **American Journal of Plant Sciences**, v.9, p.2033-52, 2018.

RALIYA, R. AND TARAFDAR, J.C. ZnO Nanoparticle Biosynthesis and Its Effect on Phosphorous-Mobilizing Enzyme Secretion and Gum Contents in Clusterbean (*Cyamopsis tetragonoloba* L.). **Agric. Res.** 2: 48–57, 2013.

RAPACZ, M. et al. The role of the photosynthetic apparatus in cold acclimation of *Lolium multiflorum*. Characteristics of novel genotypes low-sensitive to PSII over-reduction. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 29, n. 4, p. 309, 2007.

REES, H. Genotypic control of chromosome form and behaviour. **The Botanical Review**, v.27, p. 288-318. 1961.

REN, L. AND TANG, G. Identification of sucrose-responsive microRNAs reveals sucrose-regulated copper accumulations in an SPL7-dependent and independent manner in *Arabidopsis thaliana*. **Plant Sci.** v.187, p.59–68, 2012.

RICHARDSON AD, CARBONE MS, KEENAN TF, CZIMCZIK CI, HOLLINGER DY, MURAKAMI P, SCHABERG PG, XU X. (2013). Seasonal dynamics and age of stemwood nonstructural carbohydrates in temperate forest trees. **New Phytologist**, v. 197, n. 3, p. 850–861.

ROMEIRO, S.R. In: Iolamento de Agentes de Biocontrole. Org. ROMEIRO, S.R. **Controle Biológico de Doenças em Plantas – Procedimentos**. Viçosa: Ed. Viçosa, 2007, p.71-81.

ROUT, G.R. AND DAS, P. Effect of Metal Toxicity on Plant Growth and Metabolism: I. Zinc. In **Sustainable Agriculture** (Springer Netherlands: Dordrecht), pp. 873–884, 2009.

SANTOS, T.A. Avaliação da tolerância de diferentes acessos de pinhão manso cultivados sob alta temperatura ambiental. 2016. 40 f. Dissertação (**Mestrado em Biologia Vegetal**). Universidade Federal do Espírito Santo. Vitória, 2016. <http://repositorio.ufes.br/handle/10/10030>

SCARANO, F.R. 2002. Structure, function and floristic relationships of plant communities in stressful habitats marginal to the Brazilian Atlantic rain forest. **Annals of Botany** 90:517-524.

SCHÄDEL C, RICHTER A, BLÖCHL A, HOCH G Short-term dynamics of nonstructural carbohydrates and hemicelluloses in young branches of temperate forest trees during bud break. **Tree Physiol**, v. 29, p. 901–911. 2009.

- SCHÄDEL C, RICHTER A, BLÖCHL A, HOCH G. Hemicellulose concentration and composition in plant cell walls under extreme carbon source-sink imbalances. **Physiol Plant**, v.139, p.241–255. 2010.
- SHARMA, S.S. AND DIETZ, K.-J. The significance of amino acids and amino acid-derived molecules in plant responses and adaptation to heavy metal stress. **J. Exp. Bot.** v.57, p.711–726, 2006.
- SHIER, W.T. Metals as Toxins in Plants. **J. Toxicol. Toxin Rev.** 13: 205–216, 1994.
- SIENKIEWICZ-PORZUCEK, A., NUNES-NESE, A., SULPICE, R., LISEC, J., CENTENO, D.C., CARILLO, P., LEISSE, A., URBANCZYK-WOCHNIAK, E., FERNIE, A.R. Mild Reductions in Mitochondrial Citrate Synthase Activity Result in a Compromised Nitrate Assimilation and Reduced Leaf Pigmentation But Have No Effect on Photosynthetic Performance or Growth. **Plant Physiol.** v.147, p.115–127, 2008.
- SILVA, L. C.; OLIVA, M. A.; AZEVEDO, A. A.; ARAÚJO, J. M.; AGUIAR, R. M. Micromorphological and Anatomical Alterations caused by Simulated Acid Rain in Restinga Plants: *Eugenia Uniflora* and *Clusia Hilariana*. **Water, Air, and Soil Pollution**, v. 168, n. 1-4, p. 129-143, 2005.
- SILVA, M. M.; MELO JR, J. C. F. Composição florística e estrutural de uma comunidade herbáceo-arbustiva de restinga em Balneário Barra do Sul, Santa Catarina. **Revista Brasileira de Biociências**, v.14, n.4, 2016.
- SIMONELLI, M.; FRAGA, C. NICOLETTI DE. **Espécies da flora ameaçadas de extinção no estado do Espírito Santo**. Vitória: Ipema, 2007.
- SINGH, R. J. **Plant cytogenetics**. CRC Press, Florida, 1993. 391p.
- SLONKA, A.; JEDRZEJCZYK-KORYCINSKA, M.; ROSTANSKI, A.; KARZ, J.; KAWALEC, P.; KUTA, E. Heavy metals in soil affect reproductive processes more than morphological characters in *Viola tricolor*. **Environmental and Experimental Botany**, v.75, p. 204-211. 2012.
- SORREANO, M.C.M. Avaliação de aspectos da dinâmica de florestas restauradas, com diferentes idades. 2002. 145 f. Dissertação (**Mestrado em Fitotecnia**) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba.
- STEFFENSEN, D. Induction of chromosome breakage at meiosis by a magnesium deficiency in *Tradescantia*, **Proc. N. A. A.**, 39. 1953.
- STRASSER, R. J; SRIVASTA, A; TSIMILLI-MICHEL, M. The fluorescence transient as a tool to characterize and screen photosynthetic samples. In: Yunus, M; Pathre, U; Mohanty, P. (eds), **Probing Photosynthesis: Mechanism, Regulation and Adaptation**. Taylor and Francis, p. 445-483. 2000.
- STRASSER, RETO J. et al. Simultaneous in vivo recording of prompt and delayed fluorescence and 820-nm reflection changes during drying and after rehydration of the resurrection plant *Haberlea rhodopensis*. **Biochimica et Biophysica Acta - Bioenergetics**, v. 1797, n. 6-7, p. 1313-1326, 2010.

- SUZUKI N, KOUSSEVITZKY S, MITTLER R, MILLER G. ROS and redox signaling in the response of plants to abiotic stress. **Plant, Cell and Environment**, v.35, p.259-270. 2012.
- SYTAR, O., KUMAR, A., LATOWSKI, D., KUCZYNSKA, P., STRZAŁKA, K., AND PRASAD, M.N.V. Heavy metal-induced oxidative damage, defense reactions, and detoxification mechanisms in plants. **Acta Physiol. Plant**, v.35, p985–999, 2013.
- THOMAS SC, MARTIN AR. Carbon content of tree tissues: a synthesis. **Forests**, v. 3, p. 332–352. 2012.
- VALLADARES F, NIINEMETS Ü Shade tolerance, a key plant feature of complex nature and consequences. **Annu Rev Ecol Evol Syst**, v.39, p.237-257. 2008.
- VERMA, R. B.; MAHMOODUZZAFAR.; SIDDIQI, T. O.; IQBAL, M. Foliar Response of *Ipomea pes-tigridis* L. to Coal-Smoke Pollution, **Turkish Journal of Botany**. v. 30, n. 5, p. 413-417, 2006.
- VIANA, Aline. Morfologia e anatomia foliar de espécies de angiospermas com ocorrência nos campos de areais do bioma pampa. 2018. 43 f. **Dissertação** (Mestrado em Conservação e Manejo de Recursos Naturais) - Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Cascavel, 2018.
- VOTRI GUISLON, A., CERON, K., ALVES ELIAS, G., SANTOS, R., & CITADINI-ZANETTE, V. Estrutura da vegetação herbácea em paisagens ciliares no sul de Santa Catarina, Brasil. **Ambiente & Água - An Interdisciplinary Journal of Applied Science**, v.11, n.3, 2016.
- WAHID, A.; GELANI, S.; ASHRAF, M.; FOOLAD, M.R. Heat tolerance in plants. An overview. **Environmental and Experimental Botany**, v. 61, n. 3, p. 199-223, 2007.
- WHITE, M.C., DECKER, A.M., AND CHANEY, R.L. Metal Complexation in Xylem Fluid : I. CHEMICAL COMPOSITION OF TOMATO AND SOYBEAN STEM EXUDATE. **Plant Physiol.** v.67, p.292–300, 1981.
- WINTZ, H., FOX, T., AND VULPE, C. Responses of plants to iron, zinc and copper deficiencies. **Biochem. Soc. Trans.** v.30, p.766–8, 2002.
- YAMADA, M., MORISHITA, H., URANO, K., SHIOZAKI, N., YAMAGUCHI-SHINOZAKI, K., SHINOZAKI, K., YOSHIBA, Y. Effects of free proline accumulation in petunias under drought stress. **J. Exp. Bot.** v.56, p.1975–1981, 2005.
- ZANI, LILIANE BALDAN. Respostas ecofisiológicas e reprodutivas de *Allagoptera arenaria* (Arecaceae) às mudanças climáticas globais em ambiente de Restinga. 2017. **Dissertação (Mestrado em Biologia Vegetal)**. Universidade Federal do Espírito Santo, Vitória, 2017.

7 APÊNDICE

Quadro1: Espécies ocorrentes e formas de vida nas oito estações amostrais ao longo do litoral do Espírito Santo.

Família	Espécie	Forma de vida
Amaranthaceae	<i>Alternanthera littoralis</i> var. <i>maritima</i> (Mart.) Pedersen	Caméfito herbácea reptante
	<i>Blutaparon portulacoides</i> (A.St.-Hil.) Mears	Caméfito herbácea reptante
Anacardiaceae	<i>Schinus terebinthifolia</i> Raddi	Nanofanerófito
	<i>Tapirira guianensis</i> Aubl.	Nanofanerófito
Annonaceae	<i>Annona acutiflora</i> Mart.	Nanofanerófito
	<i>Guatteria macropus</i> Mart.	Nanofanerófito
Apocynaceae	<i>Aspidosperma pyriforme</i> Mart. & Zucc.	Nanofanerófito
	<i>Hancornia speciosa</i> Gomes	Nanofanerófito
	<i>Himatanthus bracteatus</i> (A.DC.) Woodson	Nanofanerófito
	<i>Mandevilla funiformis</i> (Vell.) K.Schum.	Trepadeira geófito
	<i>Marsdenia macrophylla</i> (Humb. & Bonpl. ex Schult.) E.Fourn.	Trepadeira geófito
	<i>Oxypetalum banksii</i> R.Br. ex Schult.	Trepadeira geófito
	<i>Peploia asteria</i> (Vell.) Fontella & E.A.Schwarz	Trepadeira geófito
	<i>Temnadenia odorifera</i> (Vell.) J.F.Morales	Trepadeira geófito
	<i>Rauvolfia capixabae</i> I.Koch & Kin.-Gouv.	Nanofanerófito
Araceae	<i>Anthurium pentaphyllum</i> (Aubl.) G.Don	Geófito rizomatosa
	<i>Anthurium raimundii</i> Mayo, Haigh & Nadruz	Geófito rizomatosa
Arecaceae	<i>Allagoptera arenaria</i> (Gomes) Kuntze	Geófito rizomatosa
	<i>Bactris vulgaris</i> Barb.Rodr.	Nanofanerófito
	<i>Desmoncus orthacanthos</i> Mart.	Nanofanerófito
Aristolochiaceae	<i>Aristolochia zebrina</i> J. Freitas & F. González	Nanofanerófito
Asparagaceae	<i>Herreria salsaparilha</i> Mart.	Trepadeira geófito
Asteraceae	<i>Aspilia floribunda</i> (Gardner) Baker	Caméfito
	<i>Lepidaploa rufogrisea</i> (A.St.-Hil.) H.Rob.	Caméfito

Família	Espécie	Forma de vida
	<i>Mikania glomerata</i> Spreng.	Liana fanerófito
	<i>Piptocarpha riedelii</i> (Sch.Bip.) Baker	Liana fanerófito
Bignoniaceae	<i>Anemopaegma chamberlaynii</i> (Sims) Bureau & K.Schum.	Liana fanerófito
	<i>Fridericia conjugata</i> (Vell.) L.G.Lohmann	Liana fanerófito
	<i>Lundia corymbifera</i> (Vahl) Sandwith	Trepadeira geófito
Boraginaceae	<i>Tournefortia membranacea</i> (Gardner) DC.	Trepadeira geófito
	<i>Varronia curassavica</i> Jacq.	Trepadeira geófito
Bromeliaceae	<i>Aechmea blanchetiana</i> (Baker) L.B.Sm.	Geófito rizomatosa
	<i>Aechmea lamarchei</i> Mez	Geófito rizomatosa
	<i>Aechmea nudicaulis</i> (L.) Griseb.	Geófito rizomatosa
	<i>Bromelia antiacantha</i> Bertol.	Geófito rizomatosa
	<i>Neoregelia pascoaliana</i> L.B.Sm.	Hemicriptófito escaposa rosetada
	<i>Pseudananas sagenarius</i> (Arruda) Camargo	Hemicriptófito escaposa rosetada
	<i>Quesnelia quesneliana</i> (Brongn.) L.B.Sm.	Hemicriptófito escaposa rosetada
	<i>Tillandsia gardneri</i> Lindl.	Epífita
	<i>Tillandsia stricta</i> Sol.	Epífita
	<i>Vriesea procera</i> (Mart. ex Schult. & Schult.f.) Wittm.	Hemicriptófito escaposa rosetada
Burseraceae	<i>Protium heptaphyllum</i> (Aubl.) Marchand	Nanofanerófito
	<i>Protium icariba</i> (DC.) Marchand	Nanofanerófito
Cactaceae	<i>Brasiliopuntia brasiliensis</i> (Willd.) A.Berger	Caméfito Suculenta
	<i>Cereus fernambucensis</i> Lem.	Caméfito Suculenta
	<i>Pereskia aculeata</i> Mill.	Caméfito Suculenta
	<i>Pilosocereus arrabidae</i> (Lem.) Byles & Rowley	Fanerófito suculenta
Calophyllaceae	<i>Kielmeyera albopunctata</i> Saddi	Nanofanerófito

Família	Espécie	Forma de vida
Cannabaceae	<i>Celtis iguanaea</i> (Jacq.) Sarg.	Nanofanerófita
Capparaceae	<i>Cynophalla flexuosa</i> (L.) J.Presl	Nanofanerófita
Celastraceae	<i>Monteverdia obtusifolia</i> (Mart.) Biral	Nanofanerófita
	<i>Salacia arborea</i> (Schrank) Peyr.	Nanofanerófita
Chrysobalanaceae	<i>Chrysobalanus icaco</i> L.	Nanofanerófita
	<i>Couepia schottii</i> Fritsch	Nanofanerófita
Clusiaceae	<i>Exellodendron gracile</i> (Kuhlm.) Prance	Nanofanerófita
	<i>Clusia hilariana</i> Schtdl.	Nanofanerófita
Commelinaceae	<i>Garcinia brasiliensis</i> Mart.	Caméfita herbácea escaposa
	<i>Commelina erecta</i> L.	Caméfita herbácea escaposa
Connaraceae	<i>Dichorisandra thyrsoiflora</i> J.C.Mikan	Nanofanerófita
Convolvulaceae	<i>Rourea glabra</i> Kunth	Geófito radigema
	<i>Ipomoea imperati</i> (Vahl) Griseb.	Caméfita herbácea reptante
Crysobalanaceae	<i>Ipomoea pes-caprae</i> (L.) R.Br.	Nanofanerófita
Cyperaceae	<i>Cyperus pedunculatus</i> (R.Br.) J.Kern	Geófito rizomatosa
Dilleniaceae	<i>Davilla flexuosa</i> A.St.-Hil.	Trepadeira geófitica
	<i>Tetracera breyniana</i> Schtdl.	Trepadeira geófitica
	<i>Tetracera lasiocarpa</i> Eichler	Trepadeira geófitica
Ebanaceae	<i>Diospyros inconstans</i> Jacq.	Trepadeira geófitica
Erythroxylaceae	<i>Erythroxylum hamigerum</i> O.E.Schulz	Nanofanerófita
	<i>Erythroxylum passerinum</i> Mart.	Nanofanerófita
	<i>Erythroxylum subrotundum</i> A.St.-Hil.	Nanofanerófita
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia bahiensis</i> (Klotzsch & Garcke) Boiss.	Caméfita herbácea escaposa
	<i>Microstachys corniculata</i> (Vahl) Griseb.	Caméfita herbácea escaposa
Fabaceae	<i>Abarema barnebyana</i> Iganci & M.P.Morim	Nanofanerófita
	<i>Abarema brachystachya</i> (DC.) Barneby & J.W.Grimes	Nanofanerófita

Família	Espécie	Forma de vida
	<i>Abarema filamentosa</i> (Benth.) Pittier	Nanofanerófita
	<i>Abarema jupunba</i> (Willd.) Britton & Killip	Nanofanerófita
	<i>Andira fraxinifolia</i> Benth.	Nanofanerófita
	<i>Canavalia rosea</i> (Sw.) DC.	Caméfita herbácea reptante
	<i>Centrosema virginianum</i> (L.) Benth.	Trepadeira geofítica
	<i>Chamaecrista flexuosa</i> (L.) Greene	Caméfita herbácea escaposa
	<i>Chamaecrista ramosa</i> (Vogel) H.S.Irwin & Barneby	Caméfita herbácea escaposa
	<i>Clitoria laurifolia</i> Poir.	Caméfita herbácea escaposa
	<i>Dalbergia ecastaphyllum</i> (L.) Taub.	Nanofanerófita
	<i>Desmodium barbatum</i> (L.) Benth.	Caméfita herbácea escaposa
	<i>Exostyles venusta</i> Schott	Nanofanerófita
	<i>Guilandina bonduc</i> L.	Nanofanerófita
	<i>Inga laurina</i> (Sw.) Willd.	Nanofanerófita
	<i>Inga subnuda</i> Salzm. ex Benth.	Nanofanerófita
	<i>Machaerium cf. lanceolatum</i> (Vell.) J.F.Macbr.	Nanofanerófita
	<i>Ormosia nitida</i> Vogel	Nanofanerófita
	<i>Piptadenia adiantoides</i> (Spreng.) J.F.Macbr.	Caméfita herbácea escaposa
	<i>Sophora tomentosa</i> L.	Nanofanerófita
	<i>Stylosanthes viscosa</i> (L.) Sw.	Caméfita herbácea escaposa
	<i>Swartzia apetala</i> Raddi	Nanofanerófita
	<i>Zollernia glabra</i> (Spreng.) Yakovlev	Nanofanerófita
Flacourtiaceae	<i>Casearia decandra</i> Jacq.	Nanofanerófita
Goodeniaceae	<i>Scaevola plumieri</i> (L.) Vahl	Caméfita herbácea escaposa
Humiriaceae	<i>Humiriastrum dentatum</i> (Casar.) Nuatrec.	Nanofanerófita
Iridaceae	<i>Neomarica sabini</i> (Lindl.) Chukr	Caméfita herbácea escaposa
Lamiaceae	<i>Aegiphila vitelliniflora</i> Walp.	Nanofanerófita
Lauraceae	<i>Ocotea notata</i> (Nees & Mart.) Mez	Nanofanerófita

Família	Espécie	Forma de vida
	<i>Rhodostemonodaphne capixabensis</i> J.B. Baitello & Coe-Teix.	Nanofanerófita
Lecythidaceae	<i>Eschweilera ovata</i> (Cambess.) Mart. ex Miers	Nanofanerófita
Loganiaceae	<i>Spigelia anthelmia</i> L.	Caméfita herbácea escaposa
	<i>Spigelia laurina</i> Cham. & Schtdl.	Caméfita herbácea escaposa
Malpighiaceae	<i>Byrsonima sericea</i> DC.	Nanofanerófita
	<i>Heteropterys chrysophylla</i> Lam. (DC.)	Trepadeira geófitica
	<i>Niedenzuella acutifolia</i> (Cav.) W.R.Anderson	Trepadeira geófitica
	<i>Peixotoa hispidula</i> A.Juss.	Trepadeira geófitica
Malvaceae	<i>Eriotheca macrophylla</i> (K.Schum.) A.Robyns	Nanofanerófita
	<i>Pavonia cancellata</i> (L.) Cav.	Geófito rizomatosa
	<i>Pseudobombax grandiflorum</i> (Cav.) A.Robyns	Nanofanerófita
	<i>Waltheria indica</i> L.	Nanofanerófita
Marantaceae	<i>Maranta divaricata</i> Roscoe	Caméfita herbácea escaposa
Melastomataceae	<i>Miconia cinnamomifolia</i> (DC.) Naudin	Nanofanerófita
Menispermaceae	<i>Chondrodendron platyphyllum</i> (A.St.-Hil.) Miers	Nanofanerófita
	<i>Hyperbaena domingensis</i> (DC.) Benth	Nanofanerófita
Molluginaceae	<i>Mollugo verticillata</i> L.	Caméfitas herbáceas reptantes
Moraceae	<i>Ficus cyclophylla</i> (Miq.) Miq.	Nanofanerófita
	<i>Sorocea hilarii</i> Gaudich.	Nanofanerófita
Myrtaceae	<i>Campomanesia guazumifolia</i> (Cambess.) O.Berg	Nanofanerófita
	<i>Eugenia astringens</i> Cambess.	Nanofanerófita
	<i>Eugenia dichroma</i> O.Berg	Nanofanerófita
	<i>Eugenia hirta</i> O.Berg	Nanofanerófita
	<i>Eugenia puniceifolia</i> (Kunth) DC.	Nanofanerófita
	<i>Eugenia uniflora</i> L.	Nanofanerófita
	<i>Eugenia warmingiana</i> Kiaersk.	Nanofanerófita

Família	Espécie	Forma de vida
	<i>Eugenia kuekii</i> Giaretta & Peixoto	Nanofanerófita
	<i>Myrcia neobrasiliensis</i>	Nanofanerófita
	<i>Myrcia neuwiedea</i> (O. Berg) E. Lucas & C. E. Wilson	Nanofanerófita
	<i>Myrcia splendens</i> (Sw.) DC.	Nanofanerófita
	<i>Myrcia vittoriana</i> Kiaersk.	Nanofanerófita
	<i>Myrcia ilheosensis</i> Kiaersk.	Nanofanerófita
	<i>Myrciaria splendens</i> O.Berg	Nanofanerófita
	<i>Myrciaria strigipes</i> O.Berg	Nanofanerófita
	<i>Myrciaria tenella</i> (DC.) O.Berg	Nanofanerófita
	<i>Psidium cattleyanum</i> Sabine	Nanofanerófita
	<i>Psidium macahense</i> O.Berg	Nanofanerófita
Nyctaginaceae	<i>Guapira opposita</i> (Vell.) Reitz	Nanofanerófita
	<i>Guapira pernambucensis</i> (Casar.) Lundell	Nanofanerófita
Ochnaceae	<i>Ouratea cuspidata</i> (A.St.-Hil.) Engl.	Nanofanerófita
Olacaceae	<i>Cathedra bahiensis</i> Sleumer	Nanofanerófita
Orchidaceae	<i>Catasetum discolor</i> (Lindl.) Lindl.	Geófita rizomatosa
	<i>Cyrtopodium flavum</i> Link & Otto ex Rchb.f.	Geófita radicigema
	<i>Cyrtopodium holstii</i> L.C.Menezes	Geófita radicigema
	<i>Eltroplectris calcarata</i> (Sw.) Garay & Sweet	Geófita radicigema
	<i>Epidendrum denticulatum</i> Barb.Rodr.	Trepadeira geófitica
	<i>Koellensteinia altissima</i> Pabst	Geófita radicigema
	<i>Prescottia plantaginifolia</i> Lindl. ex Hook.	Geófita radicigema
	<i>Vanilla bahiana</i> Hoehne	Trepadeira geófitica
Passifloraceae	<i>Passiflora alata</i> Curtis	Trepadeira geófitica
	<i>Passiflora edulis</i> Sims	Trepadeira geófitica
	<i>Passiflora misera</i> Kunth	Trepadeira geófitica
	<i>Passiflora ovalis</i> Vell. ex M.Roem.	Trepadeira geófitica

Família	Espécie	Forma de vida
	<i>Passiflora silvestris</i> Vell.	Trepadeira geófitica
Peraceae	<i>Pera glabrata</i> (Schott) Baill.	Nanofanerófita
Piperaceae	<i>Peperomia obtusifolia</i> (L.) A.Dietr.	Epífita
Poaceae	<i>Axonopus pressus</i> (Nees ex Steud.) Parodi	Geófito rizomatoso
	<i>Panicum racemosum</i> (P. Beauv.) Spreng.	Geófito rizomatoso
	<i>Paspalum arenarium</i> Schrad.	Geófito rizomatoso
	<i>Sporobolus virginicus</i> (L.) Kunth	Geófito rizomatoso
	<i>Stenotaphrum secundatum</i> (Walter) Kuntze	Caméfito herbácea reptante
Polygalaceae	<i>Polygala cyparissias</i> A.St.-Hil. & Moq.	Caméfito herbácea escaposa
Polygonaceae	<i>Coccoloba alnifolia</i> Casar.	Nanofanerófita
	<i>Coccoloba declinata</i> (Vell.) Mart.	Nanofanerófita
Portulacaceae	<i>Portulaca mucronata</i> Link	Caméfito herbácea escaposa
Primulaceae	<i>Jacquinia armillaris</i> Jacq.	Nanofanerófita
	<i>Myrsine guianensis</i> (Aubl.) Kuntze	Nanofanerófita
	<i>Myrsine parvifolia</i> A.DC.	Nanofanerófita
Rhamnaceae	<i>Scutia arenicola</i> (Casar.) Reissek	Nanofanerófita
	<i>Ziziphus platyphylla</i> Reissek	Nanofanerófita
Rubiaceae	<i>Chiococca alba</i> (L.) Hitchc.	Nanofanerófita
	<i>Chomelia obtusa</i> Cham. & Schldl.	Nanofanerófita
	<i>Mitracarpus eichleri</i> K.Schum.	Caméfito herbácea escaposa
	<i>Palicourea blanchetiana</i> Schldl.	Nanofanerófita
	<i>Posoqueria bahiensis</i> L.Macias & L.S.Kinoshita	Nanofanerófita
	<i>Psychotria deflexa</i> DC.	Nanofanerófita
	<i>Randia armata</i> (Sw.) DC.	Nanofanerófita
	<i>Salzmannia nitida</i> DC.	Nanofanerófita
	<i>Tocoyena bullata</i> (Vell.) Mart.	Nanofanerófita
	<i>Psychotria mapourioides</i> DC.	Nanofanerófita

Família	Espécie	Forma de vida
Salicaceae	<i>Xylosma tweediana</i> (Clos) Eichler	Nanofanerófita
Sapindaceae	<i>Cupania racemosa</i> (Vell.) Radlk.	Nanofanerófita
	<i>Cupania emarginata</i> Cambess.	Nanofanerófita
	<i>Paullinia revoluta</i> Radlk.	Trepadeira geofítica
	<i>Paullinia ternata</i> Radlk.	Trepadeira geofítica
	<i>Paullinia weinmanniifolia</i> Mart.	Trepadeira geofítica
	<i>Serjania communis</i> Cambess.	Trepadeira geofítica
Sapotaceae	<i>Manilkara salzmannii</i> (A.DC.) H.J.Lam	Nanofanerófita
	<i>Pouteria psammophila</i> (Mart.) Radlk.	Nanofanerófita
Schoepfiaceae	<i>Schoepfia brasiliensis</i> A.DC.	Nanofanerófita
Simaroubaceae	<i>Homalolepis cuneata</i> (A.St.-Hil. & Tul.) Devecchi & Pirani	Nanofanerófita
	<i>Simarouba amara</i> Aubl.	Nanofanerófita
Smilacaceae	<i>Smilax elastica</i> Griseb.	Trepadeira geofítica
	<i>Smilax rufescens</i> Griseb.	Trepadeira geofítica
Solanaceae	<i>Solanum restingae</i> S.Knapp	Nanofanerófita
Violaceae	<i>Pombalia calceolaria</i> (L.) Paula-Souza	Caméfita herbácea escaposa

Quadro2: Lista de espécies amostradas nas oito Estações Amostrais com informações sobre endemismo e estado de ameaça (segundo Flora do Brasil 2020 e Lista Vermelha), Anexo 5 – Restinga - PROGRAMA DE MONITORAMENTO DA BIODIVERSIDADE AQUÁTICA DA ÁREA AMBIENTAL I.

Família	Espécie	Nível de ameaça	Distribuição da espécie	Endemismo
Amaranthaceae	<i>Alternanthera littoralis</i> var. <i>maritima</i> (Mart.) Pedersen	NE	Nordeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Blutaparon portulacoides</i> (A.St.-Hil.) Mears	LC	Nordeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
Anacardiaceae	<i>Schinus terebinthifolia</i> Raddi	NE	Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Tapirira guianensis</i> Aubl.	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste	Não é endêmica do Brasil
Annonaceae	<i>Annona acutiflora</i> Mart.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Guatteria macropus</i> Mart.	NE	Nordeste, Sudeste	Endêmica do Brasil
Apocynaceae	<i>Aspidosperma pyriforme</i> Mart. & Zucc.	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste e Sudeste	Não é endêmica do Brasil
	<i>Hancornia speciosa</i> Gomes	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Himatanthus bracteatus</i> (A.DC.) Woodson	NE	Nordeste, Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Mandevilla funiformis</i> (Vell.) K.Schum.	NE	Nordeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Marsdenia macrophylla</i> (Humb. & Bonpl. ex Schult.) E.Fourn.	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Oxypetalum banksii</i> R.Br. ex Schult.	NE	Nordeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil

Família	Espécie	Nível de ameaça	Distribuição da espécie	Endemismo
	<i>Peplonia asteria</i> (Vell.) Fontella & E.A.Schwarz	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Temnadenia odorifera</i> (Vell.) J.F.Morales	NE	Nordeste, Sudeste e Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Rauvolfia capixabae</i> I.Koch & Kin.-Gouv.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Araceae	<i>Anthurium pentaphyllum</i> (Aubl.) G.Don	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Anthurium raimundii</i> Mayo, Haigh & Nadruz	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Arecaceae	<i>Allagoptera arenaria</i> (Gomes) Kuntze	LC	Nordeste, Sudeste e Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Bactris vulgaris</i> Barb.Rodr.	NE	Nordeste, Sudeste e Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Desmoncus orthacanthos</i> Mart.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Aristolochiaceae	<i>Aristolochia zebrina</i> J. Freitas & F. González	NE	Sudeste	Endêmica do Brasil
Asparagaceae	<i>Herreria salsaparilha</i> Mart.	NE	Centro-Oeste, Sudeste	Endêmica do Brasil
Asteraceae	<i>Aspilia floribunda</i> (Gardner) Baker	VU(ES)	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Lepidaploa rufogrisea</i> (A.St.-Hil.) H.Rob.	NE	Nordeste, Centro-Oeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Mikania glomerata</i> Spreng.	LC	Nordeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Piptocarpha riedelii</i> (Sch.Bip.) Baker	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil

Família	Espécie	Nível de ameaça	Distribuição da espécie	Endemismo
Bignoniaceae	<i>Anemopaegma chamberlaynii</i> (Sims) Bureau & K.Schum.	NE	Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Fridericia conjugata</i> (Vell.) L.G.Lohmann	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste e Sudeste	Não é endêmica do Brasil
	<i>Lundia corymbifera</i> (Vahl) Sandwith	NE	Norte, Nordeste e Sudeste	Não é endêmica do Brasil
Boraginaceae	<i>Tournefortia membranacea</i> (Gardner) DC.	NE	Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Desconhecido
	<i>Varronia curassavica</i> Jacq.	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
Bromeliaceae	<i>Aechmea blanchetiana</i> (Baker) L.B.Sm.	VU(ES)	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Aechmea lamarchei</i> Mez	NE	Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Aechmea nudicaulis</i> (L.) Griseb.	LC	Nordeste, Sudeste e Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Bromelia antiacantha</i> Bertol.	NE	Nordeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Neoregelia pascoaliana</i> L.B.Sm.	VU(ES)	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Pseudananas sagenarius</i> (Arruda) Camargo	NE	Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Quesnelia quesneliana</i> (Brongn.) L.B.Sm.	NE	Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Tillandsia gardneri</i> Lindl.	LC	Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil

Família	Espécie	Nível de ameaça	Distribuição da espécie	Endemismo
	<i>Tillandsia stricta</i> Sol.	NE	Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Vriesea procera</i> (Mart. ex Schult. & Schult.f.) Wittm.	LC	Nordeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
Burseraceae	<i>Protium heptaphyllum</i> (Aubl.) Marchand	DD	Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Protium icariba</i> (DC.) Marchand	EN	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Cactaceae	<i>Brasiliopuntia brasiliensis</i> (Willd.) A.Berger	LC	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Cereus fernambucensis</i> Lem.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Pereskia aculeata</i> Mill.	LC	Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Pilosocereus arrabidae</i> (Lem.) Byles & Rowley	LC	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Calophyllaceae	<i>Kielmeyera albopunctata</i> Saggi	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Cannabaceae	<i>Celtis iguanaea</i> (Jacq.) Sarg.	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
Capparaceae	<i>Cynophalla flexuosa</i> (L.) J.Presl	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
Celastraceae	<i>Monteverdia obtusifolia</i> (Mart.) Biral	NE	Norte, Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Salacia arborea</i> (Schrank) Peyr.	LC	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil

Família	Espécie	Nível de ameaça	Distribuição da espécie	Endemismo
Chrysobalanaceae	<i>Chrysobalanus icaco</i> L.	NE	Norte, Nordeste e Sudeste	Não é endêmica do Brasil
	<i>Couepia schottii</i> Fritsch	EN	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Exellodendron gracile</i> (Kuhlm.) Prance	EN(ES)	Sudeste	Endêmica do Brasil
Clusiaceae	<i>Clusia hilariana</i> Schlttdl.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Garcinia brasiliensis</i> Mart.	NE	Sudeste	Endêmica do Brasil
Commelinaceae	<i>Commelina erecta</i> L.	NE	Norte, Nordeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Dichorisandra thyrsoflora</i> J.C.Mikan	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Connaraceae	<i>Rourea glabra</i> Kunth	NE	Norte e Sudeste	Não é endêmica do Brasil
Convolvulaceae	<i>Ipomoea imperati</i> (Vahl) Griseb.	NE	Norte, Nordeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Ipomoea pes-caprae</i> (L.) R.Br.	NE	Norte, Nordeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
Cyperaceae	<i>Cyperus pedunculatus</i> (R.Br.) J.Kern	NE	Desconhecido	Desconhecido
Dilleniaceae	<i>Davilla flexuosa</i> A.St.-Hil.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Tetracera breyniana</i> Schlttdl.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Tetracera lasiocarpa</i> Eichler	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil

Família	Espécie	Nível de ameaça	Distribuição da espécie	Endemismo
Ebanaceae	<i>Diospyros inconstans</i> Jacq.	LC	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
Erythroxylaceae	<i>Erythroxylum hamigerum</i> O.E.Schulz	NE	Nordeste	Endêmica do Brasil
	<i>Erythroxylum passerinum</i> Mart.	LC	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Erythroxylum subrotundum</i> A.St.-Hil.	NE	Nordeste, Centro-Oeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia bahiensis</i> (Klotzsch & Garcke) Boiss.	NE	Norte, Nordeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Microstachys corniculata</i> (Vahl) Griseb.	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
Fabaceae	<i>Abarema barnebyana</i> Iganci & M.P.Morim	NE	Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Abarema brachystachya</i> (DC.) Barneby & J.W.Grimes	NE	Nordeste, Sudeste e Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Abarema filamentosa</i> (Benth.) Pittier	LC	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Abarema jupunba</i> (Willd.) Britton & Killip	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste e Sudeste	Não é endêmica do Brasil
	<i>Andira fraxinifolia</i> Benth.	NE	Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Canavalia rosea</i> (Sw.) DC.	NE	Norte, Nordeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Centrosema virginianum</i> (L.) Benth.	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil

Família	Espécie	Nível de ameaça	Distribuição da espécie	Endemismo
	<i>Chamaecrista flexuosa</i> (L.) Greene	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Chamaecrista ramosa</i> (Vogel) H.S.Irwin & Barneby	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Clitoria laurifolia</i> Poir.	LC	Norte, Nordeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Dalbergia ecastaphyllum</i> (L.) Taub.	NE	Norte, Nordeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Desmodium barbatum</i> (L.) Benth.	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Exostyles venusta</i> Schott	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Guilandina bonduc</i> L.	NE	Nordeste, Sudeste	Não é endêmica do Brasil
	<i>Inga laurina</i> (Sw.) Willd.	LC	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Inga subnuda</i> Salzm. ex Benth.	NE	Nordeste, Sudeste e Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Machaerium cf. lanceolatum</i> (Vell.) J.F.Macbr.	NE	Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Ormosia nitida</i> Vogel	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Piptadenia adiantoides</i> (Spreng.) J.F.Macbr.	NE	Nordeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil

Família	Espécie	Nível de ameaça	Distribuição da espécie	Endemismo
	<i>Sophora tomentosa</i> L.	NE	Norte, Nordeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Stylosanthes viscosa</i> (L.) Sw.	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste	Não é endêmica do Brasil
	<i>Swartzia apetala</i> Raddi	NE	Nordeste, Centro-oeste, Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Zollernia glabra</i> (Spreng.) Yakovlev	LC	Nordeste e Sudeste	Não é endêmica do Brasil
Flacourtiaceae	<i>Casearia decandra</i> Jacq.	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
Goodeniaceae	<i>Scaevola plumieri</i> (L.) Vahl	VU(ES)	Nordeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
Humiriaceae	<i>Humiriastrum dentatum</i> (Casar.) Nuatrec.	NE	Sudeste	Endêmica do Brasil
Iridaceae	<i>Neomarica sabini</i> (Lindl.) Chukr	NE	Desconhecido	Desconhecido
Lamiaceae	<i>Aegiphila vitelliniflora</i> Walp.	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
Lauraceae	<i>Ocotea notata</i> (Nees & Mart.) Mez	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Rhodostemonodaphne capixabensis</i> J.B. Baitello & Coe-Teix.	VU	Sudeste	Endêmica do Brasil
Lecythidaceae	<i>Eschweilera ovata</i> (Cambess.) Mart. ex Miers	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Loganiaceae	<i>Spigelia anthelmia</i> L.	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste	Não é endêmica do Brasil

Família	Espécie	Nível de ameaça	Distribuição da espécie	Endemismo
	<i>Spigelia laurina</i> Cham. & Schltdl.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Malpighiaceae	<i>Byrsonima sericea</i> DC.	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste e Sudeste	Não é endêmica do Brasil
	<i>Heteropterys chrysophylla</i> Lam. (DC.)	NE	Nordeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Niedenzuella acutifolia</i> (Cav.) W.R.Anderson	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Peixotoa hispidula</i> A.Juss.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Malvaceae	<i>Eriotheca macrophylla</i> (K.Schum.) A.Robyns	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Pavonia cancellata</i> (L.) Cav.	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste	Não é endêmica do Brasil
	<i>Pseudobombax grandiflorum</i> (Cav.) A.Robyns	LC	Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Waltheria indica</i> L.	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
Marantaceae	<i>Maranta divaricata</i> Roscoe	NE	Nordeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil
Melastomataceae	<i>Miconia cinnamomifolia</i> (DC.) Naudin	NE	Nordeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil
Menispermaceae	<i>Chondrodendron platiphyllum</i> (A.St.-Hil.) Miers	DD	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Hyperbaena domingensis</i> (DC.) Benth	NE	Norte, Nordeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil

Família	Espécie	Nível de ameaça	Distribuição da espécie	Endemismo
Molluginaceae	<i>Mollugo verticillata</i> L.	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
Moraceae	<i>Ficus cyclophylla</i> (Miq.) Miq.	VU	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Sorocea hilarii</i> Gaudich.	NE	Nordeste, Sudeste e Sul	Endêmica do Brasil
Myrtaceae	<i>Campomanesia guazumifolia</i> (Cambess.) O.Berg	NE	Nordeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Eugenia astringens</i> Cambess.	NE	Nordeste, Sudeste e Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Eugenia dichroma</i> O.Berg	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Eugenia hirta</i> O.Berg	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Eugenia puniceifolia</i> (Kunth) DC.	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Eugenia uniflora</i> L.	NE	Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Eugenia warmingiana</i> Kiaersk.	NE	Desconhecido	Desconhecido
	<i>Eugenia kuekii</i> Giaretta & Peixoto	Desconhecido	Desconhecido	Desconhecido
	<i>Myrcia neobrasiliensis</i>	Desconhecido	Desconhecido	Desconhecido
	<i>Myrcia neuwiedeanana</i> (O. Berg) E. Lucas & C. E. Wilson	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Myrcia splendens</i> (Sw.) DC.	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Myrcia vittoriana</i> Kiaersk.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil

Família	Espécie	Nível de ameaça	Distribuição da espécie	Endemismo
	<i>Myrcia ilheosensis</i> Kiaersk.	NE	Nordeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Myrciaria splendens</i> O.Berg	LC	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Myrciaria strigipes</i> O.Berg	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Myrciaria tenella</i> (DC.) O.Berg	NE	Norte, Nordeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Psidium cattleyanum</i> Sabine	NE	Nordeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Psidium macahense</i> O.Berg	NE	Sudeste	Endêmica do Brasil
Nyctaginaceae	<i>Guapira opposita</i> (Vell.) Reitz	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Guapira pernambucensis</i> (Casar.) Lundell	NE	Nordeste, Sudeste	Endêmica do Brasil
Ochnaceae	<i>Ouratea cuspidata</i> (A.St.-Hil.) Engl.	LC	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Olacaceae	<i>Cathedra bahiensis</i> Sleumer	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Orchidaceae	<i>Catasetum discolor</i> (Lindl.) Lindl.	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Cyrtopodium flavum</i> Link & Otto ex Rchb.f.	LC	Nordeste, Sudeste e Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Cyrtopodium holstii</i> L.C.Menezes	VU(ES)	Norte, Nordeste, Centro-Oeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Eltroplectris calcarata</i> (Sw.) Garay & Sweet	VU(ES)	Nordeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil

Família	Espécie	Nível de ameaça	Distribuição da espécie	Endemismo
	<i>Epidendrum denticulatum</i> Barb.Rodr.	NE	Nordeste, Sudeste e Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Koellensteinia altissima</i> Pabst	NE	Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Prescottia plantaginifolia</i> Lindl. ex Hook.	NE	Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Vanilla bahiana</i> Hoehne	NE	Nordeste, Centro-oeste, Sudeste	Endêmica do Brasil
Passifloraceae	<i>Passiflora alata</i> Curtis	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Passiflora edulis</i> Sims	LC	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Passiflora misera</i> Kunth	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Passiflora ovalis</i> Vell. ex M.Roem.	NE	Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Passiflora silvestris</i> Vell.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Peraceae	<i>Pera glabrata</i> (Schott) Baill.	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
Piperaceae	<i>Peperomia obtusifolia</i> (L.) A.Dietr.	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
Poaceae	<i>Axonopus pressus</i> (Nees ex Steud.) Parodi	CR(ES)	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Panicum racemosum</i> (P. Beauv.) Spreng.	NE	Nordeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil

Família	Espécie	Nível de ameaça	Distribuição da espécie	Endemismo
	<i>Paspalum arenarium</i> Schrad.	NE	Norte, Nordeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Sporobolus virginicus</i> (L.) Kunth	NE	Norte, Nordeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Stenotaphrum secundatum</i> (Walter) Kuntze	NE	Nordeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
Polygalaceae	<i>Polygala cyparissias</i> A.St.-Hil. & Moq.	NE	Nordeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil
Polygonaceae	<i>Coccoloba alnifolia</i> Casar.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Coccoloba declinata</i> (Vell.) Mart.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Portulacaceae	<i>Portulaca mucronata</i> Link	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
Primulaceae	<i>Jacquinia armillaris</i> Jacq.	NE	Nordeste e Sudeste	Não é endêmica do Brasil
	<i>Myrsine guianensis</i> (Aubl.) Kuntze	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Myrsine parvifolia</i> A.DC.	NE	Nordeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
Rhamnaceae	<i>Scutia arenicola</i> (Casar.) Reissek	EN	Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Ziziphus platyphylla</i> Reissek	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil

Família	Espécie	Nível de ameaça	Distribuição da espécie	Endemismo
Rubiaceae	<i>Chiococca alba</i> (L.) Hitchc.	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Chomelia obtusa</i> Cham. & Schltldl.	NE	Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Mitracarpus eichleri</i> K.Schum.	EN (ES)	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Palicourea blanchetiana</i> Schltldl.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Posoqueria bahiensis</i> L.Macias & L.S.Kinoshita	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Psychotria deflexa</i> DC.	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Randia armata</i> (Sw.) DC.	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
	<i>Salzmannia nitida</i> DC.		Nordeste	Endêmica do Brasil
	<i>Tocoyena bullata</i> (Vell.) Mart.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Psychotria mapourioides</i> DC.	NE	Norte, Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Salicaceae	<i>Xylosma tweediana</i> (Clos) Eichler	NE	Sudeste e Sul	Não é endêmica do Brasil
Sapindaceae	<i>Cupania racemosa</i> (Vell.) Radlk.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Cupania emarginata</i> Cambess.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Paullinia revoluta</i> Radlk.	NE	Nordeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil

Família	Espécie	Nível de ameaça	Distribuição da espécie	Endemismo
	<i>Paullinia ternata</i> Radlk.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Paullinia weinmanniifolia</i> Mart.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Serjania communis</i> Cambess.	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
Sapotaceae	<i>Manilkara salzmannii</i> (A.DC.) H.J.Lam	NE	Nordeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Pouteria psammophila</i> (Mart.) Radlk.	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Schoepfiaceae	<i>Schoepfia brasiliensis</i> A.DC.	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Não é endêmica do Brasil
Simaroubaeae	<i>Homalolepis cuneata</i> (A.St.-Hil. & Tul.) Devecchi & Pirani	NE	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
	<i>Simarouba amara</i> Aubl.	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste	Não é endêmica do Brasil
Smilacaceae	<i>Smilax elastica</i> Griseb.	NE	Nordeste, Centro-oeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil
	<i>Smilax rufescens</i> Griseb.	NE	Norte, Nordeste, Sudeste, Sul	Endêmica do Brasil
Solanaceae	<i>Solanum restingae</i> S.Knapp	EN	Nordeste e Sudeste	Endêmica do Brasil
Violaceae	<i>Pombalia calceolaria</i> (L.) Paula-Souza	NE	Norte, Nordeste, Centro-oeste, Sudeste	Não é endêmica do Brasil

NT = Quase ameaçada; VU = Vulnerável; EN = Em perigo, CR= Criticamente em perigo, NE= Não informada, DD= Dados insuficientes, e LC= Pouco preocupante.

Figura 1: Teores de metais do material particulado depositado sobre a superfície foliar de espécies das três formações vegetacionais da Restinga (Anexo 5 – PMBA): Herbácea – *Ipomoea imperati*; Arbustiva – *Allagoptera arenaria*; Arbórea – *Protium heptaphyllum*, no período chuvoso e seco.

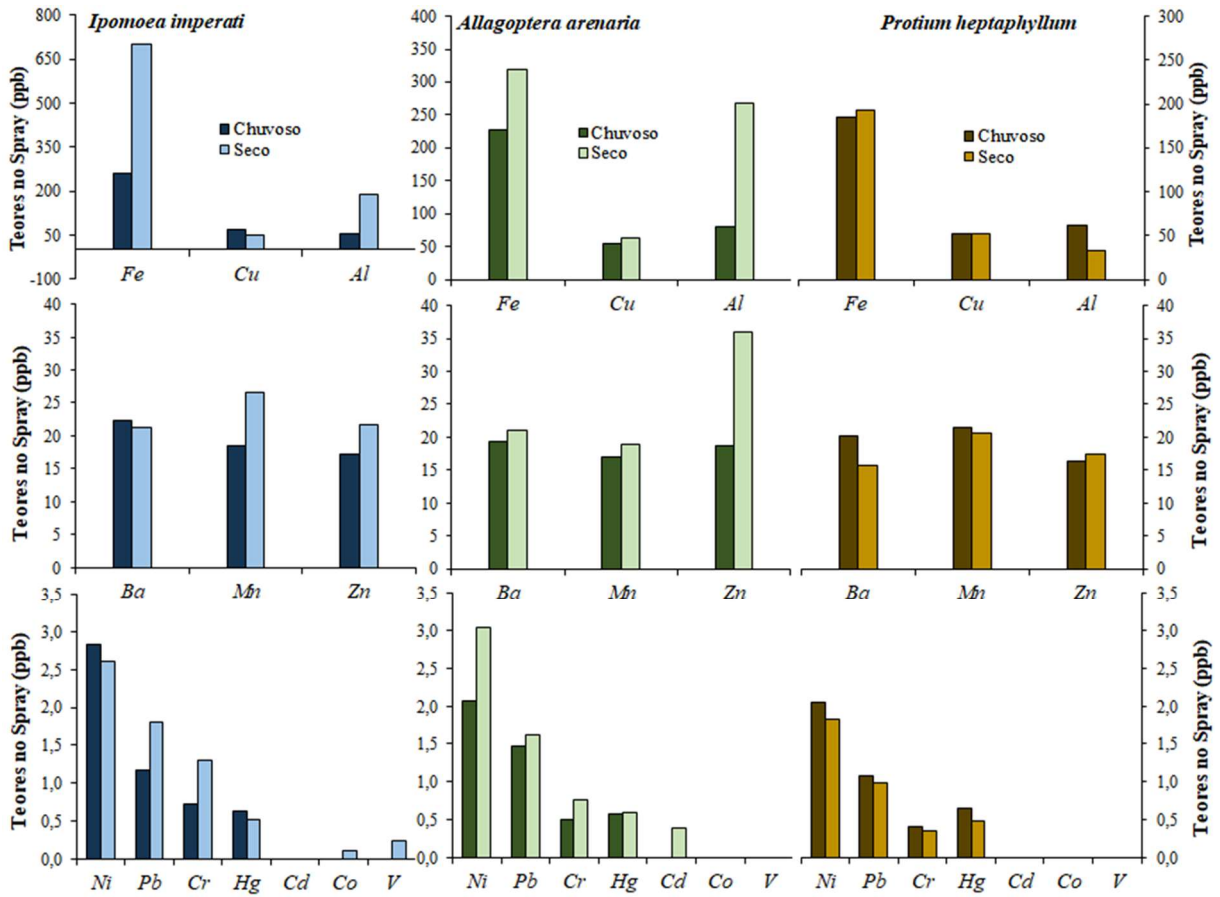


Figura 2: Concentração de nutrientes no sedimento nos períodos chuvoso e seco das oito estações amostrais da Restinga, Anexo 5.

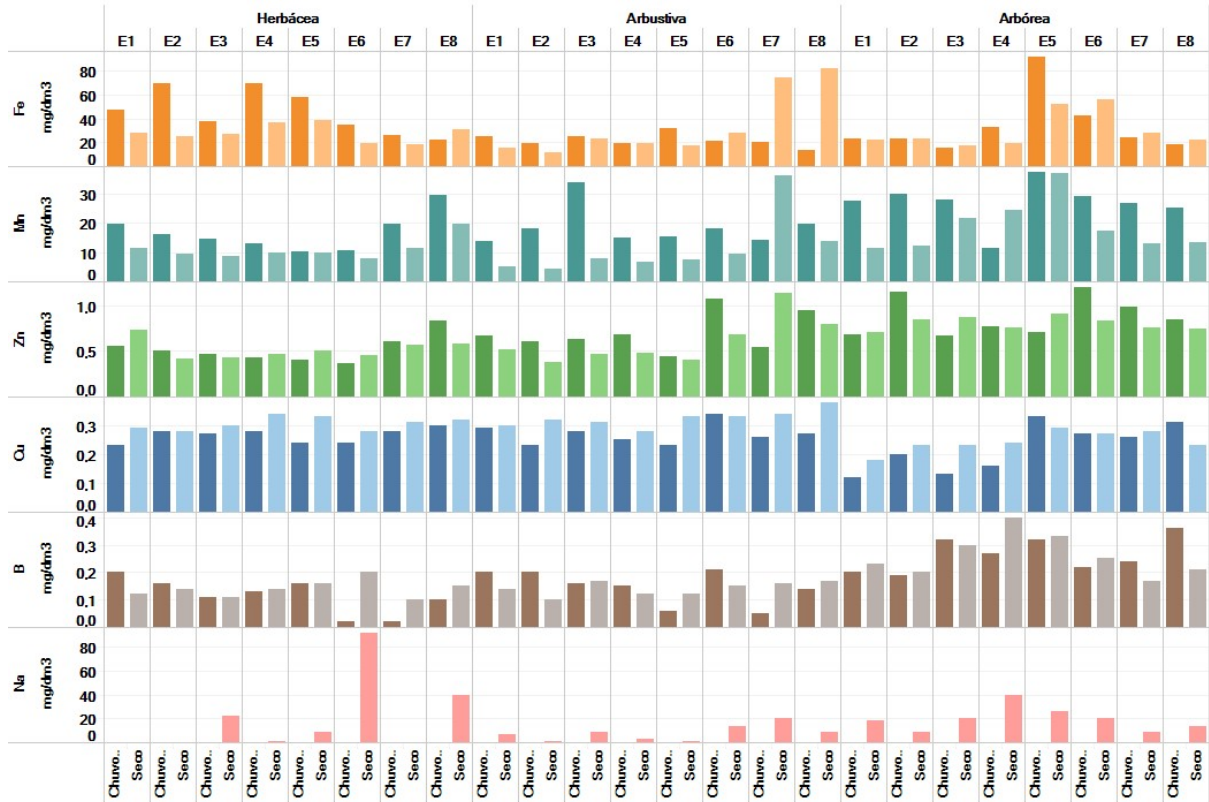


Tabela 1: - Características físicas (granulometria) do solo (0-20 cm de profundidade) das três fitofisionomias da Restinga presente nas oito estações amostrais do Anexo 5 – Restinga do Programa de Monitoramento da Biodiversidade Aquática da Área Ambiental I (PMBA).

Formação	Estação	Areia grossa (%)	Areia fina (%)	Silte (%)	Argila (%)	Classificação textural	Tipo de solo
Herbácea	E1	53,8	41,3	3,6	1,3	Areia	1
	E2	69,3	26,6	2,9	1,2	Areia	1
	E3	59,5	35,8	2,2	2,6	Areia	1
	E4	77,3	20,4	0,1	2,2	Areia	1
	E5	73,5	24,1	1,0	1,3	Areia	1
	E6	95,0	1,1	0,7	3,2	Areia	1
	E7	89,7	5,2	2,4	2,6	Areia	1
	E8	94,6	2,8	1,1	1,6	Areia	1
Arbustiva	E1	89,3	6,9	1,5	2,3	Areia	1
	E2	93,1	1,9	0,7	4,4	Areia	1
	E3	82,7	12,7	0,7	3,9	Areia	1
	E4	73,3	21,7	1,1	3,9	Areia	1
	E5	59,6	36,1	1,2	3,1	Areia	1
	E6	84,3	10,4	1,1	4,3	Areia	1
	E7	92,3	4,9	0,0	2,8	Areia	1
	E8	95,2	1,0	0,1	3,7	Areia	1
Arbórea	E1	84,9	9,2	1,4	4,4	Areia	1
	E2	90,9	4,9	0,0	4,2	Areia	1
	E3	83,6	11,2	0,8	4,4	Areia	1
	E4	73,4	19,7	1,5	5,5	Areia	1
	E5	83,5	11,1	1,0	4,5	Areia	1
	E6	93,7	1,4	1,2	3,8	Areia	1
	E7	91,9	4,2	0,6	3,4	Areia	1
	E8	93,4	1,5	2,3	2,8	Areia	1

Tabela 2: Características químicas do solo (0-5 cm de profundidade) das três fitofisionomias da Restinga presente nas oito estações amostrais da Restinga, Anexo 5. (H +Al) acidez potencial, (SB) soma de bases trocáveis, (t) capacidade de troca catiônica efetiva, (T) capacidade de troca catiônica a pH 7,0; (V) índice de saturação de bases, (MO) matéria orgânica, no período chuvoso.

	pH H2O			Al ³⁺ (cmol/dm ³)			H+Al (cmol/dm ³)			SB (cmol/dm ³)			t (cmol/dm ³)			T (cmol/dm ³)		
	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO
E1	6,3	5,6	5,4	0	0	0	0	1,6	2,0	0,9	1,6	1,7	0,9	1,6	1,7	0,86	3,19	3,71
E2	6,3	5,2	5,2	0	0,2	0,1	0	2,2	2,0	0,7	1,4	1,5	0,7	1,6	1,5	0,65	3,58	3,45
E3	6,2	5,6	5,7	0	0	0	0	1,1	1,1	0,7	1,7	2,1	0,7	1,7	2,1	0,67	2,81	3,21
E4	6,4	5,1	4,5	0	0	0,4	0	1,2	5,6	0,5	1,4	1,8	0,5	1,4	2,2	0,51	2,55	7,39
E5	6,5	5,5	5,5	0	0	0	0	0,5	1,6	0,5	1,1	2,1	0,5	1,1	2,1	0,54	1,6	3,68
E6	6,2	5,5	5,3	0	0	0	0	0,9	2,0	0,5	1,8	1,6	0,5	1,8	1,6	0,49	2,68	3,58
E7	6,1	5,3	4,9	0	0	0,1	0	0,3	2,3	0,6	0,5	1,5	0,6	0,5	1,6	0,6	0,76	3,82
E8	6,5	5,4	4,9	0	0	0,2	0	0,5	2,7	0,9	1,0	1,5	0,9	1,0	1,7	0,87	1,52	4,24
	V (%)			MO (dag/Kg)			P (mg/dm ³)			S (mg/dm ³)			B (mg/dm3)			K (mg/dm ³)		
	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO
E1	100	49,8	46,1	0	1,73	1,86	5,2	2,3	1,6	8,4	7,2	6,2	0,20	0,20	0,20	9,0	17,0	20,0
E2	100	38,5	42	0,13	2	2,13	4,0	1,6	2,0	4,7	6,4	7,8	0,16	0,20	0,19	8,0	31,0	30,0
E3	100	60,9	65,7	0,13	1,2	1,6	4,0	2,6	4,3	3,9	1,7	3,9	0,11	0,16	0,32	5,0	13,0	21,0
E4	100	52,9	24,2	0,13	1,2	4,12	3,6	1,9	2,2	5,8	7,5	7,6	0,13	0,15	0,27	3,0	25,0	39,0
E5	100	68,8	56,5	0	0,67	2,26	3,6	2,6	1,8	6,2	5,3	9,8	0,16	0,06	0,32	3,0	12,0	27,0
E6	100	66,4	44,1	0,13	1,2	1,86	2,0	3,3	1,4	4,3	8,1	8,2	0,02	0,21	0,22	2,0	22,0	17,0
E7	100	60,5	39,8	0,13	0,27	1,6	2,7	1,1	1,8	3,9	6,5	7,5	0,02	0,05	0,24	5,0	5,0	19,0
E8	100	67,1	36,3	0,13	0,8	2,26	4,2	4,1	1,4	4,4	7,2	8,2	0,10	0,14	0,36	12,0	22,0	21,0
	Ca ²⁺ (cmol/dm ³)			Mg ²⁺ (cmol/dm ³)			Cu (mg/dm3)			Mn (mg/dm3)			Fe (mg/dm3)			Zn (mg/dm3)		
	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO
E1	0,6	1,1	1,2	0,25	0,49	0,43	0,23	0,29	0,12	19,6	13,8	27,6	47,7	25,6	23,1	0,6	0,7	0,7
E2	0,5	0,9	1,0	0,16	0,42	0,33	0,28	0,23	0,20	16,2	18,4	30,0	69,6	19,4	23,3	0,5	0,6	1,2
E3	0,5	1,3	1,4	0,15	0,41	0,64	0,27	0,28	0,13	14,6	34,1	28,3	37,5	24,7	15,9	0,5	0,6	0,7
E4	0,4	0,9	1,0	0,11	0,38	0,74	0,28	0,25	0,16	13,0	14,9	11,3	69,2	19,5	32,5	0,4	0,7	0,8
E5	0,4	0,8	1,3	0,11	0,31	0,69	0,24	0,23	0,33	10,2	15,6	37,7	57,8	32,0	92,1	0,4	0,4	0,7
E6	0,4	1,1	1,1	0,09	0,59	0,42	0,24	0,34	0,27	10,6	18,3	29,4	34,8	21,7	42,4	0,4	1,1	1,2
E7	0,5	0,4	1,2	0,14	0,06	0,31	0,28	0,26	0,26	19,8	14,2	27,0	26,4	19,9	23,7	0,6	0,5	1,0
E8	0,6	0,7	1,0	0,24	0,26	0,47	0,30	0,27	0,31	29,7	19,7	25,5	22,2	13,1	18,7	0,8	1,0	0,8

Tabela 3: Características químicas do solo (0-5 cm de profundidade) das três fitofisionomias da Restinga presente nas oito estações amostrais da Restinga, Anexo 5. (H +Al) acidez potencial, (SB) soma de bases trocáveis, (t) capacidade de troca catiônica efetiva, (T) capacidade de troca catiônica a pH 7,0; (V) índice de saturação de bases, (MO) matéria orgânica, no período seco.

	pH H ₂ O			Al ³⁺ (cmol/dm ³)			H+Al (cmol/dm ³)			SB (cmol/dm ³)			t (cmol/dm ³)			T (cmol/dm ³)		
	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO
E1	6,3	5,6	5,4	0	0	0	0	1,6	2,0	0,9	1,6	1,7	0,9	1,6	1,7	0,86	3,19	3,71
E2	6,3	5,2	5,2	0	0,2	0,1	0	2,2	2,0	0,7	1,4	1,5	0,7	1,6	1,5	0,65	3,58	3,45
E3	6,2	5,6	5,7	0	0	0	0	1,1	1,1	0,7	1,7	2,1	0,7	1,7	2,1	0,67	2,81	3,21
E4	6,4	5,1	4,5	0	0	0,4	0	1,2	5,6	0,5	1,4	1,8	0,5	1,4	2,2	0,51	2,55	7,39
E5	6,5	5,5	5,5	0	0	0	0	0,5	1,6	0,5	1,1	2,1	0,5	1,1	2,1	0,54	1,6	3,68
E6	6,2	5,5	5,3	0	0	0	0	0,9	2,0	0,5	1,8	1,6	0,5	1,8	1,6	0,49	2,68	3,58
E7	6,1	5,3	4,9	0	0	0,1	0	0,3	2,3	0,6	0,5	1,5	0,6	0,5	1,6	0,6	0,76	3,82
E8	6,5	5,4	4,9	0	0	0,2	0	0,5	2,7	0,9	1,0	1,5	0,9	1,0	1,7	0,87	1,52	4,24
	V (%)			MO (dag/Kg)			P (mg/dm ³)			S (mg/dm ³)			B (mg/dm ³)			K (mg/dm ³)		
	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO
E1	100	49,8	46,1	0	1,73	1,86	5,2	2,3	1,6	8,4	7,2	6,2	0,20	0,20	0,20	9,0	17,0	20,0
E2	100	38,5	42	0,13	2	2,13	4,0	1,6	2,0	4,7	6,4	7,8	0,16	0,20	0,19	8,0	31,0	30,0
E3	100	60,9	65,7	0,13	1,2	1,6	4,0	2,6	4,3	3,9	1,7	3,9	0,11	0,16	0,32	5,0	13,0	21,0
E4	100	52,9	24,2	0,13	1,2	4,12	3,6	1,9	2,2	5,8	7,5	7,6	0,13	0,15	0,27	3,0	25,0	39,0
E5	100	68,8	56,5	0	0,67	2,26	3,6	2,6	1,8	6,2	5,3	9,8	0,16	0,06	0,32	3,0	12,0	27,0
E6	100	66,4	44,1	0,13	1,2	1,86	2,0	3,3	1,4	4,3	8,1	8,2	0,02	0,21	0,22	2,0	22,0	17,0
E7	100	60,5	39,8	0,13	0,27	1,6	2,7	1,1	1,8	3,9	6,5	7,5	0,02	0,05	0,24	5,0	5,0	19,0
E8	100	67,1	36,3	0,13	0,8	2,26	4,2	4,1	1,4	4,4	7,2	8,2	0,10	0,14	0,36	12,0	22,0	21,0
	Ca ²⁺ (cmol/dm ³)			Mg ²⁺ (cmol/dm ³)			Cu (mg/dm ³)			Mn (mg/dm ³)			Fe (mg/dm ³)			Zn (mg/dm ³)		
	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO	HB	AU	AO
E1	0,6	1,1	1,2	0,25	0,49	0,43	0,23	0,29	0,12	19,6	13,8	27,6	47,7	25,6	23,1	0,6	0,7	0,7
E2	0,5	0,9	1,0	0,16	0,42	0,33	0,28	0,23	0,20	16,2	18,4	30,0	69,6	19,4	23,3	0,5	0,6	1,2
E3	0,5	1,3	1,4	0,15	0,41	0,64	0,27	0,28	0,13	14,6	34,1	28,3	37,5	24,7	15,9	0,5	0,6	0,7
E4	0,4	0,9	1,0	0,11	0,38	0,74	0,28	0,25	0,16	13,0	14,9	11,3	69,2	19,5	32,5	0,4	0,7	0,8
E5	0,4	0,8	1,3	0,11	0,31	0,69	0,24	0,23	0,33	10,2	15,6	37,7	57,8	32,0	92,1	0,4	0,4	0,7
E6	0,4	1,1	1,1	0,09	0,59	0,42	0,24	0,34	0,27	10,6	18,3	29,4	34,8	21,7	42,4	0,4	1,1	1,2
E7	0,5	0,4	1,2	0,14	0,06	0,31	0,28	0,26	0,26	19,8	14,2	27,0	26,4	19,9	23,7	0,6	0,5	1,0
E8	0,6	0,7	1,0	0,24	0,26	0,47	0,30	0,27	0,31	29,7	19,7	25,5	22,2	13,1	18,7	0,8	1,0	0,8

Figura 3: Concentração foliar de metais em espécies vegetais das três formações vegetacionais da Restinga em oito estações amostrais, do Anexo 5 – RESTINGA, PMBA.

