

Perfil Químico Obtido por CG-EM e Atividade Biológica da Fração Hexânica das Folhas de Dois Espécimes de *Mouriri Guianensis* Aubl.

Chemical Profile Obtained by GC-MS and Biological Activity of the Hexane Fraction of the Leaves of Two Specimens of Mouriri guianensis Aubl.

Fabiano A. Nunes,^a Rodrigo F. Santiago,^a Pedro Vitor O. S. Furtado,^a Stéphanie A. de N. M. Silva,^c Jaqueline Fernanda de S. Silva,^a Lorena Tuane G. de Almeida,^a Ana Jérsia Araújo,^c José Delano B. M. Filho,^c Chistiane M. Feitosa,^a Gerardo M. V. Júnior,^a Maria do Carmo G. Lustosa,^d Éverton Leandro de F. Ferreira,^b Mariana Helena Chaves^{a,*}

^aUniversidade Federal do Piauí, Campus Ministro Petronio Portela, Centro de Ciências da Natureza, Departamento de Química, CEP 64049-690, Teresina-PI, Brasil

^bUniversidade do Vale do São Francisco, Campus Serra da Capivara, CEP 64770-000, São Raimundo Nonato-PI, Brasil

^cUniversidade Federal do Delta do Parnaíba, Laboratório de Cultura de Células do Delta, CEP 64202-020, Parnaíba-PI, Brasil

^dUniversidade Federal do Piauí, Campus Amílcar Ferreira Sobral, Centro de Ciências da Natureza, Departamento de Química, CEP 64800-000, Floriano-PI, Brasil

*E-mail: mariana@ufpi.edu.br

Submissão: 22 de Julho de 2025

Aceite: 9 de Dezembro de 2025

Publicado online: 13 de Janeiro de 2026

Mouriri guianensis Aubl. (Melastomataceae) is an endemic Brazilian species traditionally used for ulcer treatment, but no phytochemical or biological data have been previously reported. This study aimed to evaluate the chemical composition and the *in vitro* cytotoxic and anticholinesterase activities of the hexane fractions obtained from ethanolic leaf extracts of *M. guianensis* collected in two municipalities of Piauí, Brazil. Phytochemical characterization was performed by gas chromatography–mass spectrometry (GC-MS), leading to the identification of 35 compounds, mainly isoprenoids, fatty acids, and sterols, with sitosterol as the major constituent and (*E*)-phytol among the most abundant compounds. Biological assays were carried out against human tumor cell lines (HCT-116, NCI-H460 and MDA-MB-231) and non-tumoral murine fibroblasts (L929), and by Ellman’s method for acetylcholinesterase (AChE) inhibition. The ethanolic extracts showed potent AChE inhibition ($IC_{50} \approx 1.0$ mg/mL), whereas the hexane fractions exhibited weak activity ($IC_{50} > 25$ mg/mL). Cytotoxicity was low, with inhibition below 50% at 50 μ g/mL. Although the pharmacological relevance is limited, this is the first report on the chemical profile and bioactivity of *M. guianensis*, expanding the phytochemical knowledge of Melastomataceae and underscoring the chemotaxonomic importance of the species.

Keywords: *Mouriri guianensis*; GC-MS; isoprenoids.

1. Introdução

A família Melastomataceae compreende cerca de 177 gêneros e 5.750 espécies. No Brasil, ocorrem 69 gêneros e aproximadamente 1.500 espécies, presentes em todos os domínios fitogeográficos.¹ A distribuição dessa família abrange desde o Cerrado e a Amazônia até os campos do Rio Grande do Sul.²

Pesquisas destacam que plantas da família Melastomataceae são ricas em metabólitos secundários, como terpenoides, compostos fenólicos, quinonas, lignanas, taninos, flavonoides e antocianinas.³ Estudos sobre o potencial biológico revelam que espécies dessa família possuem atividades antioxidante, analgésica, antimicrobiana e anti-inflamatória.⁴

O gênero *Mouriri* (Melastomataceae) apresenta cerca de 86 espécies com distribuição neotropical, ocorrendo principalmente na Floresta Amazônica, Caatinga, Mata Atlântica e Cerrado.⁵ Esse gênero se diferencia dos demais da família por apresentar flores pentâmeras com dois conjuntos diferentes de estames e folhas com apenas uma nervura central.²

Nas espécies do gênero *Mouriri* relatadas na literatura, foram identificados metabólitos secundários das classes dos flavonoides e taninos, com efeito benéficos, como ação gastroprotetora e atividade contra úlceras gástricas.⁶ *Mouriri guianensis* Aubl., conhecida como socoró, gurguri, crioli, e é endêmica no Brasil. Suas folhas são usadas, popularmente, para tratamento de ulcerações, no entanto, sem estudo farmacológico relatado na literatura.

O presente estudo tem como objetivo, avaliar a composição química das frações hexânicas obtidas do extrato etanólico das folhas de *M. guianensis*, coletadas em dois municípios do estado do Piauí, utilizando a técnica de cromatografia gasosa acoplada à espectrometria de massas (CG-EM). Adicionalmente, avaliar as atividades citotóxica e anticolinesterásica *in-vitro*.

Este trabalho apresenta o primeiro relato da composição química e de atividades

biológicas desta espécie, contribuindo de forma inédita para o conhecimento do gênero *Mouriri* e da família Melastomataceae. A caracterização de metabólitos secundários como terpenoides, esteróis e ácidos graxos possui relevância quimiotaxonômica, permitindo comparações com espécies relacionadas e o entendimento de padrões metabólicos na família. Mesmo diante da discreta atividade biológica observada para os extratos e frações analisadas, o perfil químico obtido constitui uma referência para investigações futuras, incluindo estudos de relação estrutura-atividade (SAR), ecologia química e potenciais aplicações biotecnológicas.

2. Experimental

2.1. Reagentes e solventes

Os solventes etanol, metanol, hexano, clorofórmio, acetato de etila e diclorometano de padrão analítico, da Synth e Merck foram usados na preparação dos extratos e frações e na análise de cromatografia em camada delgada (CCD). As placas cromatográficas foram preparadas por aplicação manual da suspensão de gel de sílica em água destilada na proporção de 1:2 em lâminas de vidro (9,5 cm x 5,9 cm) e ativadas a 100 °C por uma hora em estufa.

Uma solução preparada por dissolução de 2,1 g de sulfato cérico ($\text{Ce}(\text{SO}_4)_2 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$) em 15 mL de ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4), diluída em 800 mL de água destilada, foi utilizada para nebulização das placas e revelação das substâncias.⁷

2.2. Material vegetal

As folhas de *Mouriri guianensis* foram coletadas em março de 2021, nos municípios de Parnaíba (2°57'34,0"S e 41°47'33,4"W, Altitude: 5 m) e Campo Maior (04°13'46,6"S e 38°57'32,1"W, Altitude: 137 m), localizados no estado do Piauí, Brasil. A espécie foi identificada pela professora Dra. Ivanilza Moureira de Andrade e a exsiccata registrada e depositada no Herbário da Universidade do Delta do Parnaíba (HDELTA) com o número HDELTA 6733, SisGen No. ACD1214.

2.3. Preparação de extratos e frações

As folhas foram secas à temperatura ambiente e, em seguida moídas em moinho de facas. Para o preparo dos extratos 1000 g do material moído, de cada espécime, foi submetido à maceração exaustiva com etanol (95%). Após filtração simples do material, o solvente foi removido em evaporador rotatório e ao final, liofilizados para obtenção dos extratos etanólico de Parnaíba (EEFP; 67,7 g; 6,8%) e de Campo Maior (EEFCM; 69,4 g; 6,9%).

Alíquotas de 50 g de cada extrato foram suspensas em

uma mistura de MeOH-H₂O (9:1) e submetidas à extração líquido-líquido com hexano. Os solventes orgânicos foram removidos em evaporador rotativo à pressão reduzida obtendo-se a fração hexânica de Parnaíba (FHP) e fração hexânica de Campo Maior (FHCM), com rendimentos de 17,6% e 16,2%, respectivamente.

2.4. Derivatização das frações FHP e FHCM com BSTFA e análise por CG-EM

As frações foram siliadas utilizando o reagente derivatizante BSTFA (*N,O*-bistrifluoroacetamida - Sigma Aldrich®). Para a reação, 2 mg de cada amostra foram transferidas para *vials*. Após secagem em dessecador, foram adicionados 250 µL de piridina e 50 µL de BSTFA. Em seguida, os *vials* foram fechados e aquecidos em banho de areia à temperatura de 60-70 °C por 1h. Decorrido o tempo reacional, 700 µL de acetato de etila foram adicionados, e as amostras derivatizadas foram analisadas por cromatografia gasosa acoplada à espectrometria de massas (CG-EM).

As análises de CG-EM foram realizadas em um cromatógrafo a gás modelo GCMS-QP2010SE (Shimadzu®), equipado com autoinjeter AOC-5000 (Shimadzu®). Para a separação cromatográfica, foi empregada uma coluna de fase normal SLB-5MS (30 m x 0,25 mm), com espessura de filme interno de 0,10 µm, empacotada com 5% difenil e 95% dimetilsiloxano e Hélio como gás de arraste. As condições operacionais foram as seguintes: temperatura inicial de 70 °C, mantida por 2 min, com taxa de aquecimento de 6 °C/min até temperatura final de 310 °C, mantidos por 10 min; modo de injeção split e fluxo da coluna a 1 mL/min. O espectrômetro de massas do tipo quadrupolo foi operado no modo 'scan', com faixa de massa de 47-650 Da. A fonte de íons foi programada no modo ionização por elétrons (IE) a 70 eV e o tempo de aquisição dos cromatogramas foi de 62 min, com 10 min de corte de solvente. A identificação dos constituintes químicos foi realizada por comparação dos espectros de massas com dados das bibliotecas WILEY® e NIST®, e com informações disponíveis na literatura. Foram considerados apenas picos com abundância relativa $\geq 0,2\%$ e índice de similaridade $\geq 85\%$.

2.5. Atividade citotóxica

O método de MTT foi empregado para avaliar a citotoxicidade *in vitro* dos extratos e frações nas linhagens celulares tumorais: HCT-116 (Adenocarcinoma colorretal humano), NCI-H460 (Câncer de pulmão de células não pequenas em humanos), MDA-MB-231 (Adenocarcinoma de mama humano) e linhagem não-tumoral: L929 (Fibroblasto murino). O método de MTT é uma análise colorimétrica baseada na conversão do sal 3-(4,5-dimetil-2-tiazol)-2,5-difenil-2-H-brometo de tetrazolium (MTT), de cor amarelada, em formazan, de cor púrpura, mediada por enzimas mitocondriais presentes somente em células metabolicamente ativas/viáveis. A investigação da atividade

citotóxica pelo método do MTT permite definir facilmente a citotoxicidade, mas não o mecanismo de ação envolvido na morte celular.⁸

As células tumorais foram plaqueadas em placas de 96 poços nas concentrações de $0,1 \times 10^5$ (L929), $0,6 \times 10^5$ (HCT-116), $0,5 \times 10^5$ (NCI-H460) e $0,8 \times 10^5$ cél/mL (MDA-MB-231). As amostras foram dispostas nas placas na concentração única de $50 \mu\text{g/mL}$, em triplicata, e incubadas por 69 horas em estufa a 35°C e 5% de CO_2 . Posteriormente, foram adicionados $150 \mu\text{L}$ da solução de MTT (sal de tetrazolium) e as placas foram novamente incubadas por 3h. A absorbância foi lida após dissolução do precipitado com $150 \mu\text{L}$ de DMSO em espectrofotômetro de placa (ELISA) à 595 nm . A citotoxicidade foi determinada pela capacidade das células em reduzir o sal formado, o MTT. Doxorrubicina ($5 \mu\text{g/mL}$) foi utilizada como controle positivo.

Os dados obtidos foram analisados utilizando o software *GraphPad Prism 8*, considerando a média e o desvio padrão da porcentagem de inibição do crescimento celular.

2.6. Atividade anticolinesterásica

A atividade anticolinesterásica foi realizada com base no método de Ellman et al. (1961), modificado por Rhee et al. (2001) para quantificar a inibição da enzima acetilcolinesterase *in vitro*, em leitor de microplaca de 96 poços, com o objetivo de avaliar o potencial de inibição (IC_{50}) dos extratos e frações hexânicas.^{9,10} O método baseia-se na hidrólise do substrato acetiltiocolina pela enzima acetilcolinesterase, resultando na produção de tiocolina, que reage com DTNB [ácido 5,5' ditiobis (2-nitrobenzóico)], formando um produto colorimétrico, o íon 2-nitro-5-tiobenzoato (TNB), detectado no comprimento de onda de 405 nm .¹¹

Para o experimento, 10 mg da amostra foram inicialmente dissolvidas em solução contendo 10% de metanol e tampão A (50 mM Tris/HCl, pH 8,0). As concentrações testadas foram: $1,0 \text{ mg/mL}$ (solução estoque); $0,5$; $0,25$; $0,125$ e $0,0625 \text{ mg/mL}$ provenientes da diluição seriada. Acrescentou-se na microplaca, em triplicata, $25 \mu\text{L}$ de cada amostra, $125 \mu\text{L}$ de DTNB [3 mM com NaCl ($0,1 \text{ M}$) e MgCl_2 ($0,02 \text{ M}$)]; $25 \mu\text{L}$ de ATCI (15 mM iodeto de acetilcolina); $50 \mu\text{L}$ do tampão B [50 mM Tris/HCl, pH 8, com 0,1% de albumina sérica bovina (BSA)] e $25 \mu\text{L}$ da enzima AChE ($0,22 \text{ U/mL}$). A mistura foi levemente agitada e deixada em repouso por 15 min à temperatura de $30\text{-}37^\circ\text{C}$. A absorbância foi medida em 405 nm , nos tempos 0 e 5 min de incubação, no espectrofotômetro de leitor de microplacas Polaris (Celer Biotecnologia S. A.). O branco foi preparado substituindo a amostra por tampão A. Como controle positivo da inibição da enzima acetilcolinesterase foi utilizada a Rivastigmina.

As análises foram realizadas em triplicata ($n=3$), e os resultados foram expressos como média±desvio padrão da média. A atividade anticolinesterásica foi expressa em termos de concentração inibidora 50% (IC_{50} em mg/mL), determinada a partir da curva construída plotando a %

inibição *versus* concentração e ajustada por regressão não linear no software *GraphPad Prism* versão 8.00, com nível de confiança de 95%.

A porcentagem de inibição foi calculada pela Equação 1, a seguir:

$$\% \text{inibição} = \left(1 - \frac{(B-b)}{(A-a)} \right) \times 100 \quad (1)$$

onde: B = absorbância da amostra com enzima; b = absorbância da amostra sem enzima; A = absorbância do branco com enzima; a = absorbância do branco sem enzima.

3. Resultados e Discussão

A cromatografia a gás acoplada à espectrometria de massas (CG-EM) é amplamente utilizada na caracterização de metabólitos secundários devido à sua sensibilidade e capacidade de identificar compostos orgânicos voláteis ou semivoláteis em matrizes complexas.¹² Neste estudo, as frações hexânicas de *M. guianensis* foram derivatizadas com BSTFA e analisadas por CG-EM, possibilitando a comparação entre amostras coletadas em Parnaíba (FHP) e Campo Maior (FHCM). A sobreposição dos cromatogramas (Figura 1 e S2) evidenciou diferenças qualitativas e quantitativas nos perfis químicos, sendo FHCM a fração com maior número de compostos detectados. Essas variações podem estar associadas a fatores ambientais, como clima, tipo de solo e altitude, já que Parnaíba corresponde a uma região litorânea e Campo Maior a uma área continental, refletindo influências ecológicas distintas na biossíntese de metabólitos.¹³

Um total de 35 compostos foi identificado, distribuídos em diferentes classes químicas, incluindo ácidos graxos, hidrocarbonetos, aldeídos, isoprenoides, meroterpenoides, esteroides e triterpenoides (Tabela 1; Figura 2). Dessas substâncias, 26 ocorreram em ambas as frações, enquanto algumas foram exclusivas, como a filoquinona (**35**) e o cicloartenol (**36**) em FHP, e o comato de metila B (**37**) em FHCM, conforme mostrado no diagrama de Venn (Figura 3). Entre os constituintes de maior abundância destacaram-se o sitosterol (**34**), E-fitol (**13**), esqualeno (**25**), α -tocoferol (**32**), ácido palmítico (**9**) e palmitato de etila (**10**), evidenciando padrões químicos compartilhados entre as duas populações de *M. guianensis*.

Entre os ácidos graxos detectados ($\text{C}_{16}\text{-C}_{18}$), destacaram-se o ácido palmítico (**9**), identificado como majoritário (4,24% em FHP e 4,35% em FHCM), seguido do ácido linoleico (**14**), exclusivo de FHCM (0,58%). Esses compostos foram caracterizados pelos íons m/z 73 e 117, típicos de derivados sililados. Também foram observados ésteres etílicos e metílicos (**7**, **10**, **11**, **12**, **17-19**, **22**), cuja ocorrência pode estar associada à formação de artefatos durante o processo de extração, mas que ainda reforçam a abundância de lipídios estruturais na espécie.^{14, 15} Além

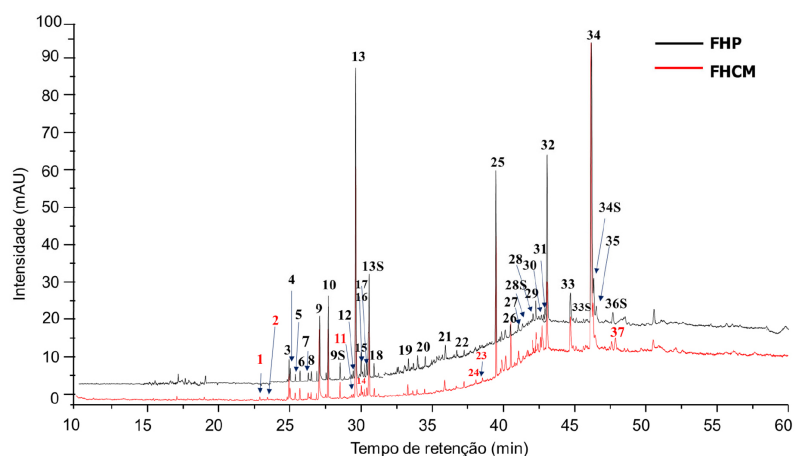


Figura 1. Sobreposição de cromatogramas de íons totais obtidos por CG-EM das frações hexânicas *M. guianensis* coletadas em Parnaíba (FHP) e Campo Maior (FHCM)

Tabela 1 Compostos detectados na análise por CG-EM das frações hexânicas dos extratos etanólicos das folhas de dois espécimes *M. guianensis* Aubl. coletadas em Parnaíba (FHP) e Campo Maior (FHCM)

t_R (min)	Pico	Constituintes Químicos	Fórmula Molecular	$[M^+]$ /fragmentos (m/z)	Abundância Relativa (%)	
					FHP	FHCM
22,875	1	3,7,11 trimetil dodecan-1-ol	$C_{15}H_{32}O$	228/ 126; 111; 83; 69 ; 57	-	0,15
24,810	2	3,7,11,15-tetrametil hexadec-2-eno	$C_{20}H_{40}$	280/ 140; 83; 70	-	0,17
24,920	3	Neofitadieno	$C_{20}H_{38}$	278/ 179; 151; 123; 81 ; 68	0,96	1,31
25,015	4	6,10,14-trimetil-pentadecan-2-ona	$C_{18}H_{36}O$	268/ 210; 124; 109; 58	0,71	-
25,365	5	NI	$C_{20}H_{40}O$	296/ 123; 95; 81 ; 69	0,41	0,40
26,265	6	farnesil acetone	$C_{18}H_{30}O$	262/ 175; 161; 107; 81; 69	0,40	0,42
26,505	7	palmitato de metila	$C_{17}H_{34}O_2$	270/ 171; 143; 129; 87; 74	0,47	0,35
26,880	8	Isofitol	$C_{20}H_{40}O$	296/ 123; 82; 71	0,56	0,35
27,075	9	ácido palmítico	$C_{16}H_{32}O_2$	256 / 213; 171; 157;129; 73	4,24	4,35
27,675	10	palmitato de etila	$C_{18}H_{36}O_2$	284/ 213; 185;157; 88	3,76	3,60
28,520	9S	ácido palmítico-TMS	$C_{19}H_{40}O_2Si$	328/ 145; 117 ; 75; 73	0,79	0,86
29,340	11	14-metilhexadecanoato de etila	$C_{19}H_{38}O_2$	298/ 157; 88 ; 57	-	0,16
29,455	12	octadec-6-enoato de metila	$C_{19}H_{36}O_2$	296/ 264; 199; 157; 88 ; 55	0,30	0,22
29,605	13	<i>E</i> -fitol	$C_{20}H_{40}O$	296/ 123; 95; 81; 71	16,02	13,86
30,000	14	ácido linoleico	$C_{18}H_{32}O_2$	280/ 264; 222; 95; 79; 55	-	0,58
30,010	15	tetradec-9-enal	$C_{14}H_{26}O$	210/ 125; 83; 97; 71; 55	1,01	-
30,235	16	NI	$C_{20}H_{40}O$	296/ 123; 95; 69	0,60	0,40
30,405	17	linoleato de etila	$C_{20}H_{36}O_2$	308/ 178; 150; 109; 81 ; 67	0,95	0,53
30,555	13S	<i>E</i> -fitol-TMS	$C_{23}H_{48}OSi$	368/ 143 ; 123; 73	6,19	5,26
30,925	18	octadecanoato de etila	$C_{20}H_{40}O_2$	312/ 199; 157; 115; 88	0,71	0,51
33,910	19	heptadecanoato de etila	$C_{19}H_{38}O_2$	278/ 157; 143; 88 ; 77	0,23	0,38
34,460	20	Palmitaldeido	$C_{16}H_{32}O$	240/ 138; 110; 82; 57	0,16	0,28
35,845	21	Octadecanal	$C_{18}H_{36}O$	268/ 110; 82; 57	0,78	0,73
36,665	22	octadecanoato de etila	$C_{20}H_{40}O_2$	312/ 157; 101; 88	0,11	0,14
38,060	23	Eicosano	$C_{20}H_{42}$	282/ 169; 141; 113;89; 57	-	0,21
38,519	24	Pentadecanal	$C_{15}H_{30}O$	226/ 138; 110; 82 ; 57	-	0,21
39,485	25	Esqualeno	$C_{30}H_{50}$	410/ 175; 137; 95; 81; 69	7,80	7,94
40,500	26	Hexatriacontano	$C_{36}H_{74}$	507/ 141; 113; 85; 71; 57	0,49	2,69
41,075	27	δ -tocoferol	$C_{27}H_{46}O_2$	402/ 177; 138; 137 ; 83; 57	0,43	0,37
41,445	28S	β -tocoferol-TMS	$C_{31}H_{56}O_2Si$	488/ 222 ; 125; 73	0,21	-
42,110	28	β -tocoferol	$C_{28}H_{48}O$	416/ 255; 191; 152; 151	0,38	0,25

Tabela 1 Compostos detectados na análise por CG-EM das frações hexânicas dos extratos etanólicos das folhas de dois espécimes *M. guianensis* Aubl. coletadas em Parnaíba (FHP) e Campo Maior (FHCM) (cont.)

t _R (min)	Pico	Constituintes Químicos	Fórmula Molecular	[M ⁺]/fragmentos (m/z)	Abundância Relativa (%)	
					FHP	FHCM
42,298	29	γ-tocoferol	C ₂₈ H ₄₈ O	416/ 191; 152; 151 ; 55	0,96	1,27
42,685	30	acetato de estigmasterila	C ₃₁ H ₅₀ O ₂	454/ 394; 255; 135; 81; 69	0,28	0,38
42,935	31	acetato de sitosterila	C ₃₁ H ₅₂ O ₂	456/ 396; 255; 207; 147 ; 81	0,91	2,39
43,280	32	α-tocoferol*	C ₂₉ H ₅₀ O ₂	430/ 205; 177; 165 ; 81; 57	11,85	5,19
43,280	32S	α-tocoferol-TMS*	C ₃₂ H ₅₈ O ₂ Si	502/237		
44, 815	33	Campesterol	C ₂₈ H ₄₈ O	400/ 315; 255; 145; 95	3,19	3,27
44,970	33S	campesterol-TMS	C ₃₁ H ₅₆ OSi	472/ 343; 255; 129 ; 71	0,25	-
46,145	34	Sitosterol	C ₂₉ H ₅₀ O	414/ 255; 207; 145; 81	28,87	33,56
46,300	34S	sitosterol-TMS	C ₃₂ H ₅₈ OSi	486/ 281; 255; 207; 129 ; 73	2,37	2,84
46,460	35	Filoquinona	C ₃₁ H ₄₆ O ₂	450/ 239; 225; 186 ; 57	1,94	-
47,635	36S	cicloartenol-TMS	C ₃₀ H ₅₀ O	498/ 393; 286; 95; 69	1,39	-
47,870	37	comato de metila B	C ₃₁ H ₅₀ O ₃	470/ 218; 189; 109; 95 ; 55	-	1,63

Pico base destacado em negrito; TMS: trimetilsilil; T_R: tempo de retenção; [M⁺]: pico do íon molecular; **9S**, **13S**, **32S**, **33S**, **34S** e **36S** são derivados sililados de **9**, **13**, **32**, **33**, **34** e **36**, respectivamente. *Os compostos **32** e **32S** coeluíram. NI: Não identificado

disso, hidrocarbonetos lineares como eicosano (**23**) e hexatriacontano (**26**) e aldeídos graxos (**15**, **20**, **21**, **24**) foram detectados em menores concentrações (<1%), compondo o perfil lipídico das amostras (Tabela 1).

Entre os isoprenoides, o *E*-fitol (**13**) destacou-se como o composto mais abundante nas duas amostras (16,02% em FHP e 13,86% em FHCM). Esse diterpenoide é amplamente distribuído na natureza por integrar a estrutura da clorofila^{16,17} e já foi relatado em espécies de Melastomataceae, como *Trembleya phlogiformis* e *Miconia minutiflora*, reforçando sua relevância quimiotaxonômica.^{18,19} O fitol apresenta diversas atividades farmacológicas e biológicas, incluindo efeitos ansiolítico, anticonvulsivo, citotóxico, antioxidante, anti-inflamatório e antimicrobiano.^{20,21} O esqualeno (**25**) também foi identificado (8%), assim como tocoferóis (**27–29**, **32**), metabólitos reconhecidos por sua função antioxidante. A filoquinona (**35**) ocorreu exclusivamente em FHP, enquanto o neofitadieno (**3**) foi mais abundante em FHCM (1,31% contra 0,96% em FHP). Esse diterpenoide é conhecido por seu papel em interações químicas no ambiente e por apresentar atividades biológicas, incluindo efeitos bactericida, antifúngico e antioxidante.²² A ocorrência desses compostos sugere tanto funções adaptativas associadas à defesa e fotoproteção quanto relevância quimiotaxonômica para o gênero *Mouriri* (Tabela 1).

O esqualeno (**25**) foi identificado como o quarto composto mais abundante, com 7,80% em FHP e 7,94% em FHCM. Trata-se de um triterpenoide amplamente distribuído em plantas, animais e microrganismos, precursor essencial na biossíntese de esteroides e outros triterpenoides, além de apresentar atividades farmacológicas e aplicações industriais diversas.^{23,24}

Nas duas frações também foram detectados compostos fenólicos, incluindo α- (**32**), β- (**28**), γ- (**29**) e δ- (**27**) tocoferol, sendo o α-tocoferol o mais abundante em FHP

(11,85%) e FHCM (5,19%). Os tocoferóis, conhecidos pelo papel antioxidante, contribuem para a proteção contra estresse oxidativo, especialmente em condições ambientais adversas. A maior concentração relativa de γ- e δ-tocoferóis em FHCM sugere uma adaptação às condições específicas dessa localidade, possivelmente associadas à maior irradiância solar ou estresse hídrico.²⁵ Evidências recentes confirmam que o α-tocoferol pode atenuar estresses como salinidade por meio da ativação do sistema antioxidante, e que a biossíntese de tocoferóis é regulada por fatores ambientais como seca e radiação, reforçando o papel adaptativo desses metabólitos em *M. guianensis*.^{26,27} A filoquinona (**35**), detectada exclusivamente em FHP (1,94%), também é reconhecida por funções antioxidantes e participação na fotossíntese.^{28–30} Os esteroides e triterpenoides, os quais são derivados de rotas biossintéticas relacionadas, complementaram o perfil químico das frações hexânicas.

Entre os esteroides, foram identificados campesterol (**33**) e sitosterol (**34**), em formas sililadas e não sililadas. Os derivados não sililados foram predominantes, com o sitosterol sendo o composto majoritário em ambas as frações (28,87% em FHP e 33,56% em FHCM). Essa predominância pode refletir a maior estabilidade química das formas naturais em relação aos derivados sililados. Adicionalmente, foram identificados os acetatos de estigmasterila (**30**) e de sitosterila (**31**), em menores proporções. A ocorrência de esteroides em *Mouriri guianensis* contribui para ampliar o conhecimento químico do gênero e fortalece o valor quimiotaxonômico da família Melastomataceae.³¹ Revisões recentes destacam a grande diversidade estrutural de esteroides e triterpenoides em famílias relacionadas, como a Meliaceae, o que sugere relevância sistemática e biológica desses metabólitos.³² Dois triterpenoides completaram o perfil: o cicloartenol (**36**), exclusivo de FHP (1,39%), e

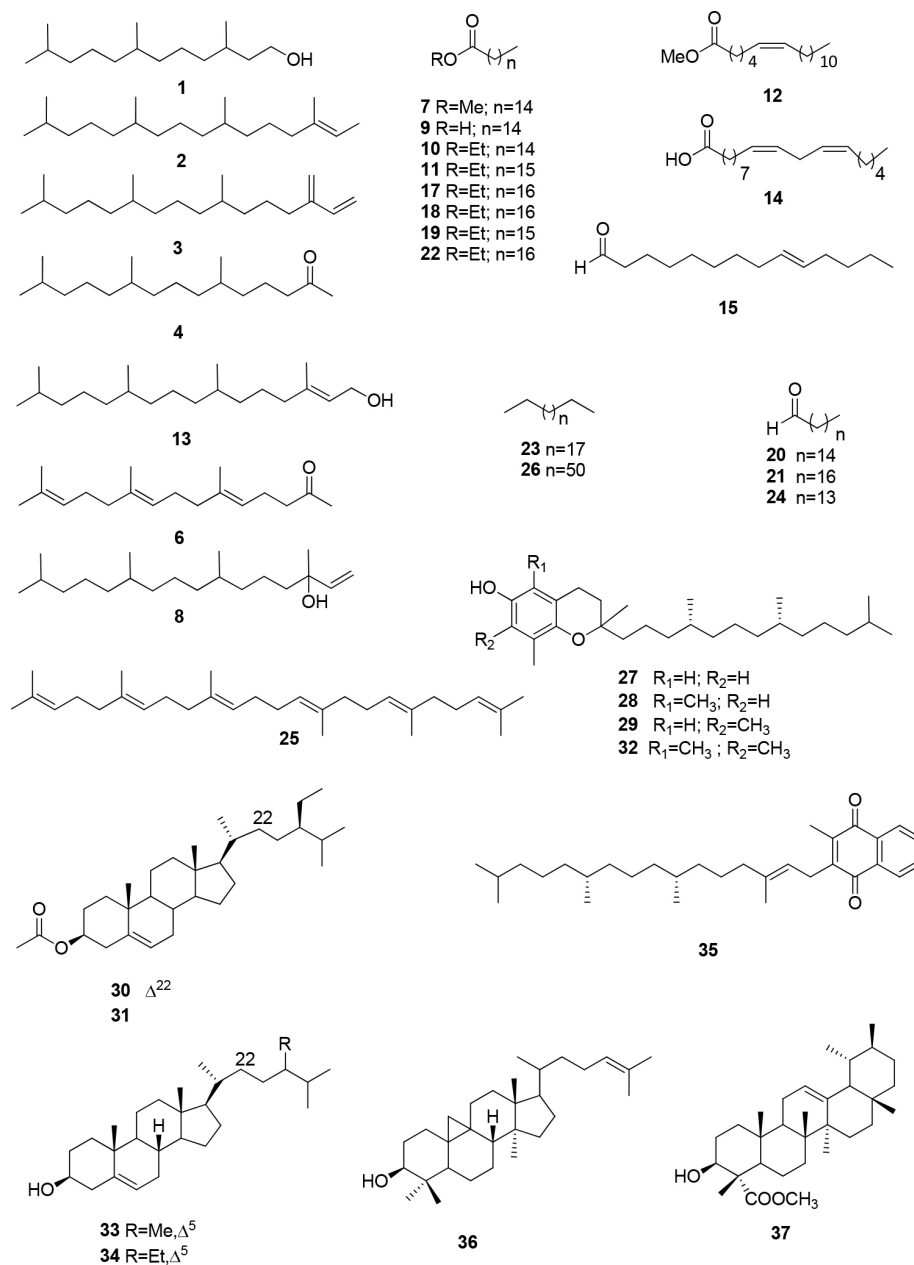


Figura 2. Fórmulas estruturais dos compostos identificados na fração hexânica de dois espécimes de *M. guianensis* coletados em Parnaíba (FHP) e Campo Maior (FHCM)

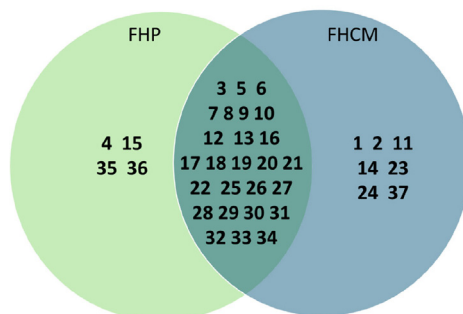


Figura 3. Diagrama de Venn da distribuição dos constituintes químicos identificados nas frações hexânicas de dois espécimes de *M. guianensis* coletados em Parnaíba (FHP) e Campo Maior (FHCM). Os numerais do diagrama representam o número correspondente ao composto identificado em cada espécime

o comato de metila B (37), exclusivo de FHCM (1,63%). Esses compostos já foram descritos em outras espécies da família³³⁻³⁵ e reforçam a diversidade metabólica de *M. guianensis*. A detecção de diferentes triterpenoides nas duas localidades sugere plasticidade adaptativa, possivelmente relacionada a condições ambientais contrastantes, e abre novas perspectivas para investigações químicas e farmacológicas.

3.1. Atividades de inibição da enzima acetilcolinesterase (AChE) e citotóxica dos extratos e frações hexânicas

Fundamentados na hipótese colinérgica, os inibidores da acetilcolinesterase (AChE) são amplamente utilizados para tratamento da doença de Alzheimer. Plantas que demonstraram efeitos favoráveis em relação a distúrbios cognitivos, incluindo atividades anticolinesterásica, anti-inflamatória e antioxidante, possuem elevado interesse clínico. A busca por medicamentos derivados de produtos naturais tem sido amplamente investigada por pesquisadores em todo o mundo.^{36,37}

Os extratos etanólicos (EEFP e EEFCM) e as frações hexânicas (FHP e FHCM) foram investigados quanto à inibição da enzima acetilcolinesterase e ao crescimento celular em linhagens de células tumorais (HCT-116, MDA-MB-231 e NCI-H460) e não-tumoral (L929), com os resultados apresentados na Tabela 2.

Os extratos etanólicos apresentaram valores de IC₅₀ próximos (EEFP: 1,03 e EEFCM: 1,07 mg/mL), indicando resultados promissores quanto a inibição da AChE. Por outro lado, as frações hexânicas apresentaram IC₅₀ significativamente superiores, refletindo menor eficácia inibitória. A fração hexânica mais ativa foi FHP (IC₅₀ de 26,17 mg/mL), enquanto a FHCM apresentou IC₅₀ de 45,21 mg/mL. Comparativamente, a rivastigmina, utilizada como controle positivo, exibiu IC₅₀ de 0,11 mg/mL,

destacando sua superioridade devido à sua natureza como composto puro. Em contraste, os extratos e frações analisados são misturas complexas de substâncias, o que pode diluir o efeito de compostos bioativos específicos.

A análise dos resultados sugere que os compostos responsáveis pela atividade anticolinesterásica estão predominantemente nos extratos etanólicos, possivelmente devido à presença de compostos fenólicos de caráter polar, que estão em menor concentração nas frações hexânicas. Diversos estudos relatam a presença de compostos com alta atividade inibitória da AChE em espécies da família Melastomataceae.³⁸ Silva et al. (2020) relatam que, na espécie do mesmo gênero, *Mouriri elliptica*, o extrato metanólico apresentou uma porcentagem de inibição próxima a 70%, com valor de IC₅₀ de 4,68 µg/mL, enquanto a fração acetato de etila demonstrou cerca de 40% de inibição na maior concentração testada, de 20 µg/mL.

Cabe ressaltar que o ensaio de inibição da AChE foi conduzido sem a presença de detergente, condição que pode favorecer a formação de agregados coloidais e resultar em inibição inespecífica, especialmente para compostos com maior tendência à agregação, como flavonoides. Esse efeito tem sido amplamente discutido na literatura, destacando-se o protocolo de Feng e Shoichet (2006), que evidencia a importância do uso de detergentes não iônicos para distinguir inibidores genuínos de inibidores promíscuos. Diante disso, parte da atividade observada não pode excluir completamente a possibilidade de agregação. Ensaio futuros, idealmente, devem incluir detergente para confirmar a natureza da inibição. Como limitação do presente estudo, esse aspecto deve ser reconhecido e considerado na continuidade das investigações.³⁹

De acordo com Vinutha et al. (2007), a atividade anticolinesterásica pode ser classificada como potente (inibição acima de 50%), moderadas (30 a 50%) ou fraca (abaixo de 30%). Dessa forma, os extratos EEFP (96%)

Tabela 2. Inibição da enzima acetilcolinesterase e inibição do crescimento celular *in vitro* dos extratos e frações das folhas de dois espécimes de *M. guianensis*

Amostras	Atividade Anticolinesterásica IC ₅₀ mg/mL (intervalo de confiança)	Atividade Citotóxica (% de inibição celular)			
		HCT-116	MDA-MB-231	NCI-H460	L929
EEFP	1,03 (0,8378 – 1,258)	29,37 ± 2,72	NA	43,01 ± 10,18	49,87 ± 4,64
EEFCM	1,07 (0,8962 – 1,264)	0,0 ± 38,73	NA	31,13 ± 0,08	35,49 ± 0,82
FHP	26,17 (16,66-51,23)	0,0 ± 8,88	7,62 ± 7,93	NA	23,08 ± 1,53
FHCM	45,21 (22,14-165,3)	15,84 ± 2,62	7,50 ± 8,72	NA	6,65 ± 5,45
Rivastigmina*	0,11 (0,0740-0,1539)	-	-	-	-
Doxorrubicina*	-	90,06 ± 1,67	91,36 ± 3,52	72,48 ± 2,88	92,51 ± 1,13

*controle positivo; EEFP (Extrato etanólico das folhas de Parnaíba); FHP (Fração hexânica das folhas de Parnaíba); EEFCM (Extrato etanólico das folhas de Campo Maior); FHCM (Fração hexânica das folhas de Campo Maior). HCT-116 (adenocarcinoma colorretal); MDA-MD-231 (adenocarcinoma humano); NCI-H460 (Câncer de pulmão de células não pequenas em humanos); L929 (Fibroblasto murino); NA (Não Avaliado)

e EEFCM (97%) são considerados inibidores potentes, enquanto as frações hexânicas FHP (25%) e FHCM (20%) como inibidores fracos.⁴⁰

A avaliação citotóxica foi realizada pelo método MTT, utilizando três linhagens celulares tumorais humanas (HCT-116, MDA-MB-231 e NCI-H460) e uma linhagem não tumoral (L929). Os extratos e frações foram analisados na concentração de 50 µg/mL, mas nenhuma amostra atingiu 75% de inibição nas linhagens testadas, impossibilitando a determinação das IC₅₀. Contudo, é possível observar que o fracionamento promoveu diminuição da toxicidade em células normais L929, com percentual de inibição inferior ao quimioterápico padrão (doxorubicina). Estes resultados indicam uma menor toxicidade para células saudáveis em comparação a tratamentos extremamente tóxicos, podendo estas amostras serem aliadas ao tratamento quimioterápico padrão objetivando diminuir os efeitos colaterais da quimioterapia.

Os resultados indicam que os extratos contêm compostos bioativos com maior afinidade para a inibição da enzima AChE e apresentam seletividade em relação a células tumorais e não tumorais. Isso pode estar relacionado à composição química das amostras, reforçando a importância de estudos detalhados sobre os metabólitos secundários presentes. As diferenças observadas entre as frações e os extratos destacam a necessidade de investigar as condições de extração e a relação entre polaridade dos compostos e bioatividade.

As diferenças observadas entre os extratos etanólicos e as frações hexânicas refletem a influência da polaridade dos compostos identificados sobre a bioatividade, indicando que metabólitos mais polares, como fenólicos, presentes em maior concentração nos extratos, estão mais associados à atividade inibitória da AChE. Esse comportamento também é consistente com estudos envolvendo outras espécies da família Melastomataceae. Em relação à atividade citotóxica, os resultados obtidos para *M. guianensis* corroboram observações anteriores, nas quais extratos ou frações demonstraram efeito limitado frente a linhagens tumorais. O extrato metanólico dos frutos de *M. albicans*, por exemplo, não apresentou atividade antiproliferativa contra as células U251, 786-0, HT29 e MDA-MB-231, sendo considerado não tóxico para células VERO.⁴¹ De forma semelhante, frações de *M. malabathricum* mostraram variação dependente do solvente: a fração em *n*-hexano exibiu atividade fraca (IC₅₀ = 137,2 µg/mL), enquanto a fração em acetato de etila apresentou maior potência (IC₅₀ = 17,1 µg/mL).⁴² Esses dados sugerem que frações apolares, como as avaliadas neste estudo, tendem a apresentar baixa citotoxicidade, reforçando a relevância quimiotaxonômica dos perfis químicos descritos, mesmo que sua aplicação farmacológica imediata seja limitada.

De maneira análoga, quando comparados os dados de inibição da AChE entre diferentes espécies da família, observa-se um padrão semelhante. Os valores de IC₅₀ relatados para *M. guianensis* (> 25 µg/mL) indicam

atividade muito fraca, especialmente quando comparados a outras espécies. O extrato etanólico do caule de *Pternandra galeata*, família Meslatomataceae, por exemplo, apresentou IC₅₀ de 74,62 µg/mL pelo método de Ellman, demonstrando potência significativamente superior.⁴³ Por outro lado, estudos com espécies de *Miconia* relataram atividade ausente ou discreta contra AChE, com IC₅₀ acima de 1000 µg/mL em alguns casos *in vitro*.⁴⁴ Assim, a baixa atividade observada em *M. guianensis* não é um achado isolado, mas reflete um padrão dentro das Melastomataceae, nas quais compostos fenólicos e alcaloides parecem estar mais associados à atividade anticolinesterásica.

4. Conclusão

O estudo, por CG-EM, da fração hexânica, proveniente do extrato etanólico das folhas de dois espécimes de *Mouriri guianensis* Aubl. coletados nos municípios de Parnaíba-PI e de Campo Maior-PI, possibilitou a identificação de 35 compostos. A maioria pertencente à classe dos terpenoides, além de ésteres, ácidos graxos, esteroides e meroterpenoides.

Os resultados evidenciaram uma maior abundância relativa de compostos classificados como esteroides e um número predominante de terpenoides e meroterpenoides entre os metabólitos caracterizados. Embora a composição fitoquímica diferenciada no perfil metabólico das amostras, atribuídas a possíveis fatores sazonais e ambientais, foi observada uma semelhança significativa entre os metabólitos caracterizados, reforçando tratar-se da mesma espécie.

As frações apresentaram atividade anticolinesterásica com percentual de inibição abaixo de 30%, indicando baixa eficácia na inibição da enzima acetilcolinesterase. Entretanto, os extratos foram mais ativos com IC₅₀ de aproximadamente 1 mg/mL. De forma semelhante, os extratos e frações apresentaram fraca inibição frente às linhagens de células tumorais avaliadas, impossibilitando a determinação IC₅₀.

Este é o primeiro relato de estudo da composição química e das atividades citotóxica e anticolinesterásica da espécie *M. guianensis* Aubl., ampliando o conhecimento sobre os constituintes químicos da família Melastomataceae e contribuindo para futuras investigações científicas.

Os resultados deste estudo são relevantes para o entendimento químico e biológico da espécie *M. guianensis*, especialmente considerando a escassez de estudos sobre o gênero *Mouriri*. Adicionalmente, abrem caminhos para novas pesquisas que possam explorar o potencial farmacológico e ecológico desta espécie.

Informações Suplementares

Os espectros de massas e fragmentações dos compostos caracterizados são disponibilizados nas informações suplementares, figuras S1 a S25, e estão disponíveis

gratuitamente em <https://rvq.sbg.org.br/pdf/AR2025-5031-MS>.

Agradecimentos

Esta pesquisa foi apoiada pela CAPES (SCBA 88881.507222/2020-01) e CNPq (PQ-1D: 302386/2022-0, PQ-2: 302565/2022-1, Universal: 402302/2021-4 e INCTBio-Nat: 465637/2014-0). Os autores agradecem o apoio financeiro e bolsas de M. H. Chaves e G. M. Vieira Júnior. Agradecem também ao Laboratório de Geoquímica Orgânica (LAGO/UFPI) pelas análises de Espectrometria de Massas.

Referências Bibliográficas

1. Goldenberg, R.; Baumgratz, J. F. A.; Michelangeli, F. A.; Guimarães, P. J. F.; Romero, R.; Versiane, A. F. A.; Fidanza, K.; Völtz, R. R.; Silva, D. N.; Lima, L. F. G.; Silva-Gonçalves, K. C.; Bacci, L. F.; Fontelas, J. C.; Pacifico, R.; Brito, E. S.; Rocha, M. J. R.; Caddah, M. K.; Meirelles, J.; Rosa, P.; Ferreira-Alves, R.; Santos, A. K. A.; Moreira, K. V. C.; Reginato, M.; Oliveira, L. F. A.; Freire-Fierro, A.; Amorim, A. M. A.; Martins, A. B.; Almeda, F.; Hinoshita, L. K. R.; Kriebel, R.; Meyer, F. S.; Valente, B. N.; *Melastomataceae in Flora e Funga do Brasil*. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<https://floradobrasil.jbrj.gov.br/FB161>>. Acesso em 20 junho 2023.
2. Oliveira, F. S.; Ribeiro, M. H. M.; Nunez, C. V.; Albuquerque, P. M. C.; Flowering phenology of *Mouriri guianensis* (Melastomataceae) and its interaction with the crepuscular bee *Megalopta amoena* (Halictidae) in the restinga of Lençóis Maranhenses National Park, Brazil. *ACTA Amazônica* **2016**, *46*, 281. [Crossref]
3. Serna, D. M. O.; Martinez, J. H. I.; Phenolics and Polyphenolics from Melastomataceae Species. *Molecules* **2015**, *20*, 17818. [Crossref]
4. Bomfim, E. M. S.; Coelho, A. A. O. P.; Silva, M. C.; Marques, E. J.; Phytochemical composition and biological activities of extracts from ten species of the family Melastomataceae Juss. *Brazilian Journal of Biology* **2022**, *82*, 1. [Crossref]
5. Goldenberg, R.; Meirelles, J.; Amano E.; *Mouriri morleyi* sp. nov. (Melastomataceae) from Brazil, with notes on its foliar stomatal crypts. *Nordic Journal of Botany* **2013**, *31*, 321. [Crossref]
6. Vasconcelos, P. C. P.; Andreo, M. A.; Vilegas, W.; Hiruma-Lima, C. A.; Pellizzon, C. H.; Effect of *Mouriri pusa* tannins and flavonoids on prevention and treatment against experimental gastric ulcer. *Journal of Ethnopharmacology* **2010**, *131*, 146. [Crossref]
7. Chaves, M. H.; Análise de extratos de plantas por CCD: uma metodologia aplicada à disciplina “Química orgânica”. *Química Nova* **1997**, *20*, 560. [Crossref]
8. Berridge, M.; Herst, P.; Tan.; Tetrazolium dyes as tools in cell biology: new insights into their cellular reduction. *Biotechnology Annual Review* **2005**, *11*, 127. [Crossref]
9. Ellman, G. L.; Courtney, K. D.; Andres Junior, V.; Featherstone, R. M.; A new and rapid colorimetric determination of acetylcholinesterase activity. *Biochemical Pharmacology* **1961**, *7*, 88. [Crossref]
10. Rhee, I.K.; Van de Meent M.; Ingkaninan K.; Verpoorte R.; Screening for acetylcholinesterase inhibitors from Amaryllidaceae using silica gel thin-layer chromatography in combination with bioactivity staining. *Journal of Chromatography A* **2001**, *915*, 217. [Crossref]
11. Silva, L. S.; Porfiro, C. A.; Silva, F. G.; Rodrigues, A. R. S.; Pereira, P. S.; Acetylcholinesterase and α -amylase inhibitors from *Mouriri elliptica* Martius leaf extract. *Bioscience Journal* **2020**, *36*, 578. [Crossref]
12. Salem, M. A.; Perez de Souza, L.; Serag, A.; Fergie, A. R.; Farag, M. A.; Ezzat, S. M.; Alsekh, S.; Metabolomics in the Context of Plant Natural Products Research: From Sample Preparation to Metabolite Analysis. *Metabolites* **2020**, *10*, 1. [Crossref]
13. Gobbo-Neto, L.; Lopes, N. P.; Plantas medicinais: fatores de influência no conteúdo de metabólitos secundários. *Química Nova* **2007**, *30*, 374. [Crossref]
14. Pavia, D. L.; Lampman, G. M.; Kriz, G. S.; Vyvyan, J. R.; *Introdução à Espectroscopia*, Cengage Learning: São Paulo, 2020.
15. Santiago, R. F.; Silva, L. F. F.; Santos, L. R.; Sousa, E. A.; Chaves, M. H.; Vieira Junior, G. M. Constituintes químicos das sementes de *Senna acuruensis* Benth. identificados por CG-EM. In: PANIAGUA, C. E. S. (Org.). *Pesquisas científicas e o ensino de química: divulgando a produção acadêmica teórica*. Atena Editora: Ponta Grossa, p. 72-84, 2022. [Link]
16. Siqueira, D. S.; Pereira, A. S.; Aquino Neto, F. R.; Simoneit, B. R. T.; Cabral, J. A.; Ferreira, C. A. C.; Elias, V. O.; Determinação de compostos de massa molecular alta em folhas de plantas da Amazônia. *Química Nova* **2003**, *26*, 633. [Crossref]
17. Albinsaad, M.; Scott, N. L.; Jim, J. C.; Vapor pressures and vaporization enthalpies of 1-nonadecanol. Isophytol, 2 Z- and 2 E-Phytol, and (2E,7R,11R) phytol by correlation gas chromatography. *The Journal of Chemical Thermodynamics* **2021**, *153*, 1. [Crossref]
18. Fernandes, S. R.; Ferreira, H. D.; Sá, S.; Borges, L. L.; Tresvenzol, L. M. F.; Ferri, P. H.; Santos, P. A.; Paula, J. R.; Fiuza, T. S.; Chemical composition and seasonal variation of the volatile oils from *Trembleya phlogiformis* leaves. *Revista Brasileira de Farmacognosia* **2017**, *27*, 419. [Crossref]
19. Ferreira, N. S.; Cascaes, M. M.; Santos, L. da S.; Oliveira, M. S. de; Zoghbi, M. G. B.; Araújo I. S.; Uetanabaro A. P. T.; Andrade, E. H. de A.; Guilhon, G. M. S. P.; Flavanone glycosides, triterpenes, volatile compounds and antimicrobial activity of *Miconia minutiflora* (Bonpl.) DC. (Melastomataceae). *Molecules* **2022**, *27*, 1. [Crossref]
20. Islam, M. T.; Ali, E. S.; Uddin, S. J.; Shaw, S.; Islam, M. A.; Ahmed, M. I.; Chandra, Shill M.; Karmakar, U. K.; Yarla, N. S.; Khan, I.N.; Billah, M.M.; Pieczynska, M.D.; Zengin, G.; Malainer, C.; Nicoletti, F.; Gulei, D.; Berindan-Neogoe, I.; Apostolov, A.; Banach, M.; Yeung, A. W. K.; El-Demerdash, A.; Xiao, J.; Dey, P.; Yele, S. Józwick, A.; Strzałkowska, N.; Marchewka, J.; Rengasamy, K. R. R.; Horbańczuk, J.; Kamal,

- M. A.; Mubarak, M. S.; Mishra, S. K.; Shilpi, J. A.; Atanasov, A. G.; Phytol: A review of biomedical activities. *Food and Chemical Toxicology* **2018**, *121*, 82. [[Crossref](#)]
21. Costa J. P.; Islam, M. T.; Santos, P. S.; Ferreira, P. B.; Oliveira, G. L.; Alencar, M. V.; Paz, M. F.; Ferreira, É. L.; Feitosa, C. M.; Citó, A. M.; Sousa, D. P.; Melo-Cavalcante, A. A.; Evaluation of Antioxidant Activity of Phytol Using Non- and Pre-Clinical Models. *Current Pharmaceutical Biotechnology* **2016**, *17*, 1278. [[Crossref](#)]
 22. Abdel-Aal, E. I.; Haroon, A. M.; Mofeed, J.; Successive solvent extraction and GC–MS analysis for the evaluation of the phytochemical constituents of the filamentous green alga *Spirogyra longata*. *Egyptian Journal of Aquatic Research* **2015**, *41*, 233. [[Crossref](#)]
 23. Ogunka-Nnoka C. U.; Agwu, J. A.; Igwe, F. U.; Nutrient and Essential Oil Compositions of *Heterotis rotundifolia* Leaves. *American Journal of BioScience* **2020**, *8*, 28. [[Crossref](#)]
 24. Majunder, S.; Ghosh, A.; Bhattacharya, M.; Natural anti-inflammatory terpenoids in *Camellia japonica* leaf and probable biosynthesis pathways of the metabolome. *Bulletin of the National Research Centre* **2020**, *44*, 2. [[Crossref](#)]
 25. Faizan, M.; Alam, P.; Rajput, V. D.; Shareen; Kaur, K.; Faraz, A.; Minkina, T.; Maqbool Ahmed, S.; Rajpal V. R.; Hayat, S.; Potential role of tocopherol in protecting crop plants against abiotic stresses. *Physiology and Molecular Biology of Plants* **2023**, *10*, 1563. [[Crossref](#)]
 26. Taie, H. A. A.; Rady, M. M. α -Tocopherol mediates alleviation of salt stress effects in *Glycine max* through up-regulation of the antioxidant defense system and secondary metabolites. *Acta Physiologiae Plantarum* **2024**, *46*, 1. [[Crossref](#)]
 27. Meena, V. K.; Chand, S.; Shekhawat, H. V. S.; Choudhary, K.; Sharma, J. K.; Sheera, A.; Lekha; Yadava, D. K.; Advances in plant tocopherol biosynthesis: from pathway elucidation to crop biofortification strategies. *Discover Plants* **2025**, *2*, 1. [[Crossref](#)]
 28. Zhang, C.; Wang, Y.; Qi, S.; Identification and significance of sterols in MSW landfill leachate. *Journal of Chromatography B* **2008**, *874*, 1. [[Crossref](#)]
 29. Collins, M. D.; Minnikin, D. E.; Isoprenoid Quinones in the Classification of Coryneform and Related Bacteria. *Journal of General Microbiology* **1979**, *110*, 127. [[Crossref](#)]
 30. Griffiths, W. J.; Wang, Y.; *Lipidomics: Current and Emerging Techniques*, Royal Society of Chemistry: New Developments in Mass Spectrometry, 2020. [[Crossref](#)]
 31. Silva, M. C.; Duarte, V. S.; Sallum, L. O.; Cunha, G. O. S.; Custodio, J. M. F.; Oliver, A. G.; Peixoto, J. C. Menezes, A. C. S.; Napolitano, H. B.; Molecular Modeling Studies of β -Sitosterol Extract from *Miconia burchellii* Triana (Melastomataceae) from Brazilian Cerrado. *Journal Brazilian Chemistry Society* **2023**, *34*, 1293. [[Crossref](#)]
 32. Happi, G. M.; Teufel, R.; Steroids from the Meliaceae family and their biological activities. *Phytochemistry* **2024**, *221*, 114039. [[Crossref](#)]
 33. Cruz, J. O.; Rocha, J. B. S. da H.; Santos, A. K. A.; Cruz, M. P.; Composição Química em Espécies do Gênero *Marceltia* DC. (Melastomataceae). *Revista Virtual de Química* **2022**, *14*, 683. [[Crossref](#)]
 34. Silva, C. A. de M.; *Dissertação de Mestrado*, Universidade de Brasília, Brasil, 2007. [[Crossref](#)]
 35. Sreeram, S.; Vel, V. S.; Arunprasad, A.; Adaptability Assessment of *Bruguiera gymnorrhiza* from the Four Southern Districts of Kerala: Analytical and Biochemical Approach. *Current Trends in Biotechnology and Pharmacy* **2023**, *17*, 1303. [[Crossref](#)]
 36. Feitosa, C. M.; Freitas, R. M.; Luz, N. N. N.; Bezerra, M. Z. B.; Trevisan, M. T. S.; Acetylcholinesterase inhibition by some promising Brazilian medicinal plants. *Brazilian Journal of Biology* **2011**, *71*, 783. [[Crossref](#)]
 37. Oliveira, F. R. A. M.; Oliveira, G. L. S.; Oliveira, J. S.; Alencar, M. V. de O. B.; Freitas, R. M. Technological forecasting: use of the alkaloids for the treatment of alzheimer's disease. *Revista Gestão, Inovação e Tecnologias* **2014**, *4*, 1017. [[Link](#)]
 38. Silva, L. S.; Porfiro, C. A.; Silva, F. G.; Rodrigues, A. R. dos S.; Pereira, P. S.; Acetylcholinesterase and α -Amylase inhibitors from Mouriri elliptica Martius leaf extract. *Bioscience Journal* **2020**, *36*, 578. [[Crossref](#)]
 39. Feng, B.; Shoichet, B.; A detergent-based assay for the detection of promiscuous inhibitors. *Nature Protocols* **2006**, *1*, 550. [[Crossref](#)]
 40. Vinutha, B.; Prashanth, D.; Salma, K.; Sreeja, S. L.; Pratiti, D.; Padmaja, R.; Radhika, S.; Amit, A.; Venkateshwarlu, K.; Deepak, M.; Screening of selected Indian medicinal plants for acetylcholinesterase inhibitory activity. *Journal of Ethnopharmacology* **2007**, *109*, 359. [[Crossref](#)]
 41. Corrêa, J. G. S.; Bianchin, M.; Lopes, A. P.; Silva, E.; Ames, F. Q.; Pomini, A. M.; Carpes, S. T.; Rinaldi, J. C.; Melo, R. C.; Kioshima, E. S.; Bersani-Amado, C. A.; Pilau, E. J.; Carvalho, J. E.; Ruiz, A. L. T. G.; Visentainer, J. V.; Santin, S. M. O.; Chemical profile, antioxidant and anti-inflammatory properties of *Miconia albicans* (Sw.) Triana (Melastomataceae) fruits extract. *Journal of Ethnopharmacology* **2021**, *273*, 113979. [[Crossref](#)]
 42. Oktarina, T.; Indrayudha, P.; Munawaroh, R.; Cytotoxicity test of n-hexane, ethyl acetate, and water fractions from the ethanol extract of *Senduduk* leaves (*Melastoma malabathricum* L.) on MCF-7 cells using the MTT assay method. *Medical Sains Jurnal: Ilmiah Kefarmasian* **2024**, *9*, 355. [[Crossref](#)]
 43. Suciati, S.; Inayah, D. N.; Widyawaruyanti, A.; Rudiyansyah, R.; Antioxidant and acetylcholinesterase inhibitor potentials of the stem extract of *Pternandra galeata*. *Journal Vitae School of Pharmaceutical and Food Sciences* **2022**, *29*, e349983. [[Crossref](#)]
 44. Niño, J.; Jiménez, D. A.; Mosquera, O. M.; Correa, Y. M.; In vitro inhibition of acetylcholinesterase by crude plant extracts from Colombian flora. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* **2006**, *101*, 783. [[Crossref](#)]