

UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS  
INSTITUTO DE QUÍMICA E BIOTECNOLOGIA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM QUÍMICA E BIOTECNOLOGIA

DANIEL LIRA DA SILVA

APLICAÇÃO DE CROMATOGRAFIA GASOSA ACOPLADA A ESPECTROMETRIA  
DE MASSAS NA IDENTIFICAÇÃO DE SUBSTÂNCIAS OBTIDAS DE ALGAS  
MARINHAS DE DOIS ESTADOS DO NORDESTE BRASILEIRO.

MACEIÓ

2014

DANIEL LIRA DA SILVA

APLICAÇÃO DE CROMATOGRAFIA GASOSA ACOPLADA À ESPECTROMETRIA  
DE MASSAS NA IDENTIFICAÇÃO DE SUBSTÂNCIAS OBTIDAS DE ALGAS  
MARINHAS DE DOIS ESTADOS DO NORDESTE BRASILEIRO.

Tese de Doutorado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Química e Biotecnologia da Universidade Federal de Alagoas, como requisito para obtenção do grau de Doutor em Ciências.

Orientador: Prof. Dr. João Xavier de Araújo Júnior

Maceió

2014

**Catálogo na fonte**  
**Universidade Federal de Alagoas**  
**Biblioteca Central**  
**Divisão de Tratamento Técnico**  
**Bibliotecário Responsável: Maria Helena Mendes Lessa**

S586a Silva, Daniel Lira da.

Aplicação de cromatografia gasosa acoplada a espectrometria de massa na identificação de substâncias obtidas de algas marinhas de dois estados do Nordeste brasileiro / Daniel Lira da Silva. – 2014.

190 f.: il.

Orientador: João Xavier de Araújo Júnior.

Tese (Doutorado em Química e Biotecnologia) - Universidade Federal de Alagoas. Instituto de Química e Biotecnologia. Programa de Pós-Graduação em Química e Biotecnologia. Maceió. 2014.

Bibliografia: f. 138-150.

Apêndice: f. 151-190.

1. Algas verdes - Nordeste brasileiro. 2. Algas vermelhas - Nordeste brasileiro. 3. Algas pardas - Nordeste brasileiro. 4. Cromatógrafo gasoso/Espectrômetro de massas (CG/EM). I. Título.

CDU: 544.173:582.26 (1-18)



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS**  
INSTITUTO DE QUÍMICA E BIOTECNOLOGIA  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM QUÍMICA E  
BIOTECNOLOGIA**



BR 104 Km14, Campus A. C. Simões  
Cidade Universitária, Tabuleiro dos Martins  
57072-970, Maceió-AL, Brasil  
Fone: (82) 3214-1144  
Email: ppgqb.ufal@gmail.com

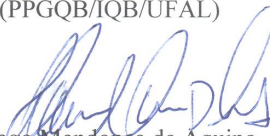
**FOLHA DE APROVAÇÃO**

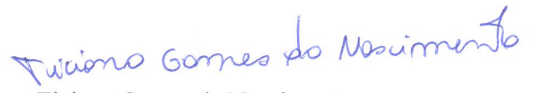
Membros da Comissão Julgadora da Defesa de Tese do Doutorando **DANIEL LIRA DA SILVA**, intitulada: “**Aplicação de Cromatografia Gasosa Acoplada a Espectrometria de Massas na Identificação de Substâncias Obtidas de Algas Marinhas de Dois Estados do Nordeste Brasileiro**”, apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Química e Biotecnologia da Universidade Federal de Alagoas em 26 de agosto de 2014, às 09h, na Sala de Aulas do PPGQB/IQB/UFAL.


COMISSÃO JULGADORA

  
João Xavier de Araújo Júnior  
Orientador (PPGQB/IQB/UFAL)

  
Janaína Heberle Bortoluzzi  
(PPGQB/IQB/UFAL)

  
Thiago Mendonça de Aquino  
(PPGQB/IQB/UFAL)

  
Ticiano Gomes do Nascimento  
(EENFAR/UFAL)

  
João Gomes da Costa  
(EMBRAPA)

*Dedico este trabalho aos meus pais,  
que souberam entender minha  
ausência durante esta jornada.*

## AGRADECIMENTOS

Agradeço aos meus pais pelo incentivo maior que recebi, pelos conselhos nas horas difíceis, pelo amor e carinho sem medidas, por ensinar o que é certo e o que é errado, pela simplicidade com que me mostraram o mundo e todas as possibilidades que eu poderia ter.

Agradeço a minha irmã por ser tão dura quando necessário, mas com um coração sem tamanho todas as vezes que conversamos.

Agradeço ao meu orientador, prof. João, pela confiança depositada, pelos ensinamentos, e por possibilitar a realização deste trabalho.

Agradeço ao meu amigo Júlio César por estar sempre presente.

Agradeço à amiga Mariana, por estarmos juntos toda essa jornada acadêmica. Pelos momentos de descontração, pelos sofrimentos, pelas brigas, por ser verdadeira e por, praticamente, me obrigar a fazer a prova de mestrado quando estávamos tão perdidos pós-formatura.

*Jag tackar min vän Nadia för att vara med mig i svåra tider, för att vara så söt, förtrogne, kompis, och ... SILLY!*

Agradeço aos amigos Selva: Pedro e Éricka, Vanderson e Tainan, Paulo e Merybeth.

Agradeço aos amigos de laboratório: Carla, Ísis, Ingrid, Edjane, Aldenir, Ana, Danni, Lú, Edeildo, Glauber, Daiane, Kelly, Larissa, João, Aldy, Margarida, Kirley.

Agradeço também ao Prof. Euzébio por permitir a realização deste trabalho em seu laboratório.

Agradeço aos amigos de ontem, hoje e sempre: Lydi, Valéria, Carol, Dani, Marília, Adélia, Daniel, Allysson, Gabriela, Bárbara, Núbia, Rodrigo, Carla, Rafaela, Cléa e todos os aqui não citados, mas que são também especiais.

Agradeço ao Prof. Marcos por permitir a realização de parte deste trabalho em seu laboratório, na UNICAMP. E aos amigos que lá fiz: Carol, Gabriel, Aislan, João e Begoña.

Agradeço também à professora Élica pelos ensinamentos, pelas coletas e por ajudar em tantos momentos deste trabalho.

Agradeço à Prof. Eurica e a doutoranda Cintia pela realização de testes para a atividade cardiovascular.

Agradeço a CNPq, CAPES, FAPEAL e FAPESP pelo suporte financeiro.

## RESUMO

Alga é uma forma de vida que existe em oceanos e mares e possui a capacidade de realizar fotossíntese e servir de alimento e/ou abrigo para muitas espécies de organismos aquáticos. As macroalgas, que podem ser divididas pela cor característica que possuem, em algas vermelhas (Filo Rhodophyta), verdes (Filo Chlorophyta) e pardas (Classe Phaeophyceae), são utilizadas pelos orientais como parte importante de sua alimentação há vários séculos, além de utilizá-las como fonte de produtos farmacêuticos e da indústria de cosméticos. O nordeste brasileiro possui uma vasta área litorânea e costeira sendo rico em diversas formas de vida marinha, principalmente por estar em uma zona tropical de águas quentes. Com base na importância destas macroalgas, foi realizado um estudo químico de cinco espécies de algas, *Bryothamnion seaforthii*, *Colpomenia sinuosa*, *Dictyospharia versluysii*, *Digenea simplex* e *Galaxaura rugosa*, através de extratos metanólicos e frações. A técnica de cromatografia gasosa acoplada à espectroscopia de massas foi utilizada com as seguintes condições de operação: hélio como gás de arraste; velocidade do fluxo, 1,52 mL/min; a temperatura inicial do forno foi 60 °C, com uma taxa de aquecimento de 25 °C/min até 300 °C; “Splitless”, como modo de injeção; 1 µL de volume injetado; e corte do solvente em 3 minutos. O tempo total de corrida foi 25 minutos. Os espectros de massas foram obtidos no mesmo equipamento, através de ionização por impacto de elétrons (EI) de 70 eV; e a fonte de íons foi mantida a 300 °C. Desse modo foram identificadas 72 substâncias, dentre as quais podem ser citadas: ácido hexadecanoico, presente em todas as frações; os hidrocarbonetos 1-isopropil-1,3,4-trimetilcicloexano, 1,4-di-isopropilcicloexano e decanoato de isopentila, identificados pela primeira vez em algas; além de diversos ésteres, hidrocarbonetos e ácidos graxos.

**Palavras-chave:** Algas verdes. Algas vermelhas. Algas pardas. CG-EM.

## ABSTRACT

Seaweeds are organisms which live in oceans and seas. They have ability to perform photosynthesis and feed many species of aquatic organisms. Macroalgae, which can be divided by characteristic colors in: Red algae (Phylum Rhodopyta), Green algae (Phylum Chlorophyta) and Brown algae (Class Phaeophyceae). Seaweeds are used for centuries by Asians as an important part of their diet, and also as source of compounds to Pharmaceutical and Cosmetic industries. The Brazilian Northeastern has a large coastal area; it possesses several forms of marine organisms especially for being in a Tropical hot water zone. Based on the importance of macroalgae, a chemical study was conducted using five species of algae (*Bryothamnion seaforthii*; *Colpomenia sinuosa*; *Dictyosphaeria versluysii*, *Digenea simplex* and *Galaxaura rugosa*) to prepare methanolic extracts and sequential fractions. 72 substances were identified using the GC-MS technique under the following operation conditions: helium as the carrier gas; 1.52 mL/min flow rate; oven temperature 60 ° (25 °C/min 300 °C, heating rate); Splitless; injected volume 1 µL; solvent cutting 3 minutes. The mass spectra were obtained in the same equipment by electron impact ionization (EI) at 70 eV; and the ion source was maintained at 300 ° C. Hexadecanoic acid, in all fractions; 1-isopropyl-1,3,4-trimethyl-cyclohexane, 1,4-diisopropyl-cyclohexane and isopentyl decanoate, first identified in seaweeds; several esters, hydrocarbons and fatty acids can be mentioned as identified substances.

**Keywords:** Green algae. Red algae. Brown algae. GC-MS.



## LISTA DE CROMATOGRAMAS

Cromatograma 1 – A) Fração clorofórmica de <i>B. seaforthii</i> B) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 13 e 16,5 minutos C) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 16 e 22 minutos. ....	40
Cromatograma 2 – A) Fração clorofórmica de <i>C. sinuosa</i> . B) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 9,5 e 15 minutos. C) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 15 e 27 minutos. ....	42
Cromatograma 3 – A) Fração clorofórmica de <i>D. simplex</i> . B) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 13 e 20 minutos. ....	44
Cromatograma 4 – A) Fração clorofórmica de <i>D. versluysii</i> . B) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 11,5 e 17 minutos. C) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 17 e 23 minutos. ....	46
Cromatograma 5 – A) Fração clorofórmica de <i>G. rugosa</i> . B) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 12,5 e 19,5 minutos. ....	48
Cromatograma 6 – Comparação entre os cromatogramas das frações clorofórmicas das cinco espécies analisadas. A) <i>Bryothamnion seaforthii</i> B) <i>Colpomenia sinuosa</i> C) <i>Digenea simplex</i> D) <i>Dictyosphaeria versluysii</i> E) <i>Galaxaura rugosa</i> . ....	50
Cromatograma 7 – A) Fração hexânica de <i>D. simplex</i> . B) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 7 e 15,75 minutos. C) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 15,75 e 18,6 minutos. D) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 19 e 23 minutos. ....	52
Cromatograma 8 – A) Fração hexânica de <i>D. versluysii</i> . B) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 11,75 e 16,6 minutos. C) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 16,5 e 19 minutos. ....	54
Cromatograma 9 – Fração hexânica de <i>G. rugosa</i> .....	56
Cromatograma 10 - Comparação entre os cromatogramas das frações hexânicas das três espécies analisadas. A) <i>Digenea simplex</i> B) <i>Dictyosphaeria versluysii</i> C) <i>Galaxaura rugosa</i> . ....	59

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Endossimbiose explicando a origem dos cloroplastos nas algas e nas plantas superiores.....	25
Figura 2 – <i>Bryothamnion seaforthii</i> .....	27
Figura 3 – <i>Digenea simplex</i> : 1 – alga coletada; 2 – parte superior do talo; 3 – alga em seu habitat. ....	28
Figura 4 – <i>Galaxaura rugosa</i> em seu habitat. ....	28
Figura 5 – Estruturas das clorofilas a e b.....	29
Figura 6 – Alga da espécie <i>D. versluysii</i> , isolada e em seu habitat natural. ....	30
Figura 7 – Cultivo de algas na China, espécie <i>Saccharina japonica</i> . ....	31
Figura 8 – <i>Colpomenia sinuosa</i> em seu habitat natural.....	32
Figura 9 – Representação de ácidos graxos, nomes comuns e fórmulas esquemáticas.....	33
Figura 10 - Partes de um equipamento de cromatografia: 1 - Fonte do gás de arraste; 2 – Controlador de vazão e pressão; 3 – Sistema de injeção de amostra; 4 – Coluna cromatográfica; 5 – Sistema de detecção; 6 – Sistema de registro e tratamento de dados. ....	35
Figura 11 – Tipos de colunas cromatográficas: 1 – Coluna capilar com parede recoberta; 2 – Coluna capilar com suporte recoberto; 3 – Coluna recheada. ....	35
Figura 12 – Fragmentação do ácido hexadecanoico, e fragmentos mais importantes.....	60
Figura 13 – A) Estrutura química do ácido nonanoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido nonanoico.....	60
Figura 14 – A) Estrutura química do ácido decanoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido decanoico em $DvFCHCl_3$ ; D) espectro de massas obtido para $GrFCHCl_3$ .....	61
Figura 15 – A) Estrutura química do ácido dodecanoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido dodecanoico em $BsFCHCl_3$ ; D) espectro de massas para $CsFCHCl_3$ ; E) espectro de massas para $DvFCHCl_3$ ; F) espectro de massas para $DsFCHCl_3$ ; G) espectro de massas para $DsFHex$ ; H) espectro de massas para $DsFHex$ ; I) espectro de massas para $GrFCHCl_3$ ; J) espectro de massas para $GrFHex$ . ....	62
Figura 16 – A) Estrutura química do ácido tetradecanoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido tetradecanoico na fração $BsFCHCl_3$ ; D) fração $DvFCHCl_3$ ; E) fração $DsFHex$ ; F) fração $CsFCHCl_3$ ; G) $DvFHex$ . ....	64
Figura 17 – A) Estrutura química do pentadecanoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o pentadecanoico na fração $CsFCHCl_3$ ; D) fração $DvCHCl_3$ ; E) $DsFHex$ ; F) $BsFCHCl_3$ .....	65
Figura 18 – A) Estrutura química do ácido hexadecanoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido hexadecanoico, fração $CsFCHCl_3$ ; D) Fração $DvFCHCl_3$ ; E) fração $DsFCHCl_3$ ; F) fração $DsFHex$ ; G) fração $DvFHex$ ; H) fração $GrFCHCl_3$ ; I) fração $GrFHex$ ; J) fração $BsFCHCl_3$ .....	67

Figura 19 – A) Estrutura química do ácido heptadecanoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido heptadecanoico para a fração GrFCHCl <sub>3</sub> .	68
Figura 20 – A) Estrutura química do ácido octadecanoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido octadecanoico para fração CsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DvFCHCl <sub>3</sub> ; E) fração DsFCHCl <sub>3</sub> ; F) fração DsFHex; G) fração DvFHex; H) fração GrCHCl <sub>3</sub> ; I) fração BsFCHCl <sub>3</sub> .	69
Figura 21 – A) Estrutura química do (9E)-hexadec-9-enoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido (9E)-hexadec-9-enoico na fração DsFHex.	71
Figura 22 – A) Estrutura química do (9Z)-hexadec-9-enoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido (9Z)-hexadec-9-enoico na fração DsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração BsFCHCl <sub>3</sub> .	71
Figura 23 – A) Estrutura química do (9Z)-octadec-9-enoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido (9Z)-octadec-9-enoico na fração DvFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DsFCHCl <sub>3</sub> ; E) DsFHex; F) fração GrFCHCl <sub>3</sub> ; G) fração DvFHex.	73
Figura 24 – A) Estrutura química do ácido (6Z, 9Z, 12Z)-octadeca-6,9,12-trienoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido (6Z, 9Z, 12Z)-octadeca-6,9,12-trienoico na fração DvFCHCl <sub>3</sub> .	75
Figura 25 – Fragmentação do aldeído tetradecanal e fragmentos característicos de aldeídos.	75
Figura 26 – A) Estrutura química do (2E)-Dec-2-enal; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (2E)-Dec-2-enal na fração CsCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DsFHex; E) fração GrFHex.	76
Figura 27 – A) Estrutura química do (2E,4Z)-Deca-2,4-dienal; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (2E,4Z)-Deca-2,4-dienal na fração DvFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DvFHex.	77
Figura 28 – A) Estrutura química do nonanal; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a nonanal na fração FCsCHCl <sub>3</sub> .	78
Figura 29 – A) Estrutura química do tridecanal; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tridecanal na fração CsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DsFCHCl <sub>3</sub> ; E) fração BsFCHCl <sub>3</sub> .	79
Figura 30 – A) Estrutura química do tetradecanal; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tetradecanal na fração CsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DsFCHCl <sub>3</sub> ; E) fração DsFCHCl <sub>3</sub> ; F) fração DsFHex.	80
Figura 31 – A) Estrutura química do pentadecanal; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a pentadecanal na fração CsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração GrFCHCl <sub>3</sub> ; E) fração BsFCHCl <sub>3</sub> .	81
Figura 32 – A) Estrutura química do hexadecanal; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o hexadecanal na fração CsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DsFCHCl <sub>3</sub> ; E) fração DsFHex; F) fração GrFHex; G) fração BsFCHCl <sub>3</sub> .	82
Figura 33 – Fragmentação do aldeído tetradecanal e fragmentos característicos de álcoois.	83
Figura 34 – A) Estrutura química do dodecan-1-ol; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o dodecan-1-ol na fração CsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DsFHex; E) fração DvFHex; F) fração GrFHex.	83

Figura 35 – A) Estrutura química do tridecan-1-ol; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tridecan-1-ol na fração DvFHex. ....	84
Figura 36 – A) Estrutura química do tetradecan-1-ol; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tetradecan-1-ol na fração DvFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DsFCHCl <sub>3</sub> ; E) fração DsFHex; F) fração GrFHex; G) BsFCHCl <sub>3</sub> . ....	85
Figura 37 – Fragmentação da amida <i>N,N</i> -dimetilhexadecamida e seus fragmentos característicos. ....	86
Figura 38 – A) Estrutura química da (9 <i>Z</i> )-octadec-9-enamida; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a (9 <i>Z</i> )-octadec-9-enamida na fração DvFCHCl <sub>3</sub> . ....	87
Figura 39 – A) Estrutura química da <i>N,N</i> -dimetilexadecamida; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a <i>N,N</i> -dimetilexadecamida na fração GrFCHCl <sub>3</sub> . ....	88
Figura 40 - Fragmentação da cetona heptadecan-2-ona e seus principais fragmentos.....	88
Figura 41 – A) Estrutura química da decan-2-ona; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a decan-2-ona na fração CsFCHCl <sub>3</sub> . ....	89
Figura 42 – A) Estrutura química da heptadecan-2-ona; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a heptadecan-2-ona na fração DsFCHCl <sub>3</sub> ... ..	89
Figura 43 - Fragmentação do éster hexadecanoato de metila e os fragmentos característicos dos ésteres.....	90
Figura 44 – A) Estrutura química do (9 <i>Z</i> )-hexadec-9-enoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (9 <i>Z</i> )-hexadec-9-enoato de metila na fração DsFHex. ....	91
Figura 45 – A) Estrutura química do (9 <i>Z</i> )-Octadec-9-enoato de etila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (9 <i>Z</i> )-Octadec-9-enoato de etila. ....	92
Figura 46 – A) Estrutura química do (9 <i>Z</i> )-Octadec-9-enoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (9 <i>Z</i> )-Octadec-9-enoato de metila na fração DsFHex; D) fração DvFCHCl <sub>3</sub> . ....	93
Figura 47 – A) Estrutura química do (9 <i>Z</i> ,12 <i>Z</i> )-Octadeca-9,12-dienato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (9 <i>Z</i> ,12 <i>Z</i> )-Octadeca-9,12-dienato de metila na fração DvFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DsFHex; E) fração DvFHex; F) fração GrFHex. ....	94
Figura 48 – A) Estrutura química do 9-oxononanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o 9-oxononanoato de metila na fração CsFCHCl <sub>3</sub> . ....	95
Figura 49 – A) Estrutura química do dec-9-enoato de etila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o dec-9-enoato de etila na fração DvFHex. ....	96
Figura 50 – A) Estrutura química do decanoato de etila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o decanoato de etila na fração DvFHex. ....	97
Figura 51 – A) Estrutura química do decanoato de isopentila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o decanoato de isopentila na fração fração DsFHex.....	97

Figura 52 – A) Estrutura química do docosanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o docosanoato de metila na fração CsFCHCl <sub>3</sub> .	98
Figura 53 – A) Estrutura química do dodecanoato de etila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o dodecanoato de etila na fração DvFHex.	99
Figura 54 – A) Estrutura química do eicosanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o eicosanoato de metila na fração CsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DsFHex.	99
Figura 55 – A) Estrutura química do heptadecanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o heptadecanoato de metila na fração CsFCHCl <sub>3</sub> .	100
Figura 56 – A) Estrutura química do hexadecanoato de etila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o hexadecanoato de etila na fração CsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DsFHex; E) fração DvFHex; F) fração GrFHex; G) fração BsFCHCl <sub>3</sub> .	101
Figura 57 – A) Estrutura química do hexadecanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o hexadecanoato de metila na fração CsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DvFCHCl <sub>3</sub> ; E) fração DsFHex; F) fração DsFCHCl <sub>3</sub> ; G) fração BsFCHCl <sub>3</sub> .	102
Figura 58 – A) Estrutura química do octadecanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a octadecanoato de metila na fração CsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DsFHex; E) fração BsFCHCl <sub>3</sub> .	103
Figura 59 – A) Estrutura química do octadecanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a octadecanoato de metila na fração CsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DsFHex; E) fração BsFCHCl <sub>3</sub> .	104
Figura 60 – A) Estrutura química do pentadecanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a pentadecanoato de metila na fração CsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DsFHex.	105
Figura 61 – A) Estrutura química do tetracosanoato; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tetracosanoato na fração CsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DsFHex.	106
Figura 62 – A) Estrutura química do tetradecanoato de etila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tetradecanoato de etila na fração GrFHex.	107
Figura 63 – A) Estrutura química do tetradecanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tetradecanoato de metila na fração CsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DvFCHCl <sub>3</sub> ; E) fração DsFHex.	108
Figura 64 – Fragmentação do (3β)-estigmast-5-en-3-ol e os fragmentos característicos.	109
Figura 65 – A) Estrutura química do (3β)-Colesta-4,6-dien-3-ol; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (3β)-Colesta-4,6-dien-3-ol na fração DvFHex.	110
Figura 66 – A) Estrutura química do (3β)-estigmast-5-en-3-ol; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (3β)-estigmast-5-en-3-ol na fração CsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DvFHex.	111

Figura 67 – A) Estrutura química do colestá-3,5-dieno; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o colestá-3,5-dieno na fração DvFCHCl <sub>3</sub> .	112
Figura 68 – A) Estrutura química da estigmast-4-en-3-ona; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a estigmast-4-en-3-ona na fração CsFCHCl <sub>3</sub> .	113
Figura 69 – Fragmentação do hexadecano e fragmentos característicos para hidrocarbonetos saturados.	113
Figura 70 – A) Estrutura química do 4-metileptadecano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o 4-metileptadecano na fração DvFCHCl <sub>3</sub> .	114
Figura 71 – A) Estrutura química do heptadec-1-eno; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o heptadec-1-eno na fração fração DsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DsFHex; E) fração DvFHex.	115
Figura 72 – A) Estrutura química do heptadec-8-eno; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o heptadec-8-eno na fração DvFHex.	116
Figura 73 – A) Estrutura química do heptadecano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o heptadecano na fração DsFHex; D) fração GrFHex; E) fração BsFCHCl <sub>3</sub> .	117
Figura 74 – A) Estrutura química do hexadecano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o hexadecano na fração DvFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DsFHex; E) fração DvFHex; F) fração GrFHex.	118
Figura 75 – A) Estrutura química do nonacosano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a nonacosano na fração DvFHex.	119
Figura 76 – A) Estrutura química do nonadecano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a nonadecano na fração DvFHex; D) fração GrFHex.	120
Figura 77 – A) Estrutura química do octadecano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a octadecano na fração DvFHex.	121
Figura 78 – A) Estrutura química do pentadecano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a pentadecano na fração GrFHex. D) fração BsFCHCl <sub>3</sub> ; E) fração DvFCHCl <sub>3</sub> ; F) fração CsFCHCl <sub>3</sub> .	122
Figura 79 – A) Estrutura química do tetradecano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tetradecano na fração DvFHex; D) fração GrFHex.	123
Figura 80 – A) Estrutura química do tricosano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tricosano na fração BsFCHCl <sub>3</sub> .	124
Figura 81 - Fragmentação para o terpenoide ( <i>E</i> )-fítol e seus fragmentos característicos.	124
Figura 82 – A) Estrutura química da (-)-loliolida; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a (-)-loliolida na fração BsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DsFCHCl <sub>3</sub> ; E) fração CsFCHCl <sub>3</sub> .	125
Figura 83 – A) Estrutura química do ( <i>L</i> )-linalol; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ( <i>L</i> )-linalol na fração GrFHex.	126

Figura 84 – A) Estrutura química do ( <i>E</i> )-fitol; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ( <i>E</i> )-fitol na fração DsFHex; D) fração BsFCHCl <sub>3</sub> ; E) fração GrCHCl <sub>3</sub> ; F) fração GrFHex.....	127
Figura 85 – A) Estrutura química da 4,4,7a-trimetil-5,6,7,7a-tetraidro-1-benzofuran-2(4H)-ona; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a 4,4,7a-trimetil-5,6,7,7a-tetraidro-1-benzofuran-2(4H)-ona na fração CsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração GrCHCl <sub>3</sub> ; E) fração GrFHex .....	128
Figura 86 – A) Estrutura química do 6,10,14-trimetilpentadecan-2-ona; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o 6,10,14-trimetilpentadecan-2-ona na fração BsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração CsFCHCl <sub>3</sub> ; E) fração DvFCHCl <sub>3</sub> ; F) fração DsFCHCl <sub>3</sub> ; G) fração DsFHex H) fração DvFHex; I) fração GrCHCl <sub>3</sub> ; J) fração GrFHex.....	129
Figura 87 – A) Estrutura química do 1,4-diisopropilcicloexano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o 1,4-diisopropilcicloexano na fração DsFHex.....	131
Figura 88 – A) Estrutura química do 1-isopropil-1,3,4-trimetilcicloexano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o 1-isopropil-1,3,4-trimetilcicloexano na fração DsFHex.....	132
Figura 89 – A) Estrutura química do 2,2,4,6,6-pentametileptano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o 2,2,4,6,6-pentametileptano na fração DsFHex.....	133
Figura 90 – A) Estrutura química do 2,6,10,14-tetrametilexadecano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o 2,6,10,14-tetrametilexadecano na fração DvFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração BsFCHCl <sub>3</sub> .....	134
Figura 91 – A) Estrutura química do 7,11,15-trimetil-3-metilidenoexadec-1-eno; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o 7,11,15-trimetil-3-metilidenoexadec-1-eno na fração BsFCHCl <sub>3</sub> ; D) fração DvFCHCl <sub>3</sub> ; E) fração DsFHex; F) fração DvFHex.....	135

## LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1 – Porcentagem de classes de substâncias identificadas na fração clorofórmica de <i>B. seaforthii</i> .....	40
Gráfico 2 – Porcentagem de classes de substâncias identificadas na fração clorofórmica de <i>C. sinuosa</i> .....	42
Gráfico 3 – Porcentagem de classes de substâncias identificadas na fração clorofórmica de <i>D. simplex</i> .....	44
Gráfico 4 – Porcentagem de classes de substâncias identificadas na fração clorofórmica de <i>D. versluysii</i> .....	45
Gráfico 5 – Porcentagem de classes de substâncias identificadas na fração clorofórmica de <i>G. rugosa</i> .....	47
Gráfico 6 – Porcentagem de classes de substâncias identificadas na fração hexânica de <i>D. simplex</i> .....	51
Gráfico 7 – Porcentagem de classes de substâncias identificadas na fração hexânica de <i>D. versluysii</i> .....	54
Gráfico 8 – Porcentagem de classes de substâncias identificadas na fração hexânica de <i>G. rugosa</i> .....	56



## LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Substâncias identificadas na fração clorofórmica de <i>B. seaforthii</i> , distribuídas pelo tempo de retenção.....	41
Tabela 2 – Substâncias identificadas na fração clorofórmica de <i>C. sinuosa</i> , distribuídas pelo tempo de retenção.....	43
Tabela 3 – Substâncias identificadas na fração clorofórmica de <i>D. simplex</i> , distribuídas pelo tempo de retenção.....	45
Tabela 4 – Substâncias identificadas na fração clorofórmica de <i>D. versluysii</i> , distribuídas pelo tempo de retenção.....	46
Tabela 5 – Substâncias identificadas na fração clorofórmica de <i>G. rugosa</i> , distribuídas pelo tempo de retenção.....	48
Tabela 6 – Substâncias identificadas nas frações clorofórmicas analisadas e as espécies nas quais estas foram identificadas.....	49
Tabela 7 – Substâncias identificadas na fração hexânica de <i>D. simplex</i> , distribuídas pelo tempo de retenção.....	53
Tabela 8 – Substâncias identificadas na fração hexânica de <i>D. versluysii</i> , distribuídas pelo tempo de retenção.....	55
Tabela 9 – Substâncias identificadas na fração hexânica de <i>G. rugosa</i> , distribuídas pelo tempo de retenção.....	57
Tabela 10 – Substâncias identificadas nas frações hexânicas e Espécies nas quais foram identificadas.....	57

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	<b>21</b>
<b>2 OBJETIVOS</b> .....	<b>23</b>
<b>2.1 Objetivo Geral</b> .....	<b>23</b>
<b>2.2 Objetivos Específicos</b> .....	<b>23</b>
<b>3 REVISÃO DE LITERATURA</b> .....	<b>24</b>
<b>3.1 Algas</b> .....	<b>24</b>
3.1.1 Rhodophyta.....	26
3.1.1.1 <i>Bryothamnion seaforthii</i> .....	27
3.1.1.2 <i>Digenea simplex</i> .....	27
3.1.1.3 <i>Galaxaura rugosa</i> .....	28
3.1.2 Chlorophyta .....	28
3.1.2.1 <i>Dictyosphaeria versluysii</i> .....	30
3.1.3 Ochrophyta .....	31
3.1.3.1 <i>Colpomenia sinuosa</i> .....	32
<b>3.2 Ácidos Graxos em Algas</b> .....	<b>32</b>
<b>3.3 Cromatografia em Fase Gasosa Acoplada à Espectrometria de Massas</b> .....	<b>34</b>
<b>4 METODOLOGIA</b> .....	<b>37</b>
<b>4.1 Obtenção das Algas Marinhas</b> .....	<b>37</b>
<b>4.2 Preparação dos Extratos Brutos e das Frações</b> .....	<b>37</b>
<b>4.3 Análise por Cromatografia Gasosa Acoplada a Espectrometria de Massas</b> .....	<b>37</b>
<b>4.4 Identificação dos Compostos</b> .....	<b>38</b>
<b>5 RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	<b>40</b>
<b>5.1 Análise Química das Frações Apolares dos Extratos Metanólicos das Algas Marinhas</b> .....	<b>40</b>
5.1.1 Ácidos graxos .....	59
5.1.1.1 Ácido nonanoico.....	60
5.1.1.2 Ácido decanoico .....	60
5.1.1.3 Ácido dodecanoico .....	61
5.1.1.4 Ácido tetradecanoico .....	63
5.1.1.5 Ácido pentadecanoico.....	65
5.1.1.6 Ácido hexadecanoico.....	66

5.1.1.7	Ácido heptadecanoico.....	68
5.1.1.8	Ácido octadecanoico.....	69
5.1.1.9	Ácidos (9Z)-hexadec-9-enoico e (9E)-hexadec-9-enoico.....	70
5.1.1.10	Ácido (9Z)-octadec-9-enoico.....	72
5.1.1.11	Ácido (6Z, 9Z, 12Z)-octadec-6,9,12-trienoico.....	74
5.1.2	Aldeídos .....	75
5.1.2.1	(2E)-Dec-2-enal .....	76
5.1.2.2	(2E,4Z)-Deca-2,4-dienal .....	77
5.1.2.3	Nonanal.....	77
5.1.2.4	Tridecanal .....	78
5.1.2.5	Tetradecanal.....	79
5.1.2.6	Pentadecanal .....	80
5.1.2.7	Hexadecanal.....	81
5.1.3	Álcoois.....	83
5.1.3.1	Dodecan-1-ol .....	83
5.1.3.2	Tridecan-1-ol .....	84
5.1.3.3	Tetradecan-1-ol.....	85
5.1.4	Amidas .....	86
5.1.4.1	(9Z)-Octadec-9-enamida.....	86
5.1.4.2	N,N-dimetilexadecamida .....	87
5.1.5	Cetonas .....	88
5.1.5.1	Decan-2-ona.....	88
5.1.5.3	Heptadecan-2-ona .....	89
5.1.6	Ésteres.....	90
5.1.6.1	(9Z)-Hexadec-9-enoato de metila.....	90
5.1.6.2	(9Z)-Octadec-9-enoato de etila.....	91
5.1.6.3	(9Z)-Octadec-9-enoato de metila.....	92
5.1.6.4	(9Z,12Z)-Octadeca-9,12-dienoato de metila .....	93
5.1.6.5	9-oxononanoato de metila .....	95
5.1.6.6	Dec-9-enoato de etila.....	95
5.1.6.7	Decanoato de etila .....	96
5.1.6.8	Decanoato de isopentila.....	97
5.1.6.9	Docosanoato de metila.....	98

5.1.6.10 Dodecanoato de etila .....	98
5.1.6.11 Eicosanoato de metila .....	99
5.1.6.12 Heptadecanoato de metila.....	100
5.1.6.13 Hexadecanoato de etila .....	100
5.1.6.14 Hexadecanoato de metila.....	102
5.1.6.15 Octadecanoato de metila.....	103
5.1.6.16 Octadecanoato de etila.....	104
5.1.6.17 Pentadecanoato de metila .....	105
5.1.6.18 Tetracosanoato de metila .....	106
5.1.6.19 Tetradecanoato de etila .....	107
5.1.6.20 Tetradecanoato de metila.....	107
5.1.7 Esterois .....	108
5.1.7.1 (3 $\beta$ )-Colesta-4,6-dien-3-ol .....	109
5.1.7.2 (3 $\beta$ )-Estigmast-5-en-3-ol .....	110
5.1.7.3 Colesta-3,5-dieno.....	111
5.1.7.4 Estigmast-4-en-3-ona.....	112
5.1.8 Hidrocarbonetos.....	113
5.1.8.1 4-Metileptadecano .....	114
5.1.8.2 Heptadec-1-eno .....	114
5.1.8.3 Heptadec-8-eno.....	115
5.1.8.4 Heptadecano .....	116
5.1.8.5 Hexadecano .....	117
5.1.8.6 Nonacosano .....	118
5.1.8.7 Nonadecano .....	119
5.1.8.8 Octadecano .....	120
5.1.8.9 Pentadecano .....	121
5.1.8.10 Tetradecano .....	122
5.1.8.11 Tricosano .....	123
5.1.9 Terpenoides .....	124
5.1.9.1 (-)-Loliolida .....	124
5.1.9.2 (3 <i>R</i> )-3,7-Dimetilocta-1,6-dien-3-ol .....	126
5.1.9.3 ( <i>E</i> )-Fitol .....	126
5.1.9.4 4,4,7a-Trimetil-5,6,7,7a-tetraidro-1-benzofuran-2(4H)-ona .....	128

5.1.9.5 6,10,14-trimetilpentadecan-2-ona.....	129
5.1.9.6 1,4-Diisopropilcicloexano .....	131
5.1.9.7 1-Isopropil-1,3,4-trimetilcicloexano.....	131
5.1.9.8 2,2,4,6,6-Pentametileptano .....	132
5.1.9.9 2,6,10,14-tetrametilexadecano.....	133
5.1.9.10 7,11,15-trimetil-3-metilidenoexadec-1-eno .....	134
<b>6 CONCLUSÃO E PERSPECTIVAS.....</b>	<b>136</b>
<b>REFERÊNCIAS.....</b>	<b>138</b>
<b>APÊNDICES .....</b>	<b>151</b>

## 1 INTRODUÇÃO

As algas são encontradas em todos os continentes terrestres, seja em mares, rios, lagos, até mesmo no solo, paredes e em animais e plantas como simbioses, sendo necessária apenas a presença de luz para a realização de fotossíntese. É possível identificar dois grupos principais de algas: macroalgas, que ocupam a zona litorânea, e é geralmente subdividido em algas verdes, pardas e vermelhas; e microalgas, que são encontradas em ambos os habitats (bentônico e litorâneo) e também em águas do oceano como fitoplâncton (EL GAMAL, 2010).

As algas marinhas bentônicas são um dos grupos mais conhecidos de organismos marinhos no Brasil, como resultado dos esforços contínuos iniciados pelo pesquisador ficologista Aylthon B. Joly na década de 50 (AMADO-FILHO et al., 2006). O conhecimento sobre algas marinhas no Brasil o torna líder nos conhecimentos ficológicos na América do Sul (BURGOS; PEREIRA; BANDEIRA-PEDROSA, 2009). Levando em consideração as espécies de macroalgas pertencentes à costa brasileira, mais de 70% está presente no litoral nordestino, evidenciando a importância desta região para pesquisas ficológicas (BAHIA et al., 2010).

A subdivisão das macroalgas é feita baseando-se no pigmento constituinte de cada uma delas, podendo ser estendido para filos e classes taxonômicas. As algas verdes, do filo Chlorophyta, são caracterizadas pela presença de clorofilas **a** e **b**, na mesma proporção que a encontrada nas plantas superiores. As algas vermelhas, do filo Rhodophyta, são caracterizadas pela predominância de ficoeritrina e ficocianinas, mascarando outros pigmentos como clorofila **a**,  $\beta$ -caroteno e xantofilas. Já as algas pardas, da classe Phaeophyta, são caracterizadas pela predominância de xantofilas e fucoxantina, que mascaram outros pigmentos. Essas algas possuem também diferenças entre os polissacarídeos primários, sendo ulvan para as algas verdes; ágar e carragenanas, algas vermelhas; e alginatos, laminarinas, fucans e celulose para as algas pardas (BARSANTI; GUALTIERI, 2006c; EL GAMAL, 2010; LEE, 2008a; O'SULLIVAN et al., 2010).

A utilização de algas movimenta uma indústria multibilionária, sendo a maior parte proveniente da exploração de espécies comestíveis, ou na produção de ágar, carragenina e alginato (SMIT, 2004). É estimado que a grande variedade de produtos oferecidos pela indústria provenientes de algas tenha a produção anual em um valor de aproximadamente 6 bilhões de dólares, sendo a contribuição da indústria alimentícia em torno de 5 bilhões (TIERNEY; CROFT; HAYES, 2010). Porém, a indústria farmacêutica, nos últimos anos,

incluíram algas em suas pesquisas por novos medicamentos a partir de produtos naturais. Até a década de 50, as propriedades farmacêuticas das algas eram limitadas a conhecimentos e utilização etnofarmacológicos. Durante as décadas de 1980 e 1990, compostos com atividade biológica ou propriedades farmacológicas foram descobertos em bactérias marinhas, invertebrados e algas (SMIT, 2004).

As capacidades metabólicas e fisiológicas de organismos marinhos permitem a estes sobreviverem em habitats complexos oferecendo um grande potencial na produção de metabólitos secundários que não são encontrados em ambientes terrestres, desse modo, as algas marinhas estão entre as mais ricas fontes de compostos bioativos, sejam eles novos ou já conhecidos (CANTILLO-CIAU et al., 2010). Esses compostos isolados de macroalgas marinhas têm demonstrado várias atividades biológicas, dentre elas, antimicrobiana, antioxidante, anti-inflamatória, anticoagulante, antiviral, apoptótica (O'SULLIVAN et al., 2010), antineoplásica e imunomoduladora (PEREIRA et al., 2011). Elas também têm sido utilizadas como fonte de alimento, especialmente na China e no Japão, no tratamento de doenças como deficiência de iodo (seja no bócio, na doença de Basedow e no hipertireoidismo) e verminoses, além de fonte de vitaminas, agentes hipoglicêmicos e hipocolesterolêmicos, cicatrizantes e em ginecologia (EL GAMAL, 2010). Com base nessas premissas, este trabalho propõe a identificação de substâncias constituintes das frações apolares de algas marinhas presentes no litoral de dois estados do Nordeste brasileiro.

## **2 OBJETIVOS**

### **2.1 Objetivo Geral**

Estudar algas marinhas de dois estados do Nordeste brasileiro, quanto à composição química, através de cromatografia gasosa acoplada a espectrometria de massas.

### **2.2 Objetivos Específicos**

- Coletar e identificar algas marinhas do Filo Rhodophyta;
- Coletar e identificar algas marinhas do Filo Chlorophyta;
- Coletar e identificar algas marinhas da Classe Phaeophyceae;
- Preparar extratos metanólicos brutos, bem como frações com diferentes graus de polaridade das algas previamente coletadas;
- Identificar, através da técnica de cromatografia gasosa acoplada à espectrometria de massas, os possíveis constituintes dos extratos e frações apolares;



### 3 REVISÃO DE LITERATURA

#### 3.1 Algas

As algas são classificadas como plantas talófitas (isto é, que não possuem as divisões anatômicas *raiz*, *caule* e *folha*) que podem ser encontradas, principalmente, em água, seja marinha ou doce. As algas, de modo geral, não possuem uma única origem, fazendo com que sejam encontradas algas dentro de dois diferentes domínios Eucaryota e Procaryota (BARSANTI; GUALTIERI, 2006c; LEE, 2008a; RAVEN; EVERT; EICHHORN, 1996). Independentemente de onde ocorram, elas serão na cadeia alimentar aquática os produtores primários, já que a partir de luz, água e gás carbônico, dentro dos cloroplastos, fornecem oxigênio e matéria orgânica (ANASTASAKIS; ROSS; JONES, 2011; LEE, 2008a). As diatomáceas, algas mais abundantes no fitoplâncton, são importantes para a fixação de carbono em escala global (ADOLPH; POULET; POHNERT, 2003).

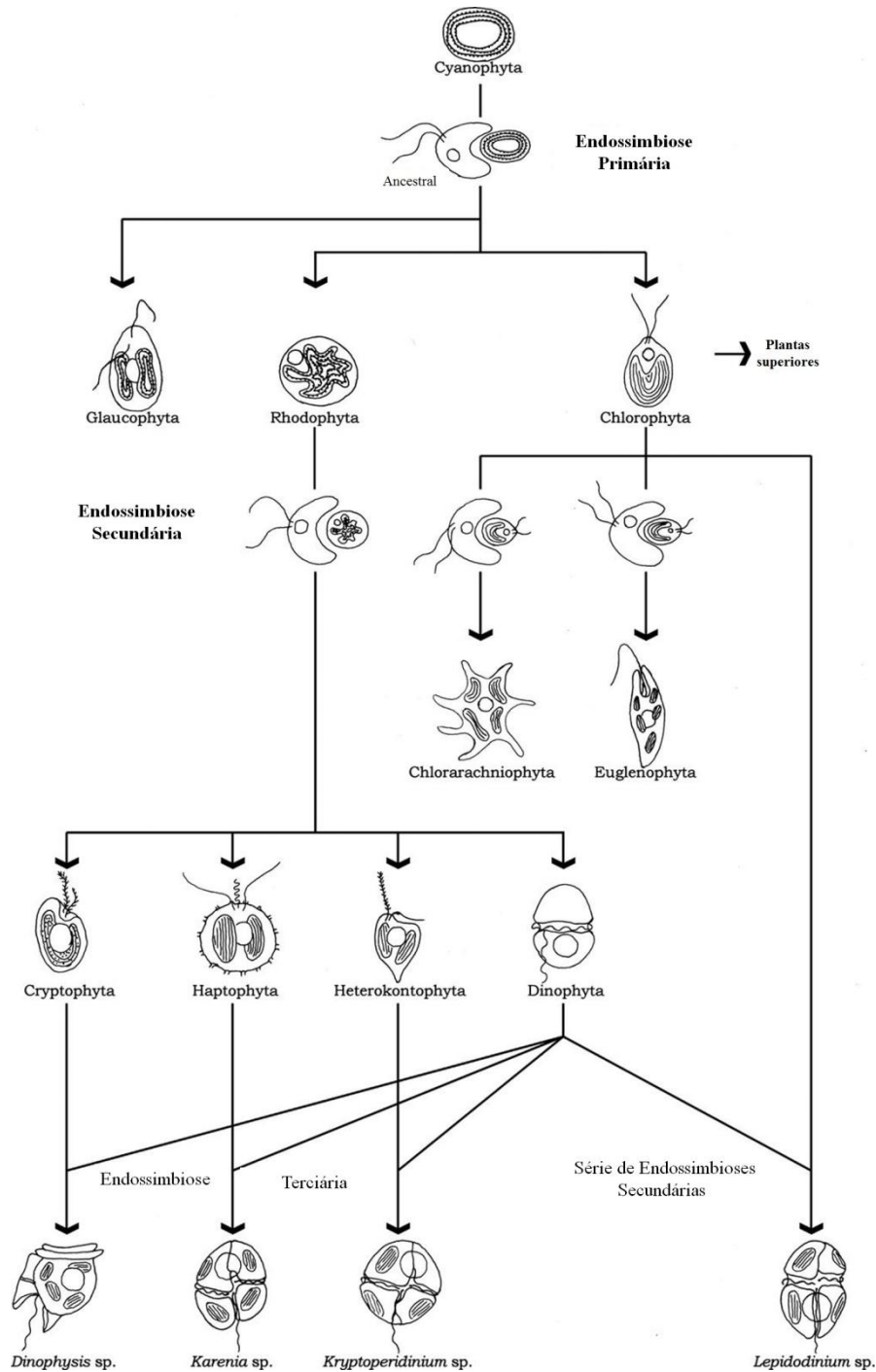
Segundo Guiry e Guiry (2014), são conhecidas e descritas mais de 35.000 espécies de algas, número relativamente pequeno já que mais de 70% da superfície terrestre é constituída por mares e oceanos, levando a crer que o número de espécies de algas é subestimado (ANASTASAKIS; ROSS; JONES, 2011). Micro e macroalgas contribuem com, aproximadamente, 40% da fotossíntese realizada no planeta, sendo um dos grupos fotossintetizantes mais antigos (MANILAL et al., 2009).

As algas apresentam diversas classes de metabólitos, podendo ser citados ácidos graxos saturados, insaturados, terpenos, esteróis, amins, amidas, fenóis, compostos halogenados, hidrocarbonetos, ésteres, álcoois, entre outros (KHALID; SHAMEEL, 2012; MOUSTAFA; EL-SHOUBAKY; SALEM, 2008; ROCHA et al., 2011; SHAMEEL; AFAQ-HUSAIN; ZARINA, 2011; SHAMEEL; SHEIKH; ZARINA, 2013).

As algas, tradicionalmente, podem ser classificadas de acordo com as cores verde (algas do Filo Chlorophyta), vermelha (Filo Rhodophyta), marrom ou parda (algas da Classe Phaeophyceae), entre outras, já que a taxonomia está em constante revisão, com novas evidências genéticas e estruturais (BASANTI et al., 2008). Uma classificação mais precisa, divide as algas em quatro grupos distintos, são eles: Algas procarióticas, compreendendo as cianobactérias; algas eucarióticas com duas membranas envolvendo os cloroplastos, que incluem os Filos Chlorophyta, Rhodophyta e Glaucophyta (um intermediário na evolução dos cloroplastos); algas que possuem cloroplastos envolvidos por três membranas, que incluem os filios Euglenophyta e Dinophyta, além de Apicomplexa; e por fim, algas que possuem cloroplastos envolvidos por duas membranas e estão contidos no retículo endoplasmático

incluindo o Filo Orchrophyta e as classes Phaeophyceae, Xanthophyceae, entre outras. Esta divisão é fundamentada na teoria de que os cloroplastos são resultado de endossimbioses (FIGURA 1) (BARSANTI; GUALTIERI, 2006a; CAVALIER-SMITH, 2000; LEE, 2008a).

**Figura 1 – Endossimbiose explicando a origem dos cloroplastos nas algas e nas plantas superiores.**



Fonte: Modificado de BARSANTI; GUALTIERI, 2006c.

Micro e macroalgas podem ser utilizadas como fonte de energia renovável por possuírem quantidades consideráveis de lipídios em sua biomassa, porém as microalgas vêm

recebendo maior atenção devido a facilidade com que crescem, além do pouco espaço que necessitam, podendo inclusive se desenvolverem dentro dos próprios reatores conversores de biocombustíveis (ARESTA; DIBENEDETTO; BARBERIO, 2005).

### 3.1.1 Rodhophyta

O Filo Rhodophyta, algas vermelhas, que possui mais de 6.500 espécies de algas descritas, pertence ao Reino Plantae, sendo o mais numeroso tipo de algas deste reino (GUIRY; GUIRY, 2014a) e, provavelmente as mais antigas dentre as algas eucarióticas existentes (LEE, 2008). As rodófitas são comumente encontradas em ambientes marinhos, mas também podem estar presentes em água doce e ambientes terrestres (BARSANTI; GUALTIERI, 2006c).

A cor vermelha presente nestas algas, que as caracterizam, ocorre devido à presença da família de proteínas das ficoeritrinas, além de fucoxantina e ficicianobilina, que acabam mascarando outros pigmentos, caso estejam presentes nas espécies deste Filo (BOLD, 1985, apud EL GAMAL, 2010). O pigmento ficoeritrina pertence a uma família de proteínas com coloração vermelha intensa chamada ficobiliproteínas. Estas proteínas são responsáveis pela captação de luz nas células das algas vermelhas, bem como nas cianobactérias. As ficoeritrinas presentes nas algas vermelhas são basicamente de dois tipos, B-ficoeritina e R-ficoeritina, que diferem na quantidade de ficobiliproteínas que possuem (GLAZER, 1994).

Existem no Brasil, 608 espécies do Filo Rhodophyta, compreendendo três Classes, Bangiophyceae, Compsopogonophyceae e Florideophyceae, que podem ser conferidas no Apêndice A. Dentre as famílias compreendidas pelo Filo, está a Rhodomelaceae que possui 971 espécies descritas nos mais diversos gêneros, dentre eles os gêneros *Acanthophora*, *Laurencia*, *Digenea* e *Bryothamnion* todos estes encontrados também no Brasil (GUIRY; GUIRY, 2014a).

As rodófitas são importantes comercialmente na produção de ágar, lectinas, carragenanas, sendo também consumidas como alimento no Japão; como, por exemplo, algas do gênero *Porphyra* que são utilizados para a produção de “Nori”, um dos ingredientes do sushi. Além disso, o mercado de Nori atinge cifras maiores que US\$ 1.000.000 (EL GAMAL, 2010).

### 3.1.1.1 *Bryothamnion seaforthii*

A espécie *B. seaforthii* (FIGURA 2) está distribuída pela costa da América do Sul, indo até o mar do Caribe (MEDINA-RAMIREZ et al., 2007), além de partes da África e da Ásia (GUIRY; GUIRY; 2014). Esta espécie é bastante utilizada para a produção de ágar lectinas que apresentaram interações com proteínas de tumores (CONRADO et al., 2012); aceleraram o processo de cura de feridas em ratos (NASCIMENTO-NETO et al., 2012); além de inibirem o crescimento de cepas de *Streptococcus mutans* (TEIXEIRA et al., 2007).

**Figura 2 – *Bryothamnion seaforthii*.**



Fonte: Modificada de OLIVEIRA; HORTA; SILVA, 2014.

### 3.1.1.2 *Digenea simplex*

A alga da espécie *D. simplex* (FIGURA 3) é encontrada em zonas tropicais e temperadas (ORFANIDIS; BREEMAN, 1999). Esta espécie vem sendo utilizada na Ásia como droga anti-helmíntica por vários séculos, no Japão, por exemplo, está descrita na Farmacopeia Japonesa desde o século 9 para tratar ascaridíase, sendo usada após decocção. Em busca do princípio ativo, presente no extrato de *D. simplex*, chegou-se ao ácido caínico, que está presente em células desta alga, como responsável por esta atividade (HIGA; KUNIYOSHI, 2000; SAKAI et al., 2005; TAKANO et al., 2003).

Esta espécie também foi avaliada com relação à atividade larvicida, contra larvas do mosquito transmissor da dengue no Brasil, *Aedes aegypti*, e moluscicida, contra caramujos da espécie *Biomphalaria glabrata*, vetores da esquistossomose no país, porém tanto extrato bruto, quanto frações com diferentes graus de polaridade se mostraram inativas (GUEDES et al., 2014), além da atividade antifúngica de cinco frações de *D. simplex*, onde a fração etanólica apresentou os melhores resultados frente as cepas de *Trichophyton rubrum*,

*T.mentagrophytes*, *Microsporium gypseum*, *Candida albicans*, *C. krusei* e *C. parapsilosis* (GUEDES et al., 2012)

**Figura 3 – *Digenea simplex*: 1 – alga coletada; 2 – parte superior do talo; 3 – alga em seu habitat.**



Fonte: Modificado de GUIRY; GUIRY, 2014b.

### 3.1.1.3 *Galaxaura rugosa*

A alga vermelha da espécie *G. rugosa* está distribuída mundialmente em zonas tropicais (GUIRY; GUIRY, 2014a) sendo também encontrada em águas brasileiras (CREED et al., 2006), como, por exemplo, no arquipélago de Fernando de Noronha (FERREIRA et al., 2012a). Ela se caracteriza por apresentar ramos avermelhados cilíndricos e ocos, com pontas amareladas nas extremidades, formando estruturas que lembram tufos, com cerca de 10-15 centímetros de diâmetro (FIGURA 4) (HOFFMAN et al., 2008).

**Figura 4 – *Galaxaura rugosa* em seu habitat.**



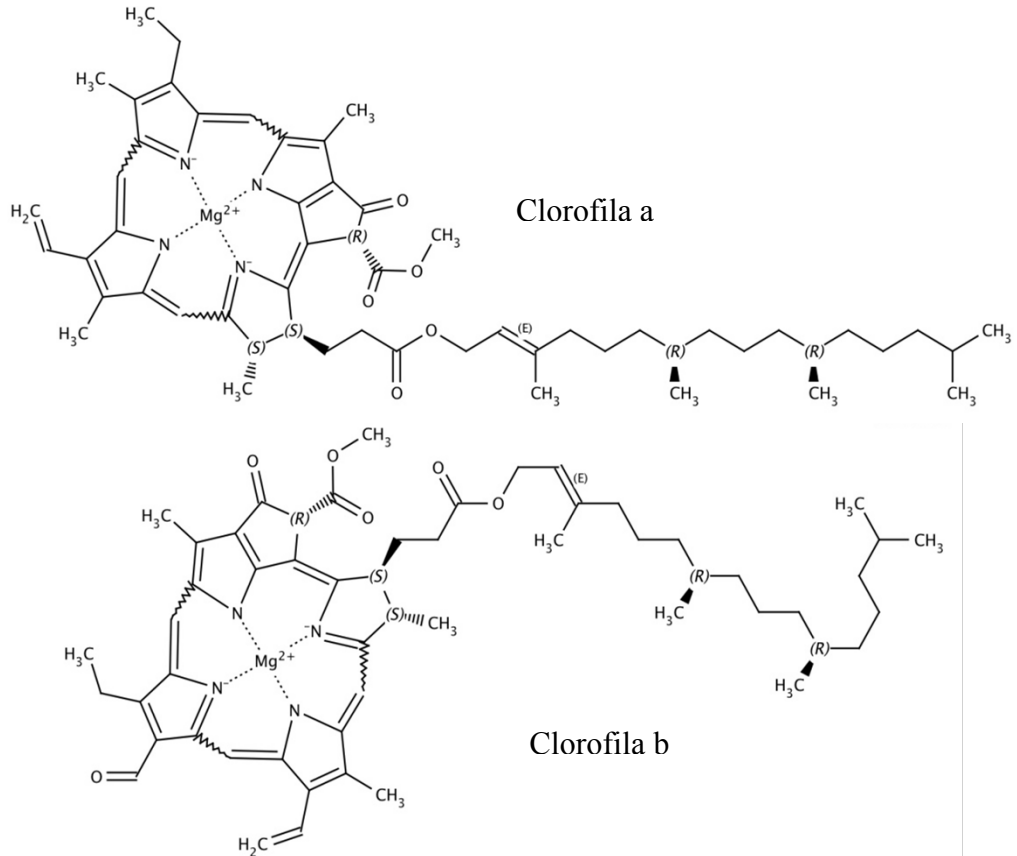
Fonte: Modificado de GUIRY; GUIRY, 2014c.

### 3.1.2 Chlorophyta

As algas verdes são compreendidas pelo Filo Chlorophyta que possui mais de 5.500 espécies de micro e macroalgas catalogadas e descritas (GUIRY; GUIRY, 2014d). Estas algas são encontradas principalmente em água doce, sendo apenas algumas Ordens que pertencem

aos mares, como a Cladophorales, à qual pertence a espécie *D. versluysii* (GUIRY; GUIRY, 2014d; LEE, 2008a). Diferente dos outros tipos de algas, o estoque energético produzido na forma de amido, é armazenado no cloroplasto e não no citoplasma. Estas algas possuem clorofilas do tipo a e b. (FIGURA 5) (LEE, 2008a).

**Figura 5 – Estruturas das clorofilas a e b.**



Fonte: Modificado de LEE, 2008.

O Filo Chlorophyta possui, no Brasil, 655 espécies de algas descritas, incluindo micro e macroalgas de quatro Classes distintas: Chlorophyceae, com 331 espécies; Pedinophyceae, com duas espécies; Trebouxiophyceae, 84 espécies; e Ulvophyceae, com 238 espécies, sendo desta classe a espécie *Dictyosphaeria versluysii* (APÊNDICE B) (GUIRY; GUIRY, 2014d).

Algumas espécies deste Filo são comestíveis, como as algas do gênero *Caulerpa*, que são consumidas como salada nas Filipinas e outros países asiáticos (HIGA; KUNIYOSHI, 2000). Este mesmo gênero possui espécies que são fontes de inseticidas, se mostrando eficiente contra larvas de mosquitos da espécie *Culex pipiens* (ALARIF et al., 2010). Este gênero também é importante por ser fonte de esteróis, que biologicamente atuam como hormônios, vitaminas e componentes de membranas (SHEVCHENKO et al., 2009).

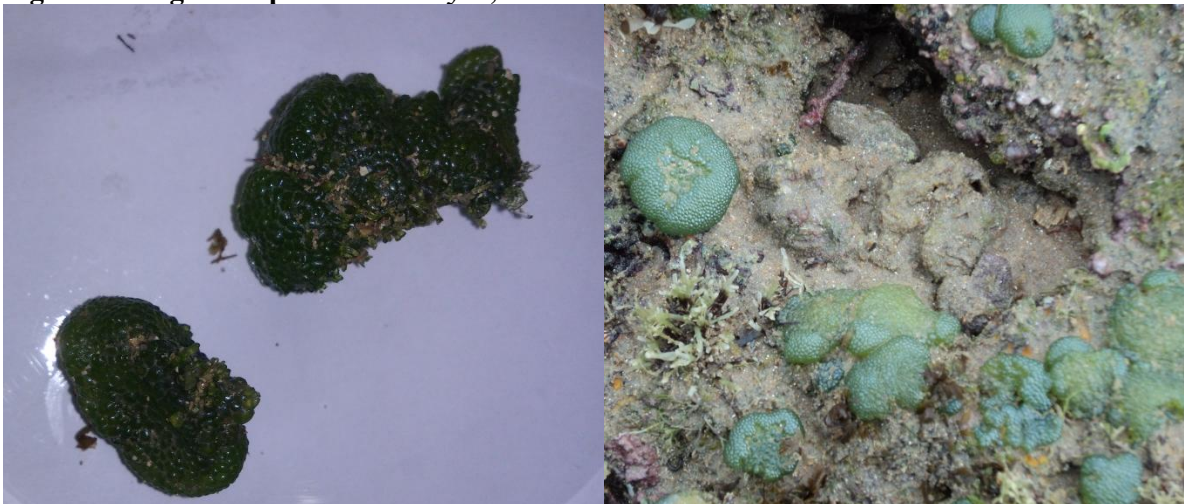
Microalgas verdes, devido seu conteúdo lipídico de ácidos graxos, podem ser usadas como fonte na produção de biodiesel, dependendo da biomassa disponível de cada espécie. A espécie, encontrada no Brasil, *Parachlorella kessleri*, por exemplo, devido seu conteúdo lipídico, está sendo estudada por pesquisadores da Malásia para a produção de biocombustível (MING et al., 2012). Essa produção vem crescendo exponencialmente nos últimos anos, já que os combustíveis fósseis são uma fonte esgotável de energia, enquanto que algas e outras fontes de energia renovável não o são (ARIAS-PEÑARANDA et al., 2013).

Representantes dos gêneros *Ulva* e *Enteromorpha* são utilizados como fonte de alimento, além disso, são também conhecidos por possuírem o polissacarídeo ulvan como um de seus constituintes. O ulvan é composto, principalmente, por sulfato, ramnose, xilose e ácido glicurônico, sendo interessantes na indústria de polímeros, para alimentos, para a indústria farmacêutica e de insumos químicos para agricultura (LAHAYE; ROBIC, 2007).

#### 3.1.2.1 *Dictyosphaeria versluysii*

A espécie *D. versluysii*, espécie distribuída mundialmente, também é encontrada no Brasil, nos estados do nordeste, formando populações pequenas e espalhadas, encrustada nos corais por rizoides basais. Ela possui formato esférico-achatado, com 0,3-1,2 cm de comprimento e 1,9-3,5 cm de diâmetro (FIGURA 6) (ALMEIDA et al., 2012).

**Figura 6 – Alga da espécie *D. versluysii*, isolada e em seu habitat natural.**



Fonte: Autor, 2014.

Estudos realizados quanto à atividade desta espécie, como a atividade larvicida frente larvas do mosquito da dengue *Aedes aegypti* (BIANCO et al., 2013), e a atividade de hemaglutinação, onde o extrato desta foi mais efetivo na hemaglutinação em eritrócitos de animais que em eritrócitos de humanos (HUNG et al., 2011), mostram o interesse dos

pesquisadores em produtos naturais provenientes de algas, e também neste representante do Filo Chlorophyta.

### 3.1.3 Ochrophyta

O Filo Ochrophyta compreende mais de 13.500 espécies de algas. Uma das classes deste é a Pheophyceae, que compreende as algas pardas, ou marrons, com 1.840 espécies descritas. No Brasil, existem 898 espécies descritas neste Filo (APÊNDICE C), mas à Classe Pheophyceae, são 128 exemplares descritos, incluindo variedades e formas (GUIRY; GUIRY, 2014e).

A classe Pheophyceae, cujas algas recebem a demoninação de algas marrons, possui essa coloração devido a grande quantidade de fucoxantina presente em seus cloroplastos, apesar de possuir também clorofilas a e c. Estas algas são encontradas principalmente em águas marinhas, não havendo espécies de água doce no Brasil (BARSANTI; GUALTIERI, 2006c; LEE, 2008b).

As algas desta classe são as mais cultivadas para fins comerciais, com números que chegam seis milhões de toneladas; em segundo lugar as algas vermelhas, com três milhões de toneladas; e, em terceiro, as verdes, com 100.000 toneladas. Entre os anos de 1981 e 2002, a quantidade de algas cultivadas passou de três para treze milhões de toneladas, em peso úmido, sendo estes números devido a grande produção de países do Leste e Sudeste Asiático, principalmente a China, que é responsável por mais de 75% deste comércio (BARSANTI; GUALTIERI, 2006b). A Figura 7 exemplifica o cultivo de alga da espécie *Saccharina japonica* na China.

**Figura 7 – Cultivo de algas na China, espécie *Saccharina japonica*.**



Fonte: Modificada de GUIRY; GUIRY, 2014f.



### 3.1.3.1 *Colpomenia sinuosa*

As algas do gênero *Colpomenia*, que possui atualmente 12 espécies, pertencem à Família Scytosiphonaceae, uma das famílias compreendidas pela Classe Phaeophyceae; estando a espécie *C. sinuosa* (FIGURA 8) distribuída mundialmente (GUIRY; GUIRY, 2014e). Diversos estudos realizados com essa espécie acerca de suas atividades biológicas mostram a importância desta alga para a busca de produtos naturais (DEMIREL et al., 2009).

**Figura 8 – *Colpomenia sinuosa* em seu habitat natural.**



Fonte: Modificada de GUIRY; GUIRY, 2014g.

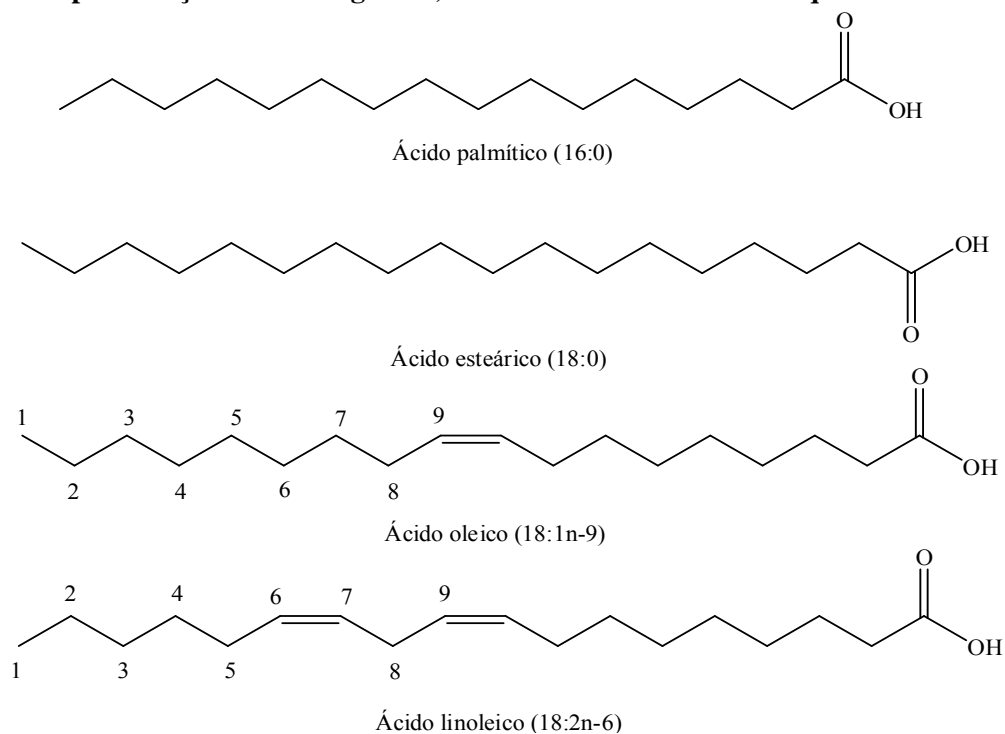
Dentre os constituintes químicos desta espécie podem ser citados: ácido oleico, como o ácido graxo de maior porcentagem relativa; a presença de um único esterol, estigmasta-5,23-dien-3 $\beta$ -ol; e o derivado de lactona padinolida, isolado também em algas da espécie *Padina antillarum* (SHAMEEL; SHEIKH; ZARINA, 2013).

## 3.2 Ácidos Graxos em Algas

Lipídios são os constituintes celulares mais abundantes e com a maior diversidade de funções nos organismos. Os lipídios naturais são constituídos principalmente de ácidos graxos, que podem ser encontrados na forma livre, ou esterificados (AKOTO et al., 2008). Ácidos graxos são ácidos carboxílicos que possuem uma grande cadeia de hidrocarbonetos em posição  $\alpha$  à carboxila, podendo esta cadeia conter insaturações e/ou ramificações (NELSON; COX, 2011). As algas possuem ácidos graxos que diferem dos presentes nas plantas superiores, principalmente no que diz respeito aos ácidos graxos de insaturados com cadeias contendo mais de 20 carbonos (HEIBA, 1989).

Os ácidos graxos podem ser classificados de acordo com o tipo de ligações entre os átomos de carbono, isto é, se são saturados ou insaturados, e se insaturados, quanto ao número de insaturações que possuem: Ácidos Graxos Saturados (SFA, do inglês, *Saturated Fatty Acid*); Ácidos Graxos Monoinsaturados (MFA, do inglês, *Monounsaturated Fatty Acid*); e Ácidos Graxos Poli-insaturados (PUFA, do inglês, *Polyunsaturated Fatty Acid*). Podem ser classificados também quanto ao tamanho da cadeia carbônica: ácido graxo de cadeia curta; ácido graxo de cadeia média; e ácido graxo de cadeia longa. A Figura 9 mostra exemplos de SFA, MFA e PUFA, em cadeias longas (TVRZICKA et al., 2011).

**Figura 9 – Representação de ácidos graxos, nomes comuns e fórmulas esquemáticas.**



Fonte: Modificado de TVRZICKA et al., 2011.

Ácidos graxos polinsaturados com cadeias longas, como ácido araquidônico, ácido  $\alpha$ -linoleico, são importantes para a indústria farmacêutica e nutracêutica, pois o primeiro está envolvido no processo de produção de tromboxanos, prostaglandinas e leucotrienos, enquanto o segundo é importante na biossíntese de ácidos graxos essenciais para o funcionamento celular, ácido eicosapentanoico e ácido docosaexenoico (NELSON; COX, 2011; PEREIRA et al., 2012).

As algas são excelentes fontes de ácidos graxos insaturados de cadeia longa além de também serem fontes de precursores destes ácidos, como o linoleico. Clorófitas possuem alta concentração de ácido linoleico, como por exemplo, as algas dos gêneros *Codium*,

*Cladophora*, *Enteromorpha*, *Chaetomorpha*; já o gênero *Ulva* é rico em ácido  $\alpha$ -linoleico. Nas feófitas, os poli-insaturados de cadeia longa em maior concentração são ácido linoleico, ácido araquidônico e ácido eicosapentanoico, como nos gêneros, *Halopteris*, *Dictyota*, *Taonia*, *Sargassum* e *Cladosthephus*. As rodófitas, porém, não possuem o ácido linoleico como maior representante poli-insaturados, apenas os ácidos araquidônicos e eicosapentanoico, como nos gêneros, *Jania*, *Bornetia*, *Asparagopsis*, *Peyssonnelia* e *Pterocliadiella* (PEREIRA et al., 2012).

### 3.3 Cromatografia em Fase Gasosa Acoplada à Espectrometria de Massas

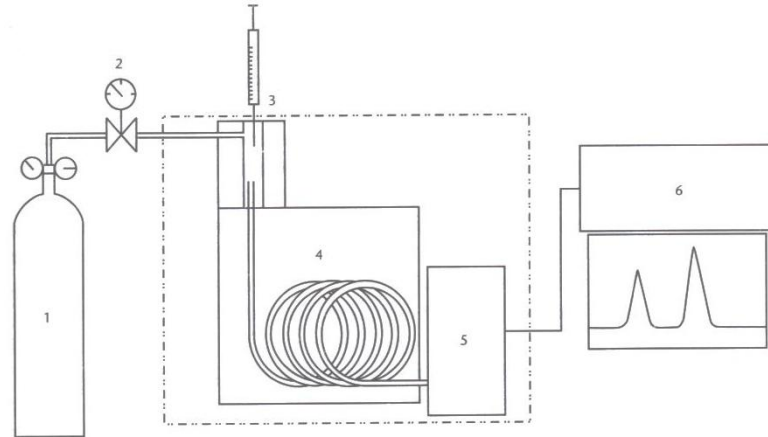
A cromatografia é uma técnica que utiliza processos físicos para separar misturas complexas de compostos que interagem com as fases móvel e estacionária. A fase estacionária pode, então, ser sólida ou líquida; enquanto que a fase móvel poderá ser líquida ou gasosa. Desse modo na cromatografia gasosa, a fase móvel é um gás que não interage com a amostra onde apenas eluirá a amostra por uma fase estacionária sólida ou líquida, classificando a cromatografia gasosa em dois tipos: Cromatografia Gás-Sólido e Cromatografia Gás-Líquido (BONATO, 2006; PERES, 2002).

A cromatografia gasosa moderna foi desenvolvida por Martin e James em 1952, e ainda na década de 60 teve uma rápida evolução e aceitação no meio acadêmico de análises químicas, bem como em outras áreas de pesquisa e desenvolvimento. Neste tipo de cromatografia há uma efetivação da separação devido à interação individual de cada componente da mistura com a fase estacionária, podendo ser retido nesta. A interação dos analitos pode ser tanto através da similaridade com os componentes da fase estacionária, como de acordo com a temperatura em que cada componente passa para a fase gasosa. E, diferentemente da cromatografia líquida, a fase móvel na gasosa serve apenas para arrastar os analitos pela coluna cromatográfica, não havendo nenhuma interação entre eles e a fase móvel (BRAITHWAITE; SMITH, 1996).

O equipamento de cromatografia possui partes fundamentais para seu funcionamento, tais como: 1) Fonte do gás de arraste, será desta fonte que o gás de arraste partirá, levando a mistura que passará pela coluna; 2) Controlador de vazão e pressão; 3) Sistema de injeção de amostra, local onde será efetuada a introdução da amostra a ser analisada; 4) Coluna cromatográfica, que é caracterizada por ser um tubo longo, onde estará fixada a fase estacionária. Este tubo pode ser de diversos materiais, mas os mais comuns são vidro, cobre, alumínio e aço inoxidável; 5) Sistema de detecção, onde as amostras separadas serão

detectadas; 6) Sistema de registo e tratamento de dados, interpreta o sinal detectado na etapa anterior transformando-o em gráficos chamados de cromatogramas, que conterão o tempo de retenção e a intensidade de sinal, que depende do detector utilizado, permitindo a cálculos de concentração através da área de cada pico (FIGURA 10) (BONATO, 2006).

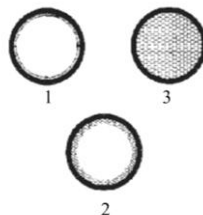
**Figura 10 - Partes de um equipamento de cromatografia: 1 - Fonte do gás de arraste; 2 - Controlador de vazão e pressão; 3 - Sistema de injeção de amostra; 4 - Coluna cromatográfica; 5 - Sistema de dectecção; 6 - Sistema de registo e tratamento de dados.**



Fonte: Modificado de BONATO, 2006.

As colunas desenvolvidas para a cromatografia gasosa podem ser agrupadas em dois grupos, colunas capilares e colunas com suporte sólido. As colunas capilares são tubos ocios e o líquido da fase estacionária estará recobrindo formando uma fina camada, característica da *coluna capilar com parede recoberta*; ou haverá um material de suporte recobrindo a face interna da coluna, usualmente terra de diatomácea, *coluna capilar com suporte recoberto*. Já nas colunas recheadas, que foram desenvolvidas nos primórdios da técnica, o tubo é completamente preenchido com um suporte sólido, sendo recoberto com a fase estacionária líquida (FIGURA 11) (HOLLER; SKOOG; CROUCH, 2009; SILVA et al., 2003).

**Figura 11 – Tipos de colunas cromatográficas: 1 – Coluna capilar com parede recoberta; 2 – Coluna capilar com suporte recoberto; 3 – Coluna recheada.**



Fonte: Modificado de SILVA et al., 2013.

Os detectores estão localizados logo após a coluna cromatográfica, e têm como função detectar os constituintes da mistura após a separação na coluna que estão presentes no gás eluente. Este componente é responsável pela transdução da molécula que chega a ele, em

sinais elétricos que são plotados em cromatogramas no sistema de tratamento e registro de dados. Existem diversos tipos de detectores que irão diferir quanto ao tipo de amostras que melhor detectarão, são eles: 1) Detector por Condutividade Térmica; 2) Detector por Ionização em Chama, um detector universal, sendo sensível à concentração da amostra; 3) Detector por Captura de Elétrons; 4) Detector Termiônico (BONATO, 2006); 5) Detector de Nitrogênio e Fósforo (AQUINO NETO; NUNES, 2003); 6) Detector por Condutividade Eletrolítica de Hall; 7) Detector por Fotoionização; 8) Detector por Emissão Iônica; 9) Detector Fotométrico de Chama; 10) Detector espectrométrico de massas (HOLLER; SKOOG; CROUCH, 2009).

O acoplamento de duas técnicas analíticas dá origem a uma técnica hifenada, resultando, neste caso, em uma técnica mais rápida e eficaz se comparada às técnicas convencionais, além disso, as técnicas hifenadas possuem a vantagem de necessitarem de quantidades menores de amostras. A utilização do espectrômetro de massas acoplado à cromatografia gasosa permite a separação e a elucidação dos mais diversos tipos de misturas, sem utilização de padrões da amostra para identificação, estes sendo apenas necessários para a quantificação (RODRIGUES et al., 2006).

A técnica CG-EM é bastante utilizada para analisar as frações apolares de extratos vegetais, pois estas frações são basicamente compostas por hidrocarbonetos ramificados, ácidos graxos, ésteres e álcoois, todos de cadeia longa, que são comumente detectados e identificados por esta técnica (TORANE et al., 2011). É possível, então, traçar o perfil químico de plantas e, com este, distinguir espécies vegetais, bem como obter informações que servem de referências farmacognósticas para identificar plantas (LIU; ZHANG; CHEN, 2012; RODRIGUES et al., 2006). Como exemplo de emprego da técnica CG-EM e produtos obtidos de vegetais, pode ser citada a caracterização de componentes químicos de vinhos, onde a partir do perfil químico é possível determinar a procedência das uvas para vinhos (SONG et al., 2014); além de controle na produção de medicamentos produzidos a partir de matéria-prima vegetal (RODRIGUES et al., 2006).

## **4 METODOLOGIA**

### **4.1 Obtenção das Algas Marinhas**

As algas marinhas foram coletadas em dois municípios da Região Nordeste, quatro espécies coletadas em Maceió, na praia de Riacho Doce, situada no litoral norte (9° 34' 0" S e 35° 39' 0" W) pela professora Dr. Élica Amara Cecília Guedes: 1) *Bryothamnion seaforthii* (Turner) Kützinger; 2) *Colpomenia sinuosa* (Mertens ex Roth) Derbès & Solier; 3) *Dictyosphaeria versluysii* Weber-van Bosse; 4) *Galaxaura rugosa* (J.Ellis & Solander) J.V.Lamouroux. A espécie *Digenea simplex* (Wulfen) C.Agardh foi coletada em João Pessoa, na praia de Ponta do Seixas, sendo cedida pela professora Dr. Bárbara Viviana de Oliveira Santos.

### **4.2 Preparação dos Extratos Brutos e das Frações**

Após coleta, as algas foram lavadas para retirada de matéria inorgânica. Após pesagem, as algas foram congeladas e então secas em liofilizador Thermo Savant para retirada da água. O material seco foi então pulverizado e levado a extração a quente em aparelho de Soxhlet, utilizando metanol como solvente. Após extração, o produto foi evaporado em evaporador rotativo a alta pressão e temperatura de 37 °C.

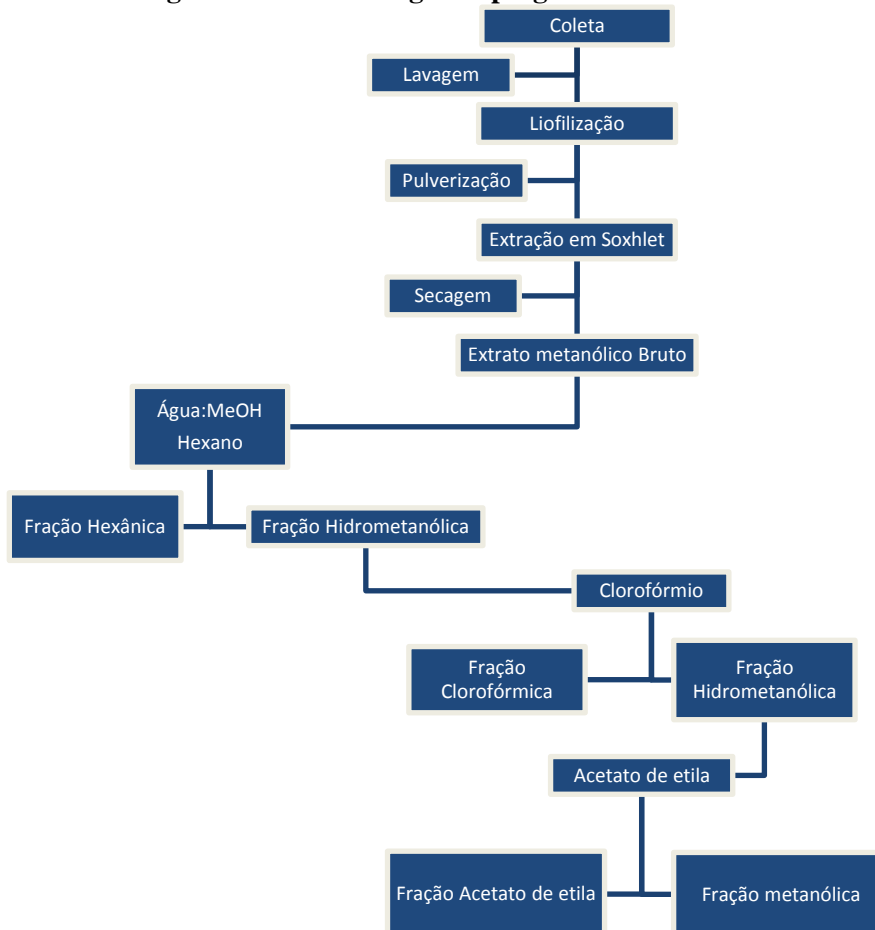
O extrato bruto foi então fracionado utilizando partição líquido-líquido, com solventes de diferentes graus de polaridade. O extrato seco foi dissolvido em água:metanol (2:3) e vertido em um funil de separação, foi adicionado o solvente hexano, e após agitação houve separação de fases, a fase orgânica foi coletada e seca em evaporador rotacional. O mesmo procedimento foi realizado para os solventes clorofórmio e acetato de etila. Por fim, a mistura hidrometanólica também foi seca, resultado na Fração Metanólica (ESQUEMA 01).

### **4.3 Análise por Cromatografia Gasosa Acoplada a Espectrometria de Massas**

Para a análise cromatográfica as amostras foram preparadas utilizando clorofórmio para as frações clorofórmicas e hexano para as frações hexânicas, resultando em amostras na concentração de 1 mg/mL. As análises foram realizadas no Laboratório de Produtos Naturais e de Bioensaios do IB/DFV/Área Ciências Biológicas/UNICAMP, sob orientação do Prof. Dr. Marcos José Salvador, em um Cromatógrafo Gasoso acoplado a um Espectrômetro de massas (CG/EM), modelo QP2010 plus da marca Shimadzu®, utilizando uma coluna RTX-5 (30 m e 0,25 µm de espessura de filme, Restek®). As condições de operação, aplicadas para todas as análises, foram: Hélio como gás de arraste; velocidade do fluxo, 1,52 mL/min; a temperatura

inicial do forno foi 60 °C, com uma taxa de aquecimento de 25 °C/min até 300 °C; “Splitless”, como modo de injeção; 1 µL de volume injetado; e corte do solvente em 3 minutos. O tempo total de corrida foi 25 minutos. Os espectros de massas foram obtidos no mesmo equipamento, através de ionização por impacto de elétrons (EI) de 70 eV; e a fonte de íons foi mantida a 300 °C.

**Figura 12 – Fluxograma da metodologia empregada no dos extratos metanólicos e das frações.**



Fonte: Autor, 2014.

#### 4.4 Identificação dos Compostos

Os compostos presentes nas frações apolares dos extratos preparados foram identificados através da comparação com o banco de dados do equipamento, cálculo do índice de retenção de Kovatz e através da fragmentação no espectro de massas. O índice de retenção de Kovatz foi calculado seguindo a fórmula

$$IK = 100 Z + 100 \frac{t'_{R X} - t'_{R(Z)}}{t'_{R Z+1} - t'_{R(Z)}}$$

onde,

IK = índice de retenção de Kovatz

Z = Número de átomos de carbono do alcano de cadeia normal

$t'_{R(X)}$  = tempo de retenção do composto

$t'_{R(Z)}$  = tempo de retenção do alcano

$t'_{R(Z+1)}$  = tempo de retenção do alcano posterior.

Ainda para o cálculo do índice de Kovatz, foi realizada a injeção com duas séries homólogas de *n*-alcanos (Sigma-Aldrich®, C<sub>8</sub>-C<sub>20</sub> e C<sub>20</sub>-C<sub>40</sub>). Já para a comparação com os bancos de dados foram utilizados NIST08, NIST08s e WILEY7.0, obedecendo similaridade mínima de 80%.



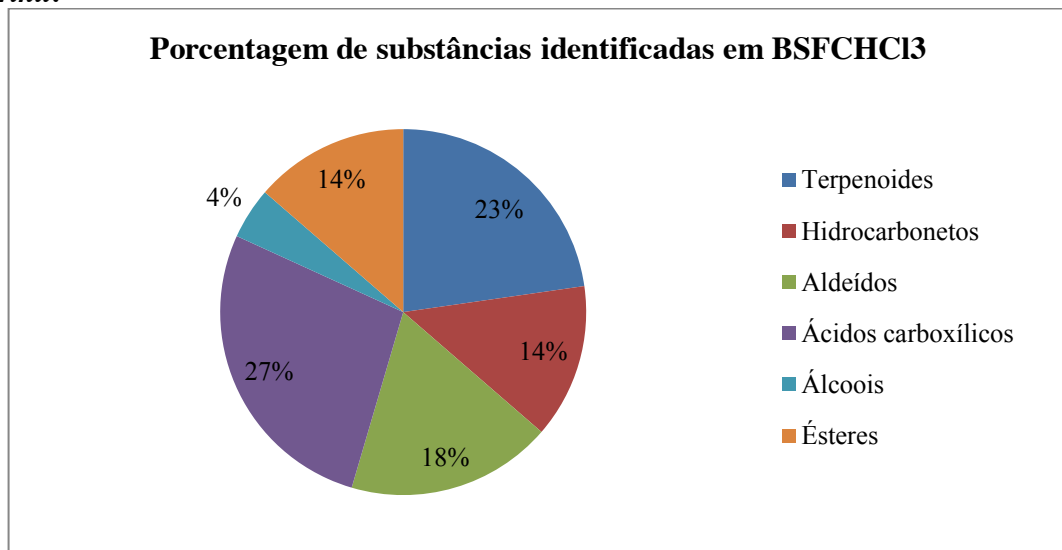
## 5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 5.1 Análise Química das Frações Apolares dos Extratos Metanólicos das Algas Marinhas

As frações obtidas após partição líquido-líquido foram analisadas pela técnica de CG-EM, obtendo-se um cromatograma para cada fração. Em cada cromatograma, foram identificados compostos das mais diversas classes químicas, entre elas, hidrocarbonetos, álcoois, amidas, ésteres e ácidos carboxílicos.

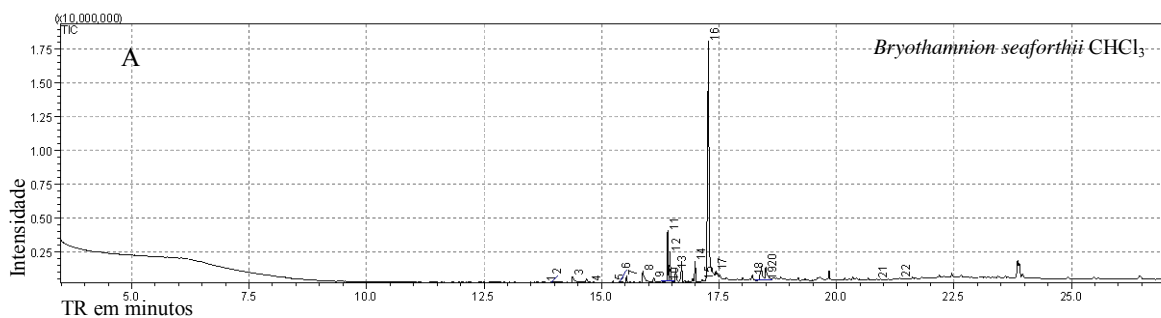
Na fração clorofórmica proveniente do extrato metanólico bruto de *B. seaforthii* (BsFCHCl<sub>3</sub>), foram identificadas 22 substâncias diferentes, são elas: 06 ácidos carboxílicos, 03 hidrocarbonetos, 04 aldeídos, 03 ésteres, 01 álcool e 05 terpenoides (GRÁFICO 01). Elas estão descritas na Tabela 01 e representadas no Cromatograma 1.

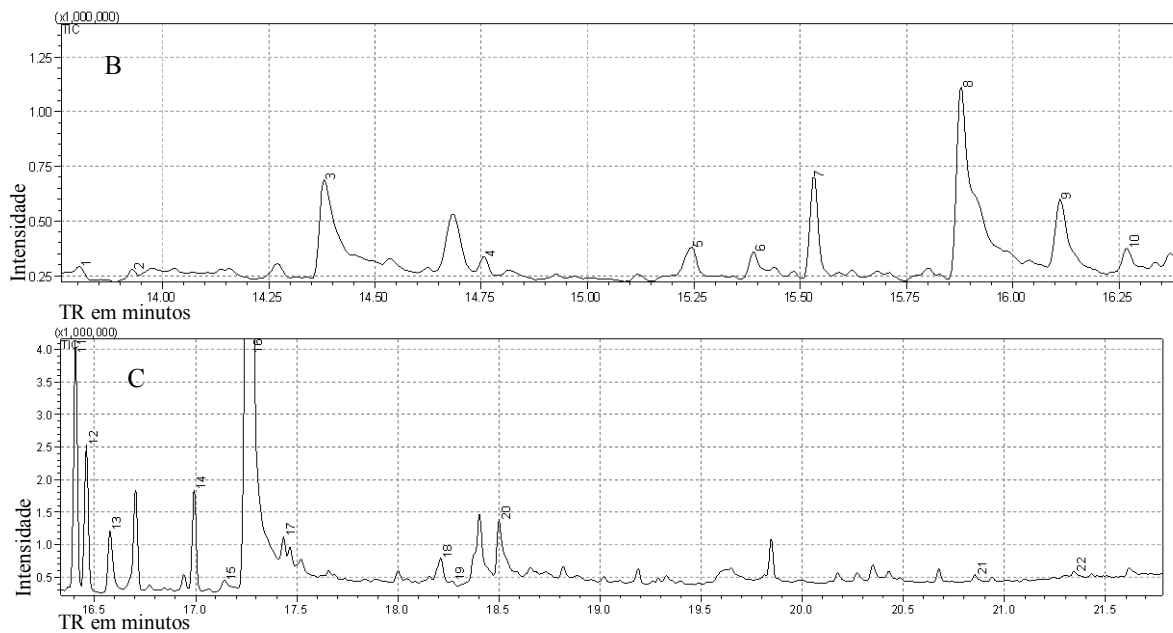
**Gráfico 1 – Porcentagem de classes de substâncias identificadas na fração clorofórmica de *B. seaforthii*.**



Fonte: Autor, 2014.

**Cromatograma 1 – A) Fração clorofórmica de *B. seaforthii* B) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 13 e 16,5 minutos C) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 16 e 22 minutos.**





Fonte: Autor, 2014.

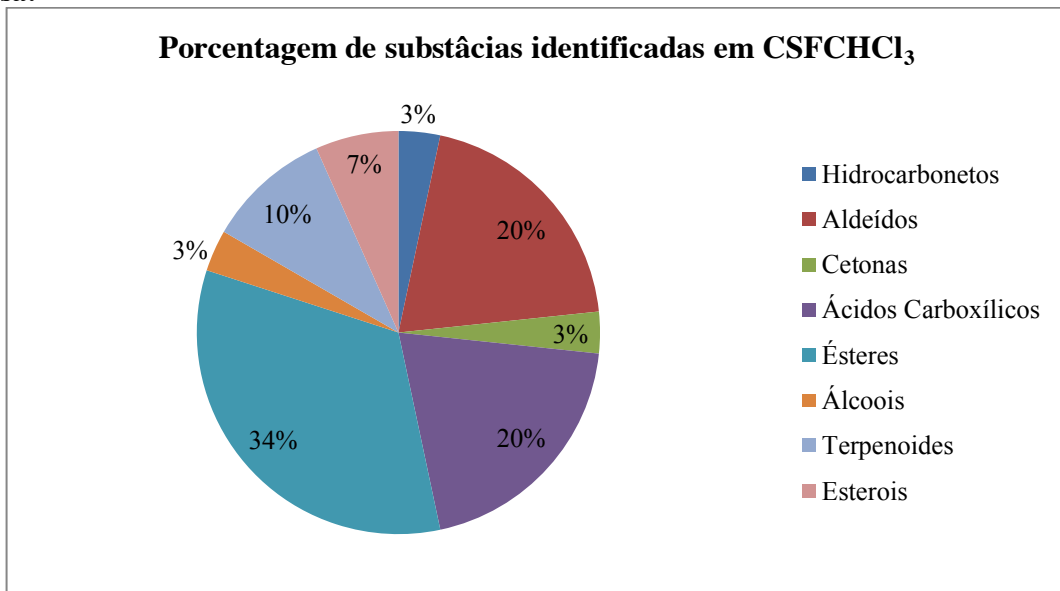
**Tabela 1 – Substâncias identificadas na fração clorofórmica de *B. seaforthii*, distribuídas pelo tempo de retenção.**

Nº	Substância	Tempo de retenção (min.)	Fórmula estrutural	MM*	IK <sup>1</sup>	IK <sup>2</sup>	Similaridade (%)
1	Pentadecano	13,804	C <sub>15</sub> H <sub>32</sub>	212,42	1500	1500	85
2	Tridecanal	13,929	C <sub>13</sub> H <sub>26</sub> O	198,35	1515	1511	88
3	Ácido dodecanoico	14,381	C <sub>12</sub> H <sub>24</sub> O <sub>2</sub>	200,32	1570	1571	95
4	Tetradecanal	14,756	C <sub>14</sub> H <sub>28</sub> O	212,38	1617	1615	84
5	Tetradecan-1-ol	15,244	C <sub>14</sub> H <sub>30</sub> O	214,39	1681	1680	90
6	Heptadecano	15,390	C <sub>17</sub> H <sub>36</sub>	240,47	1700	1700	91
7	Pentadecanal	15,532	C <sub>15</sub> H <sub>30</sub> O	226,40	1720	1711	92
8	Ácido tetradecanoico	15,878	C <sub>14</sub> H <sub>28</sub> O <sub>2</sub>	228,37	1767	1768	94
9	(-)-Loliolida	16,111	C <sub>11</sub> H <sub>16</sub> O <sub>3</sub>	196,24	1799	-	90
10	Hexadecanal	16,268	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O	240,43	1822	1819	91
11	7,11,15-trimetil-3-metilidenoexadec-1-eno	16,406	C <sub>20</sub> H <sub>38</sub>	278,52	1842	-	90
12	6,10,14-trimetilpentadecan-2-ona	16,460	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O	268,48	1850	1849	91
13	Ácido pentadecanoico	16,577	C <sub>15</sub> H <sub>30</sub> O <sub>2</sub>	242,40	1867	1866	88
14	Hexadecanoato de metila	16,993	C <sub>17</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>	270,45	1929	1928	93
15	Ácido (9Z)-hexadec-9-enoico	17,142	C <sub>16</sub> H <sub>30</sub> O <sub>2</sub>	254,41	1951	1953	88
16	Ácido hexadecanoico	17,274	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O <sub>2</sub>	256,43	1972	-	96
17	Hexadecanoato de etila	17,435	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>	284,48	1996	1993	90
18	(E)-Fitol	18,211	C <sub>20</sub> H <sub>40</sub> O	296,54	2121	-	94
19	Octadecanoato de metila	18,268	C <sub>19</sub> H <sub>38</sub> O <sub>2</sub>	298,51	2130	2130	88
20	Ácido octadecanoico	18,500	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>	284,48	2169	2172	94
21	Tricosano	20,855	C <sub>23</sub> H <sub>48</sub>	324,63	2600	-	90
22	2,6,10,14-tetrametilexadecano	21,344	C <sub>20</sub> H <sub>42</sub>	282,55	2700	-	92

\* Massa molecular em g/mol; <sup>1</sup>Índice de Kovats calculado; <sup>2</sup>Índice de Kovats da literatura (Pherobase®).  
Fonte: Autor, 2014.

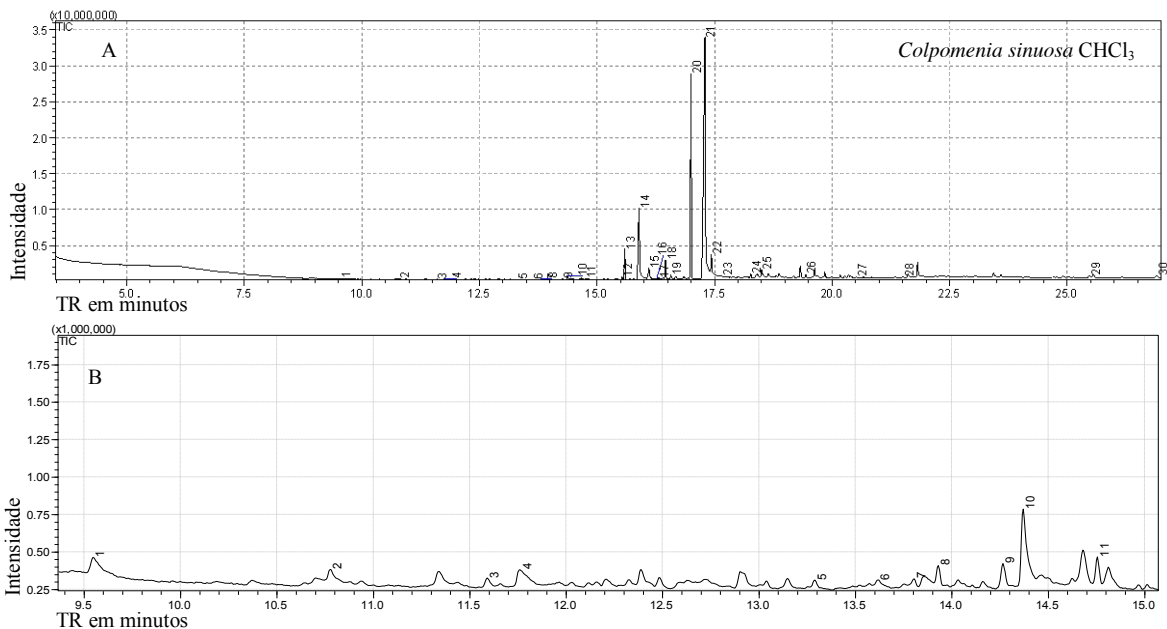
Na fração clorofórmica proveniente do extrato metanólico bruto de *C. sinuosa* ( $\text{CsFCHCl}_3$ ) foram identificadas 30 substâncias, sendo assim distribuídas: 01 hidrocarboneto, 06 aldeídos, 01 cetona, 06 ácidos carboxílicos, 10 ésteres, 01 álcool, 03 terpenoides e 2 esteróis (GRÁFICO 2). Estas substâncias encontram-se representadas no Cromatograma 2, e listadas na Tabela 5.

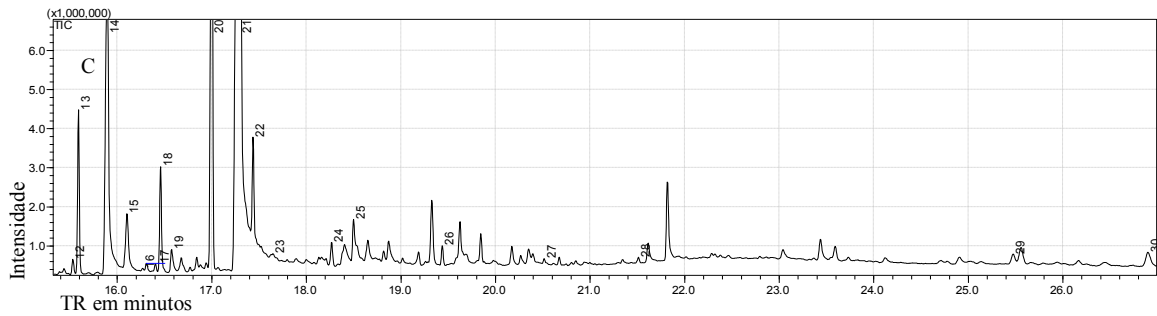
**Gráfico 2 – Porcentagem de classes de substâncias identificadas na fração clorofórmica de *C. sinuosa*.**



Fonte: Autor, 2014.

**Cromatograma 2 – A) Fração clorofórmica de *C. sinuosa*. B) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 9,5 e 15 minutos. C) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 15 e 27 minutos.**





Fonte: Autor, 2014.

**Tabela 2 – Substâncias identificadas na fração clorofórmica de *C. sinuosa*, distribuídas pelo tempo de retenção.**

Nº	Substância	Tempo de retenção (min.)	Fórmula estrutural	MM*	IK <sup>1</sup>	IK <sup>2</sup>	Similaridade (%)
1	Nonanal	9,547	C <sub>9</sub> H <sub>18</sub> O	142,24	1110	1103; 1104; 1106; 1108	93
2	Decan-2-ona	10,776	C <sub>10</sub> H <sub>20</sub> O	156,27	1197	1192	89
3	(2E)-Dec-2-enal	11,591	C <sub>10</sub> H <sub>18</sub> O	154,25	1269	1261; 1262	89
4	Ácido nonanoico	11,758	C <sub>9</sub> H <sub>18</sub> O <sub>2</sub>	158,24	1283	1275; 1280; 1280	95
5	9-oxononanoato de metila	13,289	C <sub>10</sub> H <sub>18</sub> O <sub>3</sub>	186,25	1441	1439	81
6	Dodecan-1-ol	13,617	C <sub>12</sub> H <sub>26</sub> O	186,34	1479	1473; 1476	86
7	Pentadecano	13,803	C <sub>15</sub> H <sub>32</sub>	212,42	1500	1500	85
8	Tridecanal	13,929	C <sub>13</sub> H <sub>26</sub> O	198,35	1515	1511	92
9	4,4,7a-Trimetil-5,6,7,7a-tetraidro-1-benzofuran-2(4H)-ona	14,265	C <sub>11</sub> H <sub>16</sub> O <sub>2</sub>	180,25	1556	-	85
10	Ácido dodecanoico	14,369	C <sub>12</sub> H <sub>24</sub> O <sub>2</sub>	200,32	1569	1559; 1568; 1571	95
11	Tetradecanal	14,754	C <sub>14</sub> H <sub>28</sub> O	212,37	1617	1611; 1615	93
12	Pentadecanal	15,531	C <sub>15</sub> H <sub>30</sub> O	226,40	1719	1710; 1711	91
13	Tetradecanoato de metila	15,590	C <sub>15</sub> H <sub>30</sub> O <sub>2</sub>	242,40	1728	1719; 1726; 1727	96
14	Ácido tetradecanoico	15,894	C <sub>14</sub> H <sub>28</sub> O <sub>2</sub>	228,37	1770	1761; 1768; 1780	95
15	(-)-Loliolida	16,102	C <sub>11</sub> H <sub>16</sub> O <sub>3</sub>	196,24	1798	-	92
16	Hexadecanal	16,269	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O	240,43	1822	1819	86
17	Pentadecanoato de metila	16,308	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O <sub>2</sub>	256,43	1838	-	94
18	6,10,14-Trimetilpentadecan-2-ona	16,458	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O	268,48	1850	1845; 1849; 1849	93
19	Ácido pentadecanoico	16,573	C <sub>15</sub> H <sub>30</sub> O <sub>2</sub>	242,40	1866	1866	95
20	Hexadecanoato de metila	16,998	C <sub>17</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>	270,45	1930	-	96
21	Ácido hexadecanoico	17,297	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O <sub>2</sub>	256,43	1975	1984	96
22	Hexadecanoato de etila	17,436	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>	284,48	1996	1991; 1993	95
23	Heptadecanoato de metila	17,646	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>	284,48	2030	2037	87
24	Octadecanoato de metila	18,267	C <sub>19</sub> H <sub>38</sub> O <sub>2</sub>	298,51	2130	2128; 2128; 2130	94
25	Ácido octadecanoico	18,499	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>	296,49	2169	2172; 2178	94
26	Eicosanoato de metila	19,437	C <sub>21</sub> H <sub>42</sub> O <sub>2</sub>	326,56	2332	2339	95
27	Docosanoato de metila	20,514	C <sub>23</sub> H <sub>46</sub> O <sub>2</sub>	354,61	2533	-	90
28	Tetracosanoato de metila	21,511	C <sub>25</sub> H <sub>50</sub> O <sub>2</sub>	382,67	2735	-	91
29	(3β)-Estigmast-5-en-3-ol	25,474	C <sub>29</sub> H <sub>50</sub> O	414,73	3377	-	90
30	Estigmast-4-en-3-ona	26,899	C <sub>29</sub> H <sub>48</sub> O	412,70	3514	-	87

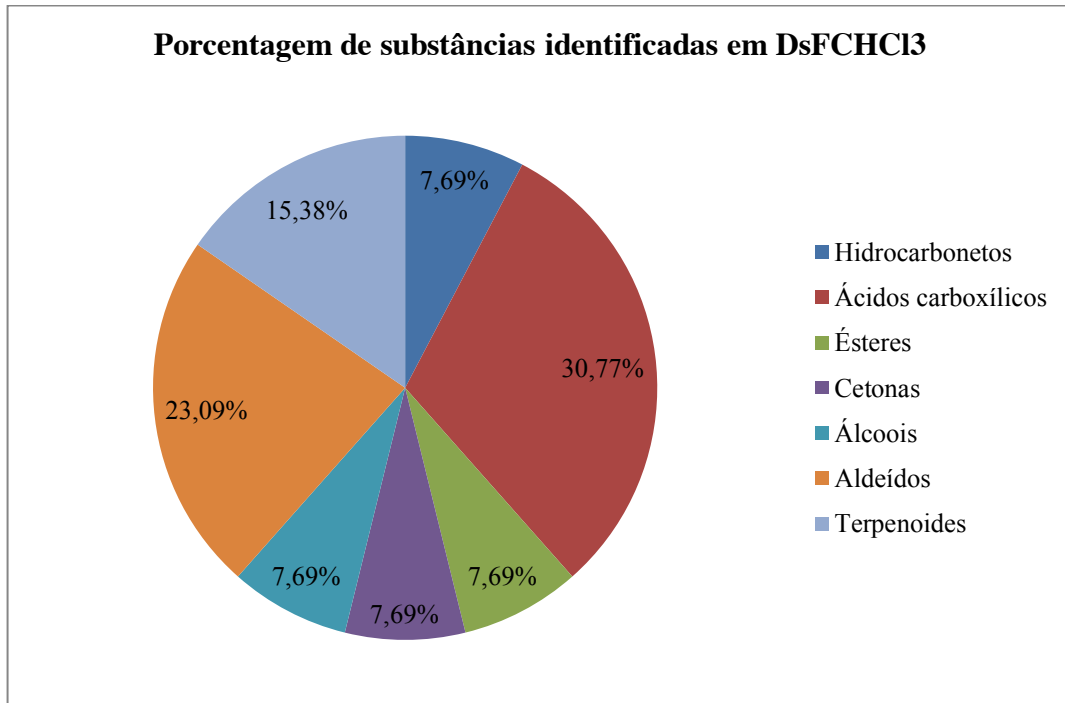
\* Massa molecular em g/mol; <sup>1</sup> Índice de Kovats calculado; <sup>2</sup> Índice de Kovats da literatura (Pherobase®).

Fonte: Autor, 2014.

Já na fração clorofórmica de *D. simplex* (DsFCHCl<sub>3</sub>) foram identificadas 13 substâncias, das quais, 04 eram ácidos carboxílicos, 03 aldeídos, 02 terpenoides, 01 éster, 01

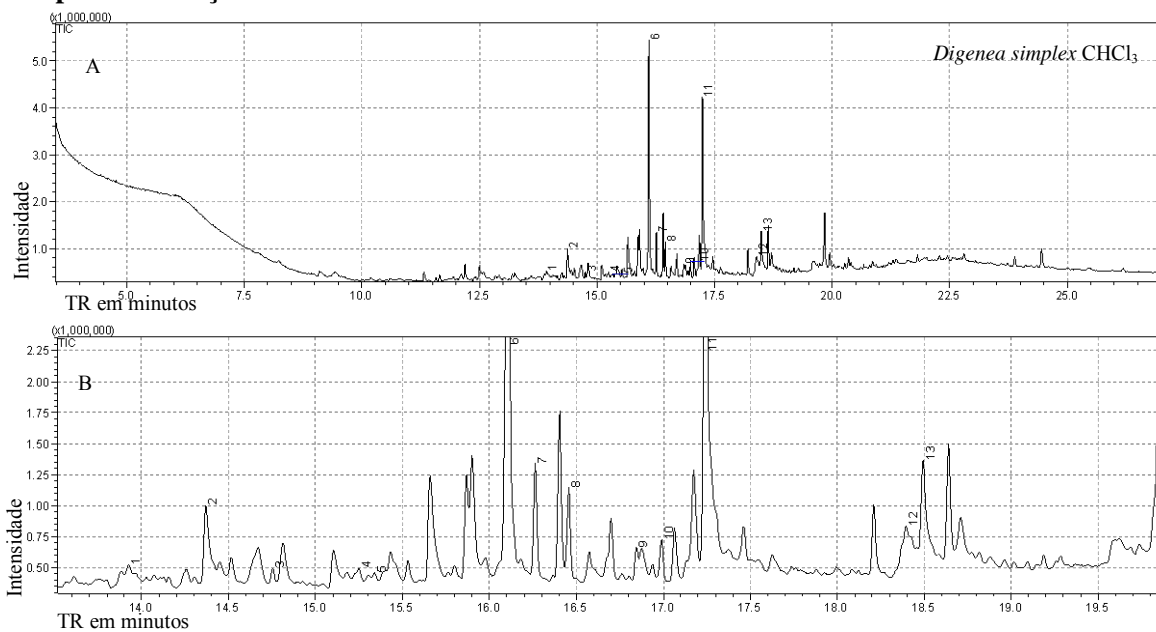
cetonas, 01 álcool e 01 hidrocarboneto (GRÁFICO 3). O cromatograma 3 mostra a ordem de saída devido à interação das mesmas com a coluna, e as informações referentes a cada uma delas pode ser observada na Tabela 3.

**Gráfico 3 – Porcentagem de classes de substâncias identificadas na fração clorofórmica de *D. simplex*.**



Fonte: Autor, 2014.

**Cromatograma 3 – A) Fração clorofórmica de *D. simplex*. B) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 13 e 20 minutos.**



Fonte: Autor, 2014.

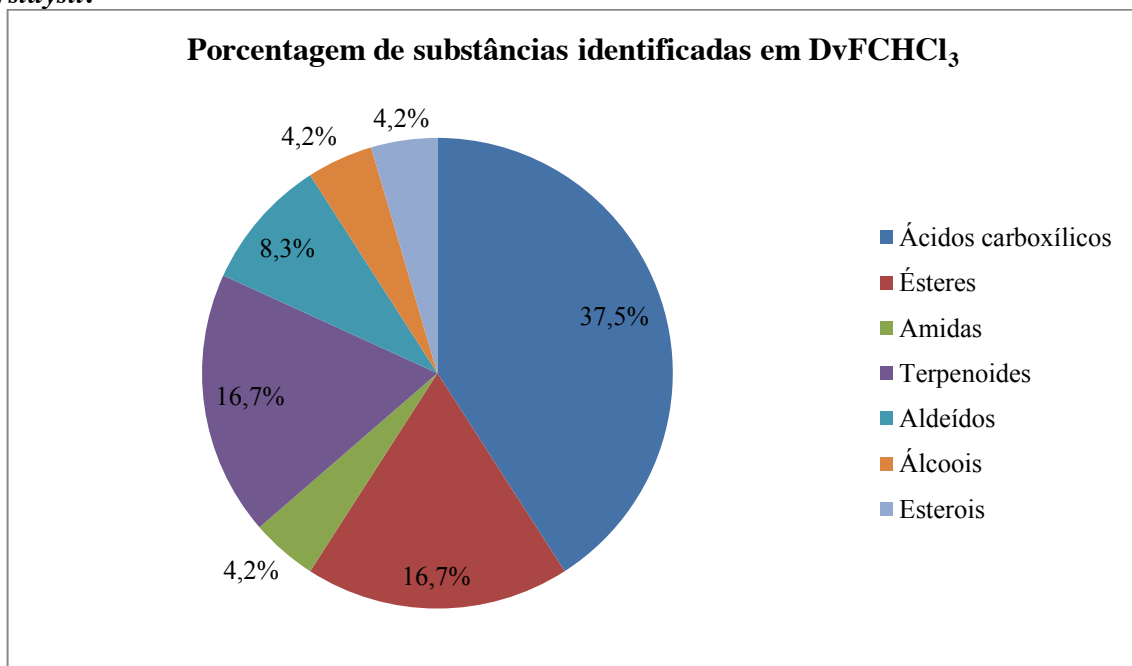
**Tabela 3 – Substâncias identificadas na fração clorofórmica de *D. simplex*, distribuídas pelo tempo de retenção.**

Nº	Substância	Tempo de retenção (min.)	Fórmula estrutural	MM*	IK <sup>1</sup>	IK <sup>2</sup>	Similaridade (%)
1	Tridecanal	13,924	C <sub>13</sub> H <sub>26</sub> O	198,35	1514	1511	85
2	Ácido dodecanoico	14,372	C <sub>12</sub> H <sub>24</sub> O <sub>2</sub>	200,32	1569	1559; 1568; 1571	96
3	Tetradecanal	14,753	C <sub>14</sub> H <sub>28</sub> O	212,37	1617	1611; 1615	92
4	Tetradecan-1-ol	15,249	C <sub>14</sub> H <sub>30</sub> O	214,39	1682	1676; 1677; 1680	90
5	Heptadec-1-eno	15,338	C <sub>17</sub> H <sub>34</sub>	238,47	1693	1700	87
6	(-)-Loliolida	16,103	C <sub>11</sub> H <sub>16</sub> O <sub>3</sub>	196,24	1798	-	93
7	Hexadecanal	16,264	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O	240,43	1822	1819	94
8	6,10,14-Trimetilpentadecan-2-ona	16,456	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O	268,48	1849	1845; 1849; 1849	92
9	Heptadecan-2-ona	16,846	C <sub>17</sub> H <sub>34</sub> O	254,46	1906	1900; 1906	93
10	Hexadecanoato de metila	16,989	C <sub>17</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>	270,45	1928	1926; 1927; 1928	90
11	Ácido hexadecanoico	17,244	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O <sub>2</sub>	256,43	1967	-	95
12	Ácido (9Z)-octadec-9-enoico	18,397	C <sub>18</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>	282,47	2152	2144; 2161	90
13	Ácido octadecanoico	18,494	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>	284,48	2168	2172; 2178	95

\* Massa molecular em g/mol; <sup>1</sup> Índice de Kovats calculado; <sup>2</sup> Índice de Kovats da literatura (Pherobase®).  
Fonte: Autor, 2014.

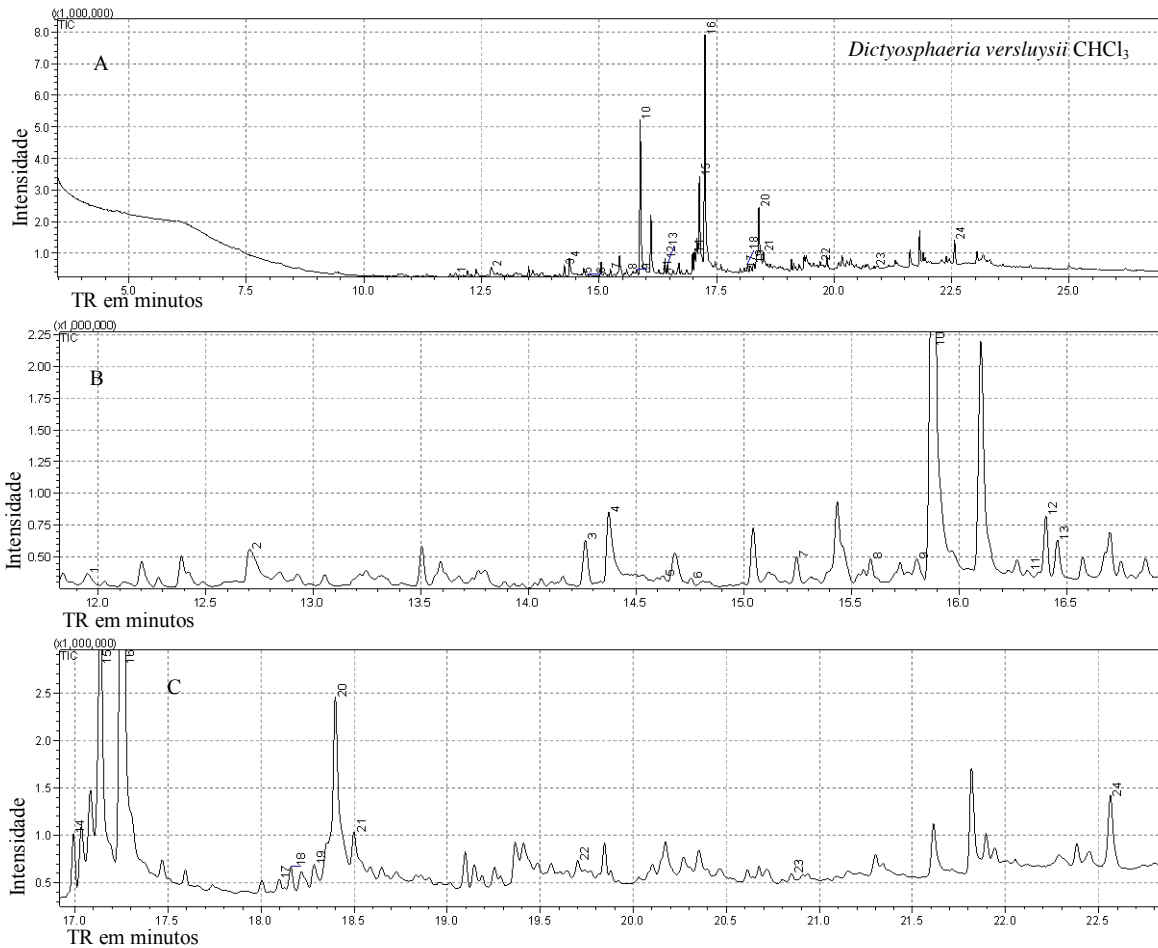
Na fração clorofórmica do extrato metanólico bruto de *D. versluysii* analisada (DvFCHCl<sub>3</sub>), foram identificadas 24 substâncias: 09 ácidos carboxílicos, 05 hidrocarbonetos, 04 ésteres, 02 cetonas, 02 aldeídos, 01 álcool e 01 amida (GRÁFICO 4). A Tabela 4 mostra informações acerca de tempo de retenção, índice de Kovats, etc. sobre cada uma dessas substâncias, bem como a sequência em que cada uma delas aparece no cromatograma 4.

**Gráfico 4 – Porcentagem de classes de substâncias identificadas na fração clorofórmica de *D. versluysii*.**



Fonte: Autor, 2014.

**Cromatograma 4 – A) Fração clorofórmica de *D. versluysii*. B) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 11,5 e 17 minutos. C) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 17 e 23 minutos.**



Fonte: Autor, 2014.

**Tabela 4 – Substâncias identificadas na fração clorofórmica de *D. versluysii*, distribuídas pelo tempo de retenção.**

Nº	Substância	Tempo de retenção (min.)	Fórmula estrutural	MM*	IK <sup>1</sup>	IK <sup>2</sup>	Similiaridade (%)
1	(2E,4Z)-Deca-2,4-dienal	11,950	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub> O	152,24	1301	1291; 1294; 1297	79
2	Ácido decanoico	12,704	C <sub>10</sub> H <sub>20</sub> O <sub>2</sub>	172,27	1378	1373; 1380	94
3	4,4,7a-Trimetil-5,6,7,7a-tetraidro-1-benzofuran-2(4H)-ona	14,264	C <sub>11</sub> H <sub>16</sub> O <sub>2</sub>	180,25	1556	-	90
4	Ácido dodecanoico	14,372	C <sub>12</sub> H <sub>24</sub> O <sub>2</sub>	200,32	1569	1559; 1568; 1571	96
5	Hexadecano	14,623	C <sub>16</sub> H <sub>34</sub>	226,45	1600	1600; 1600	90
6	Tetradecanal	14,755	C <sub>14</sub> H <sub>28</sub> O	212,37	1617	1611; 1615	91
7	Tetradecan-1-ol	15,245	C <sub>14</sub> H <sub>30</sub> O	214,39	1681	1676; 1677; 1680	87
8	Tetradecanoato de metila	15,590	C <sub>15</sub> H <sub>30</sub> O <sub>2</sub>	242,40	1728	1719; 1726; 1726; 1727	93
9	4-Metileptadecano	15,804	C <sub>18</sub> H <sub>38</sub>	254,50	1757	1757; 1759	82
10	Ácido tetradecanoico	15,880	C <sub>14</sub> H <sub>28</sub> O <sub>2</sub>	228,37	1768	1761; 1768	97
11	Ácido pentadecanoico	16,318	C <sub>15</sub> H <sub>30</sub> O <sub>2</sub>	242,40	1829	1820	87
12	7,11,15-trimetil-3-metilidenoexadec-1-eno	16,404	C <sub>20</sub> H <sub>38</sub>	278,52	1842	-	91

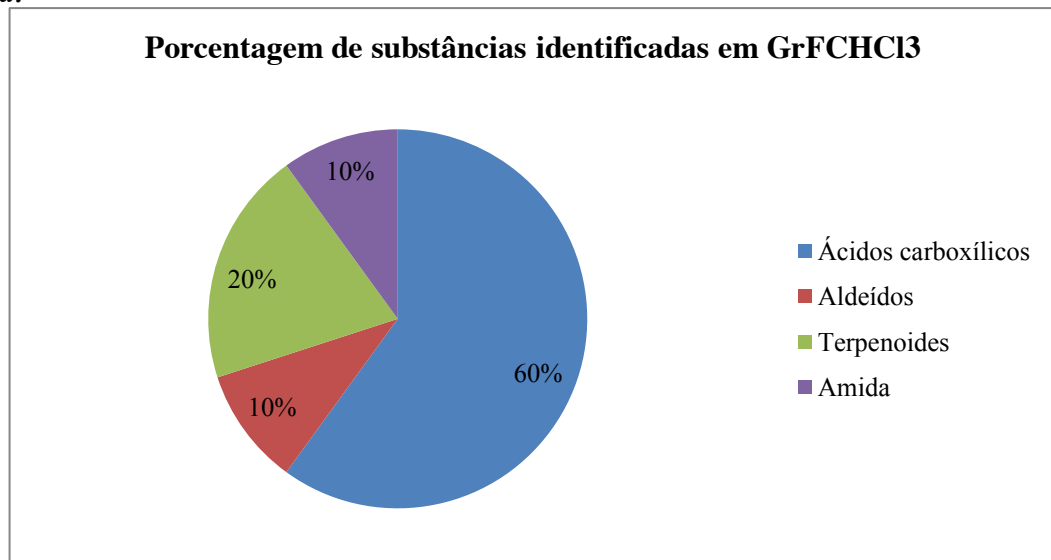
CONTINUA

Tabela 4 – Continuação.

Nº	Substância	Tempo de retenção (min.)	Fórmula estrutural	MM*	IK <sup>1</sup>	IK <sup>2</sup>	Similiaridade (%)
13	6,10,14-Trimetilpentadecan-2-ona	16,457	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O	268,48	1850	1845; 1849; 1849	92
14	Hexadecanoato de metila	16,991	C <sub>17</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>	270,45	1928	1926; 1927; 1928	94
15	Ácido (9Z)-Hexadec-9-enoico	17,136	C <sub>16</sub> H <sub>30</sub> O <sub>2</sub>	254,41	1951	1953	93
16	Ácido hexadecanoico	17,254	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O <sub>2</sub>	256,43	1968	-	95
17	(9Z,12Z)-Octadeca-9,12-dienoato de metila	18,097	C <sub>19</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>	294,48	2102	2092; 2093	93
18	(9Z)-Octadec-9-enoato de metila	18,159	C <sub>19</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>	296,49	2112	2103	91
19	Ácido (6Z,9Z,12Z)-octadeca-6,9,12-trienoico	18,285	C <sub>18</sub> H <sub>30</sub> O <sub>2</sub>	278,43	2133	-	91
20	Ácido (9Z)-Octadec-9-enoico	18,398	C <sub>18</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>	282,47	2152	2144; 2161	92
21	Ácido octadecanoico	18,499	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>	284,48	2169	2172; 2178	94
22	(9Z)-Octadec-9-enamida	19,702	C <sub>18</sub> H <sub>35</sub> NO	281,48	2380	-	90
23	2,6,10,14-Tetrametilexadecano	20,851	C <sub>20</sub> H <sub>42</sub>	282,55	2599	-	89
24	Colesta-3,5-dieno	22,563	C <sub>27</sub> H <sub>44</sub>	368,65	2954	-	94

\* Massa molecular em g/mol; <sup>1</sup> Índice de Kovats calculado; <sup>2</sup> Índice de Kovats da literatura (Pherobase®).  
Fonte: Autor, 2014.

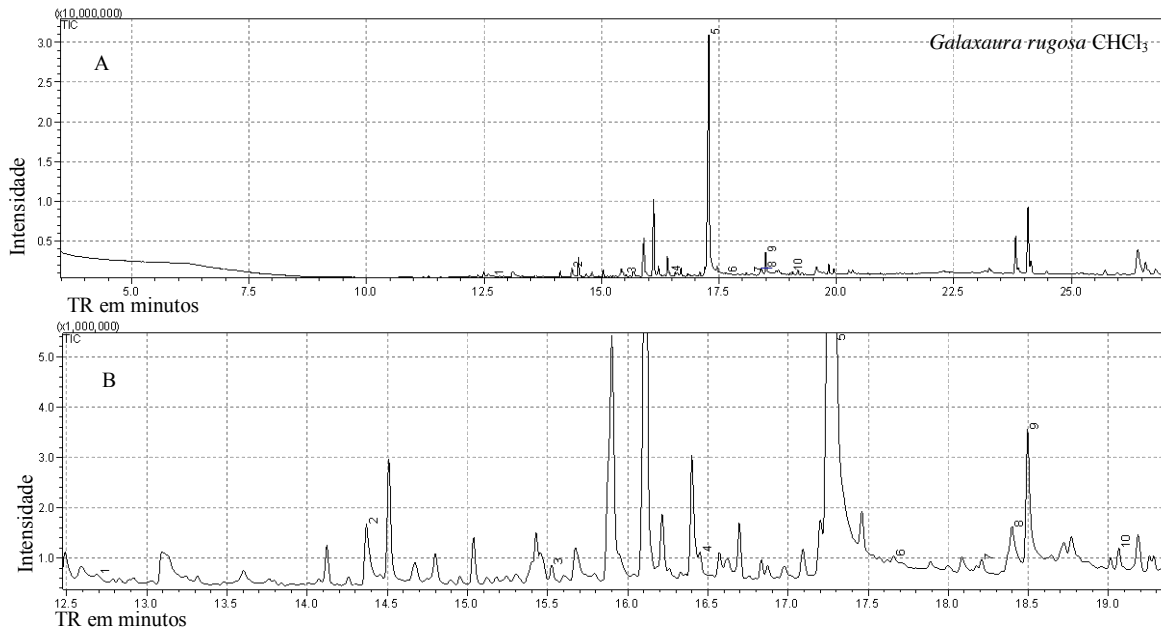
A fração clorofórmica de *G. rugosa* (GrFCHCl<sub>3</sub>) também foi analisada em CG-MS, onde foram identificadas apenas 10 substâncias: 06 ácidos carboxílicos, 01 amida, 01 álcool, 01 cetona e 01 aldeído (GRÁFICO 5). É interessante salientar que, diferente das outras frações analisadas, não foi possível identificar nenhum hidrocarboneto na fração clorofórmica de *G. rugosa*, o que não significa que estes não estejam presentes. O cromatograma 5 e a Tabela 5, trazem informações sobre estas substâncias.

Gráfico 5 – Porcentagem de classes de substâncias identificadas na fração clorofórmica de *G. rugosa*.

Fonte: Autor, 2014.



**Cromatograma 5 – A) Fração clorofórmica de *G. rugosa*. B) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 12,5 e 19,5 minutos.**



Fonte: Autor, 2014.

**Tabela 5 – Substâncias identificadas na fração clorofórmica de *G. rugosa*, distribuídas pelo tempo de retenção.**

Nº	Substância	Tempo de retenção (min)	Fórmula estrutural	MM*	IK <sup>1</sup>	IK <sup>2</sup>	Similaridade (%)
1	Ácido decanoico	12,695	C <sub>10</sub> H <sub>20</sub> O <sub>2</sub>	172,27	1377	1373; 1380	89
2	Ácido dodecanoico	14,370	C <sub>12</sub> H <sub>24</sub> O <sub>2</sub>	200,32	1569	1559; 1568; 1571	96
3	Pentadecanal	15,526	C <sub>15</sub> H <sub>30</sub> O	226,40	1719	1710; 1711	91
4	6,10,14-Trimetilpentadecan-2-ona	16,450	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O	268,48	1849	1845; 1849; 1849	92
5	Ácido hexadecanoico	17,287	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O <sub>2</sub>	256,43	1974	1984	96
6	Ácido heptadecanoico	17,658	C <sub>17</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>	270,45	2031	2022	89
7	(E)-Fitol	18,208	C <sub>20</sub> H <sub>40</sub> O	296,54	2120	-	90
8	Ácido (9Z)-octadec-9-enoico	18,397	C <sub>18</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>	282,47	2152	2144; 2161	92
9	Ácido octadecanoico	18,496	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>	284,48	2168	2172; 2178	96
10	<i>N,N</i> -dimetilexadecamida	19,064	C <sub>18</sub> H <sub>37</sub> NO	283,50	2266	2267	94

\* Massa molecular em g/mol; <sup>1</sup> Índice de Kovats calculado; <sup>2</sup> Índice de Kovats da literatura (Pherobase®).

Fonte: Autor, 2014.

Nas frações clorofórmicas analisadas foram identificadas, ao todo, 51 substâncias diferentes, incluindo ácido graxo do grupo ômega-6 em *D. versluysii*; a amida *N,N*-dimetilexadecamida, encontrada pela primeira vez nas espécies vegetais; o éster 9-oxononanoato de metila, identificado pela primeira vez em algas; bem como o hidrocarboneto 4-metileptadecano, que apesar de já ter sido descrito em espécies vegetais, está sendo identificado pela primeira vez em algas marinhas. A Tabela 6 mostra todas as substâncias identificadas nas frações clorofórmicas e as espécies nas quais estas foram identificadas.

**Tabela 6 – Substâncias identificadas nas frações clorofórmicas analisadas e as espécies nas quais estas foram identificadas.**

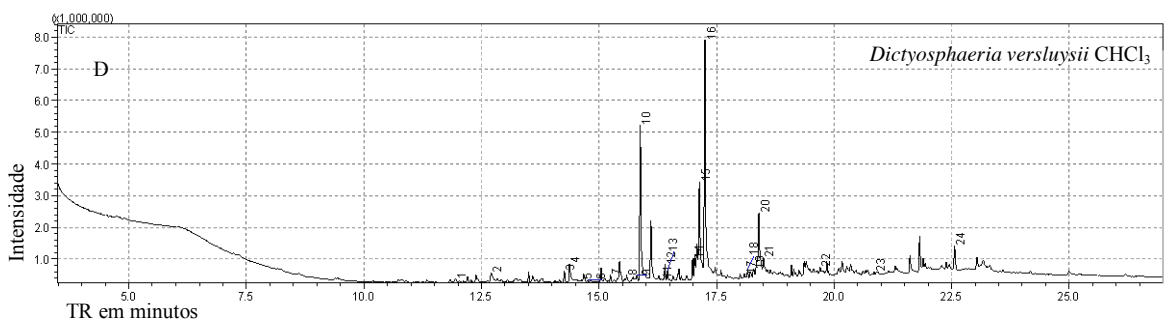
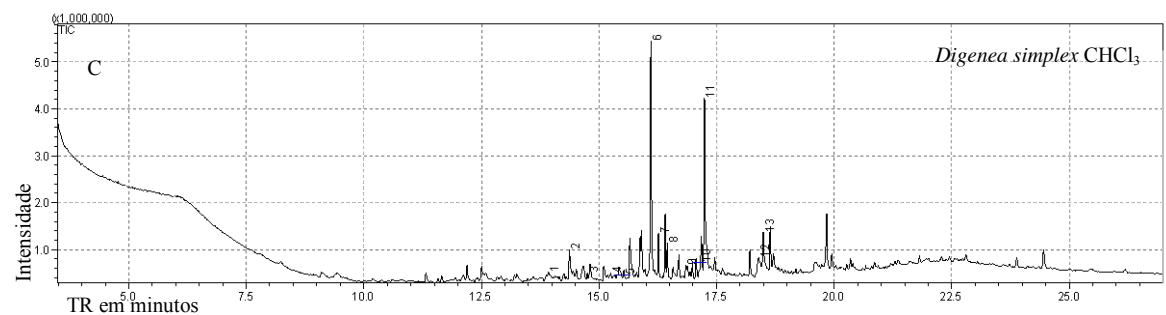
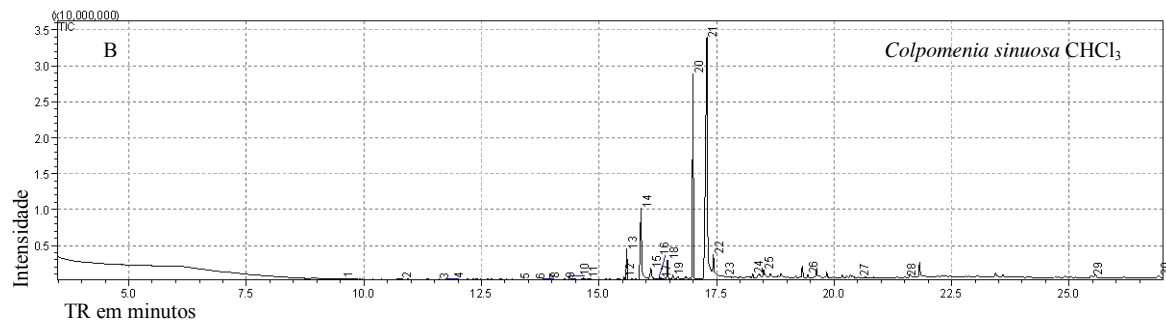
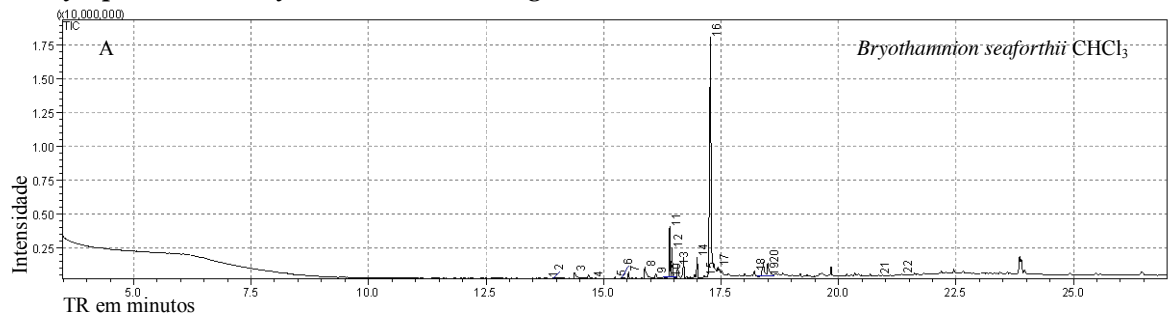
<b>Substância</b>	<b>Espécies onde foi identificada</b>
Ácido (6Z,9Z,12Z)-octadeca-6,9,12-trienoico	<i>D. versluysii</i>
Ácido (9Z)-hexadec-9-enoico	<i>B. seaforthii</i> , <i>D. versluysii</i>
Ácido (9Z)-octadec-9-enoico	<i>D. simplex</i> , <i>D. versluysii</i>
Ácido decanoico	<i>D. versluysii</i> , <i>G. rugosa</i>
Ácido dodecanoico	<i>B. seaforthii</i> , <i>C. sinuosa</i> , <i>D. simplex</i> , <i>D. versluysii</i> , <i>G. rugosa</i>
Ácido heptadecanoico	<i>G. rugosa</i>
Ácido hexadecanoico	<i>B. seaforthii</i> , <i>C. sinuosa</i> , <i>D. simplex</i> , <i>D. versluysii</i> , <i>G. rugosa</i>
Ácido nonanoico	<i>C. sinuosa</i>
Ácido octadecanoico	<i>B. seaforthii</i> , <i>C. sinuosa</i> , <i>D. simplex</i> , <i>D. versluysii</i> , <i>G. rugosa</i>
Ácido pentadecanoico	<i>B. seaforthii</i> , <i>C. sinuosa</i> , <i>D. versluysii</i>
Ácido tetradecanoico	<i>C. sinuosa</i> , <i>D. versluysii</i>
Dodecan-1-ol	<i>C. sinuosa</i>
Tetradecan-1-ol	<i>B. seaforthii</i> , <i>D. simplex</i> , <i>D. versluysii</i>
(2E)-Dec-2-enal	<i>C. sinuosa</i>
(2E,4Z)-Deca-2,4-dienal	<i>D. versluysii</i>
Hexadecanal	<i>B. seaforthii</i> , <i>C. sinuosa</i> , <i>D. simplex</i>
Nonanal	<i>C. sinuosa</i>
Pentadecanal	<i>B. seaforthii</i> , <i>C. sinuosa</i> , <i>G. rugosa</i>
Tetradecanal	<i>B. seaforthii</i> , <i>C. sinuosa</i> , <i>D. simplex</i> , <i>D. versluysii</i>
Tridecanal	<i>B. seaforthii</i> , <i>C. sinuosa</i> , <i>D. simplex</i>
(9Z)-Octadec-9-enamida	<i>D. versluysii</i>
<i>N,N</i> -dimetilexadecamida	<i>G. rugosa</i>
Decan-2-ona	<i>C. sinuosa</i>
Heptadecan-2-ona	<i>D. simplex</i>
(9Z)-Octadec-9-enoato de metila	<i>D. versluysii</i>
(9Z,12Z)-Octadeca-9,12-dienoato de metila	<i>D. versluysii</i>
9-oxononanoato de metila	<i>C. sinuosa</i>
Docosanoato de metila	<i>C. sinuosa</i>
Eicosanoato de metila	<i>C. sinuosa</i>
Heptadecanoato de metila	<i>C. sinuosa</i> , <i>D. versluysii</i>
Hexadecanoato de etila	<i>B. seaforthii</i>
Hexadecanoato de metila	<i>B. seaforthii</i> , <i>D. simplex</i>
Octadecanoato de metila	<i>B. seaforthii</i> , <i>C. sinuosa</i>
Pentadecanoato de metila	<i>C. sinuosa</i>
Tetracosanoato de metila	<i>C. sinuosa</i>
Tetradecanoato de metila	<i>C. sinuosa</i> , <i>D. versluysii</i>
(3 $\beta$ )-Estigmast-5-en-3-ol	<i>C. sinuosa</i>
Colesta-3,5-dieno	<i>D. versluysii</i>
Estigmast-4-en-3-ona	<i>C. sinuosa</i>
4-Metileptadecano	<i>D. versluysii</i>
Heptadec-1-eno	<i>D. simplex</i>
Heptadecano	<i>B. seaforthii</i>
Hexadecano	<i>D. versluysii</i>
Pentadecano	<i>B. seaforthii</i> , <i>C. sinuosa</i>
Tricosano	<i>B. seaforthii</i>
(-)-Loliolida	<i>B. seaforthii</i> , <i>C. sinuosa</i> , <i>D. simplex</i>
(E)-Fitol	<i>B. seaforthii</i> , <i>G. rugosa</i>
2,6,10,14-tetrametilexadecano	<i>B. seaforthii</i> , <i>D. versluysii</i> , <i>G. rugosa</i>
4,4,7a-Trimetil-5,6,7,7a-tetraidro-1-benzofuran-2(4H)-ona	<i>C. sinuosa</i> , <i>D. versluysii</i>
6,10,14-trimetilpentadecan-2-ona	<i>B. seaforthii</i> , <i>C. sinuosa</i> , <i>D. simplex</i> , <i>D. versluysii</i> , <i>G. rugosa</i>
7,11,15-trimetil-3-metilidenoexadec-1-eno	<i>B. seaforthii</i> , <i>D. versluysii</i>

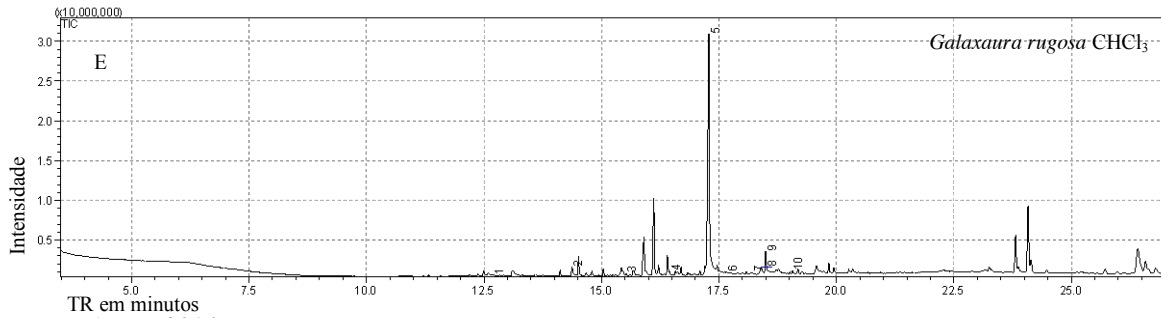
Fonte: Autor, 2014.

Ao analisar a Tabela 6, é possível concluir que o ácido hexadecanoico é comum as algas, independente do Filo, pois esteve presente em todas as frações clorofórmicas. Este

ácido, também é comum em animais, não sendo considerado um dos ácidos graxos essenciais, isto é, não precisam ser ingeridos na dieta. É a partir deste ácido que os seres vivos podem realizar biossíntese de ácidos graxos de cadeias maiores como, por exemplo, ácidos octadecanoico, eicosanoico e araquidônico. O ácido octadecanoico, que também não é considerado um ácido graxo essencial para seres humanos, está presente também em todas as espécies analisadas (NELSON; COX, 2011).

**Cromatograma 6 – Comparação entre os cromatogramas das frações clorofórmicas das cinco espécies analisadas. A) *Bryothamnion seaforthii* B) *Colpomenia sinuosa* C) *Digenea simplex* D) *Dictyosphaeria versluysii* E) *Galaxaura rugosa*.**



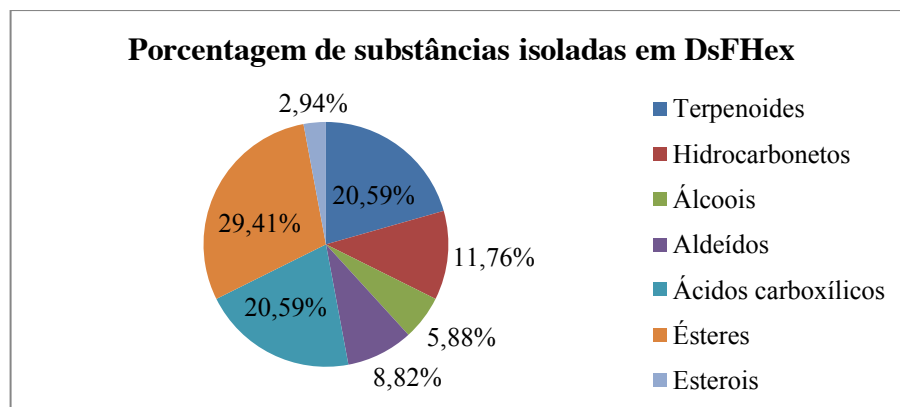


Fonte: Autor, 2014.

É possível observar a partir dos cromatogramas das frações clorofórmicas, que diversas substâncias não puderam ser identificadas, muitas delas com intensidades maiores que algumas detectadas. Isso se deve ao fato de que estes picos não possuem similaridades suficientes com os bancos de dados do equipamento, o que não garante a identificação correta, já que é um dos pré-requisitos para a identificação de substâncias ao se fazer uso de CG-EM. Ainda sobre os cromatogramas, é possível também afirmar que o ácido hexadecanoico é o constituinte majoritário destas frações. Estes dados estão de acordo o encontrado por Heiba (1989), onde este ácido também foi o componente majoritário das 11 espécies analisadas. Na análise feita por Ragonese et al. (2014), este ácido também foi o majoritário em todas as espécies analisadas, exceto em *Dictyota dichotoma*, uma alga marrom.

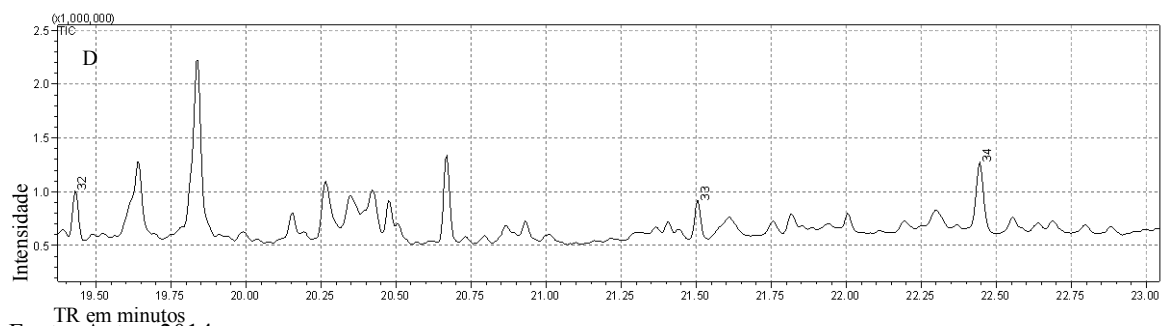
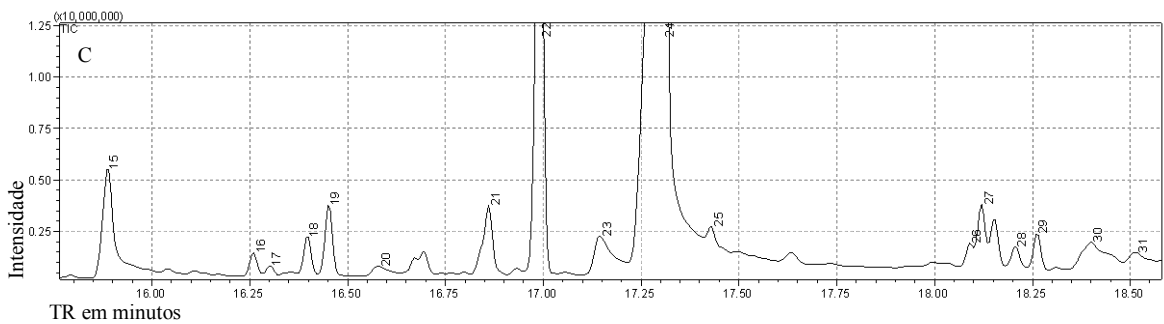
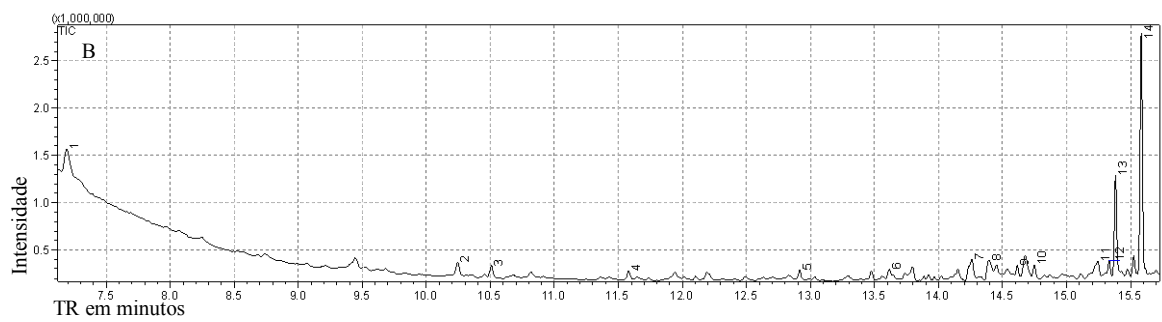
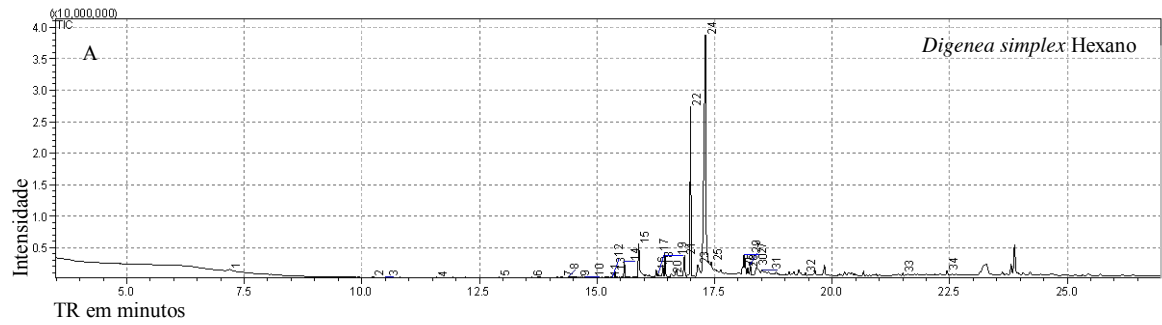
Também foram realizadas análises por CG-EM de frações hexânicas de três espécies: *Digenea simplex*; *Dictyosphaeria versluysii*; e *Galaxaura rugosa*. Na fração hexânica do extrato metanólico bruto de *Digenea simplex* (DsFHex) foram identificadas 34 substâncias, sendo: 04 hidrocarbonetos, 02 álcoois, 03 aldeídos, 07 terpenoides, 01 esterois, 07 ácidos carboxílicos e 10 ésteres (GRÁFICO 6). A Tabela 7 mostra as informações relativas às substâncias, bem como a numeração que estas recebem no cromatograma 7.

**Gráfico 6 – Porcentagem de classes de substâncias identificadas na fração hexânica de *D. simplex*.**



Fonte: Autor, 2014.

**Cromatograma 7 – A) Fração hexânica de *D. simplex*. B) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 7 e 15,75 minutos. C) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 15,75 e 18,6 minutos. D) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 19 e 23 minutos.**



Fonte: Autor, 2014.

**Tabela 7 – Substâncias identificadas na fração hexânica de *D. simplex*, distribuídas pelo tempo de retenção.**

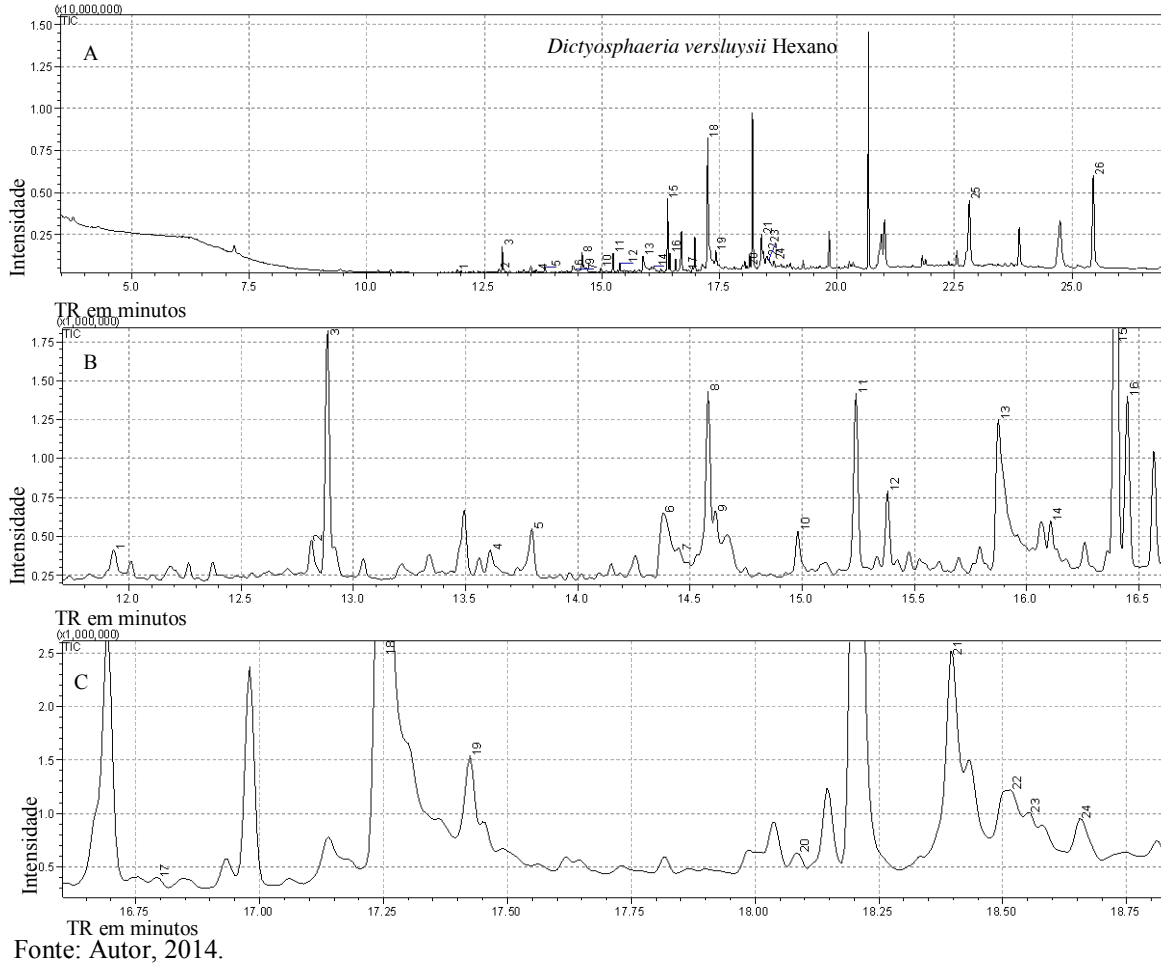
Nº	Substância	Tempo de retenção (min)	Fórmula estrutural	MM*	IK <sup>1</sup>	IK <sup>2</sup>	Similaridade (%)
1	2,2,4,6,6-Pentametileptano	7,191	C <sub>12</sub> H <sub>26</sub>	160,26	988	997	97
2	1-Isopropil-1,3,4-trimetilciclohexano	10,244	C <sub>12</sub> H <sub>24</sub>	168,32	1159	-	90
3	1,4-Diisopropilciclohexano	10,507	C <sub>12</sub> H <sub>24</sub>	168,32	1178	-	94
4	(2E)-Dec-2-enal	11,578	C <sub>10</sub> H <sub>18</sub> O	154,25	1267	1261; 1262	92
5	Tetradecano	12,915	C <sub>14</sub> H <sub>30</sub>	198,39	1399	1400; 1400	91
6	Dodecan-1-ol	13,614	C <sub>12</sub> H <sub>26</sub> O	186,34	1478	1473; 1476	92
7	4,4,7a-Trimetil-5,6,7,7a-tetraidro-1-benzofuran-2(4H)-ona	14,258	C <sub>11</sub> H <sub>16</sub> O <sub>2</sub>	180,25	1555	-	88
8	Ácido dodecanoico	14,393	C <sub>12</sub> H <sub>24</sub> O <sub>2</sub>	200,32	1572	1568; 1571; 1580	88
9	Hexadecano	14,615	C <sub>16</sub> H <sub>34</sub>	226,45	1599	1600; 1600	95
10	Tetradecanal	14,749	C <sub>14</sub> H <sub>28</sub> O	212,37	1616	1611; 1615	92
11	Tetradecan-1-ol	15,243	C <sub>14</sub> H <sub>30</sub> O	214,39	1681	1676; 1677; 1680	92
12	Heptadec-1-eno	15,332	C <sub>17</sub> H <sub>34</sub>	238,46	1692	1700	93
13	Heptadecano	15,382	C <sub>17</sub> H <sub>36</sub>	240,47	1699	1700; 1700	97
14	Tetradecanoato de metila	15,583	C <sub>15</sub> H <sub>30</sub> O <sub>2</sub>	242,40	1727	1719; 1726; 1726; 1727	96
15	Ácido tetradecanoico	15,887	C <sub>14</sub> H <sub>28</sub> O <sub>2</sub>	228,37	1769	1761; 1768	97
16	Hexadecanal	16,259	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O	240,43	1821	1819	95
17	pentadecanoato de metila	16,302	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O <sub>2</sub>	256,43	1827	-	95
18	7,11,15-trimetil-3-metilidenoexadec-1-eno	16,397	C <sub>20</sub> H <sub>38</sub>	278,52	1841	-	90
19	6,10,14-Trimetilpentadecan-2-ona	16,452	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O	268,48	1849	1845; 1849; 1849	92
20	Ácido pentadecanoico	16,578	C <sub>15</sub> H <sub>30</sub> O <sub>2</sub>	242,4	1867	1866	89
21	(9Z)-Hexadec-9-enoato de metila	16,860	C <sub>17</sub> H <sub>32</sub> O <sub>2</sub>	268,44	1909	-	94
22	Hexadecanoato de metila	16,991	C <sub>17</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>	270,46	1928	1926; 1927; 1928	95
23	Ácido (9E)-hexadec-9-enoico	17,145	C <sub>16</sub> H <sub>30</sub> O <sub>2</sub>	254,41	1952	-	95
24	Ácido hexadecanoico	17,305	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O <sub>2</sub>	254,41	1976	1984	96
25	Hexadecanoato de etila	17,428	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>	284,48	1995	1991; 1993	95
26	(9Z,12Z)-Octadeca-9,12-dienoato de metila	18,091	C <sub>19</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>	294,48	2101	2092; 2093	92
27	(9Z)-Octadec-9-enoato de metila	18,120	C <sub>19</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>	296,49	2105	2103	94
28	(E)-Fitol	18,207	C <sub>20</sub> H <sub>40</sub> O	296,54	2120	-	93
29	Octadecanoato de metila	18,262	C <sub>19</sub> H <sub>38</sub> O <sub>2</sub>	298,51	2129	2128; 2128; 2130	96
30	Ácido (9Z)-octadec-9-enoico	18,400	C <sub>18</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>	282,47	2152	2144; 2161	90
31	Ácido Octadecanoico	18,513	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>	284,48	2171	2171; 2178	91
32	Eicosanoato de metila	19,431	C <sub>21</sub> H <sub>42</sub> O <sub>2</sub>	326,56	2331	2327	93
33	Tetracosanoato de metila	21,505	C <sub>25</sub> H <sub>50</sub> O <sub>2</sub>	382,67	2734	-	94
34	(3β)-Colesta-4,6-dien-3-ol	22,445	C <sub>27</sub> H <sub>44</sub> O	384,64	2930	-	93

\* Massa molecular em g/mol; <sup>1</sup> Índice de Kovats calculado; <sup>2</sup> Índice de Kovats da literatura (Pherobase®).  
Fonte: Autor, 2014.

A fração hexânica proveniente do extrato metanólico bruto de *D. versluysii* (DvFHex) foi analisada no cromatógrafo gasoso acoplado ao espectrômetro de massas, permitindo a identificação de 26 substâncias: 08 ésteres, 07 hidrocarbonetos, 05 ácidos carboxílicos, 02 álcoois, 02 terpenoides, 01 aldeído e 01 esteroide (GRÁFICO 7). As substâncias identificadas estão marcadas no cromatograma 8 e as informações sobre elas podem ser conferidas na

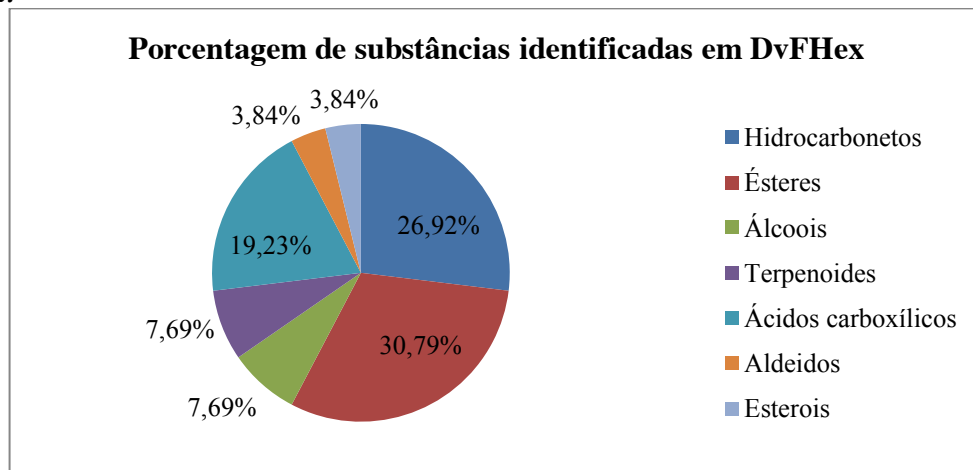
Tabela 8, onde estão ordenadas de acordo com o tempo de retenção que apresentaram durante a corrida cromatográfica.

**Cromatograma 8 – A) Fração hexânica de *D. versluisii*. B) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 11,75 e 16,6 minutos. C) Ampliação compreendendo os tempos de retenção entre 16,5 e 19 minutos.**



Fonte: Autor, 2014.

**Gráfico 7 – Porcentagem de classes de substâncias identificadas na fração hexânica de *D. versluisii*.**



Fonte: Autor, 2014.

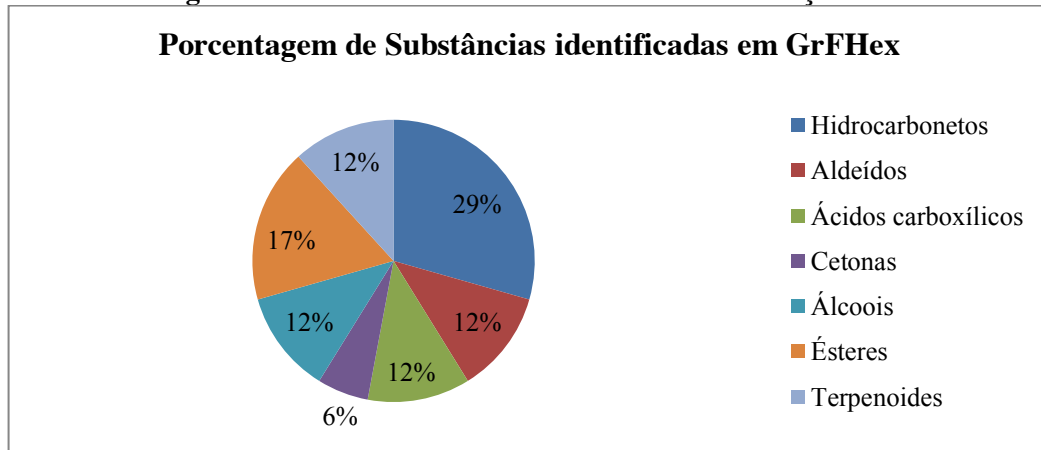
**Tabela 8 – Substâncias identificadas na fração hexânica de *D. versluysii*, distribuídas pelo tempo de retenção.**

Nº	Substância	Tempo de retenção (min)	Fórmula estrutural	MM*	IK <sup>1</sup>	IK <sup>2</sup>	Similaridade
1	(2E,4Z)-Deca-2,4-dienal	11,931	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub> O	136,24	1299	1291;1294	89
2	Dec-9-enoato de etila	12,813	C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>2</sub>	198,30	1389	-	92
3	Decanoato de etila	12,883	C <sub>12</sub> H <sub>24</sub> O <sub>2</sub>	200,32	1396	1397; 1397; 1394	93
4	Dodecan-1-ol	13,609	C <sub>12</sub> H <sub>26</sub> O	186,34	1478	1473; 1476	93
5	Pentadecano	13,795	C <sub>15</sub> H <sub>32</sub>	212,42	1499	1500; 1500; 1500	91
6	Ácido dodecanoico	14,381	C <sub>12</sub> H <sub>24</sub> O <sub>2</sub>	200,32	1570	1568; 1571; 1580	90
7	Tridecan-1-ol	14,455	C <sub>13</sub> H <sub>28</sub> O	200,36	1579	1575; 1577; 1577	84
8	Dodecanoato de etila	14,580	C <sub>14</sub> H <sub>28</sub> O <sub>2</sub>	228,37	1595	1593; 1595; 1597	93
9	Hexadecano	14,613	C <sub>16</sub> H <sub>34</sub>	226,45	1599	1600; 1600	96
10	Decanoato de isopentila	14,980	C <sub>15</sub> H <sub>30</sub> O <sub>2</sub>	242,40	1647	-	93
11	Heptadec-8-eno	15,239	C <sub>17</sub> H <sub>34</sub>	238,46	1680	1679	97
12	Heptadec-1-eno	15,380	C <sub>17</sub> H <sub>34</sub>	238,46	1699	1700	89
13	Ácido tetradecanoico	15,874	C <sub>14</sub> H <sub>28</sub> O <sub>2</sub>	228,37	1767	1761; 1768	96
14	Octadecano	16,107	C <sub>18</sub> H <sub>38</sub>	254,50	1799	1800	93
15	7,11,15-trimetil-3-metilidenoexadec-1-eno	16,396	C <sub>20</sub> H <sub>38</sub>	278,52	1841	-	90
16	6,10,14-Trimetilpentadecan-2-ona	16,449	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O	268,48	1848	1845; 1849; 1849	93
17	Nonadecano	16,793	C <sub>19</sub> H <sub>40</sub>	268,53	1898	1900; 1900	92
18	Ácido hexadecanoico	17,251	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O <sub>2</sub>	256,43	1968	-	96
19	Hexadecanoato de etila	17,424	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>	284,48	1994	1991; 1993	94
20	(9Z,12Z)-Octadeca-9,12-dienoato de metila	18,085	C <sub>19</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>	294,48	2100	2092; 2093	85
21	Ácido (9Z)-octadec-9-enoico	18,397	C <sub>18</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>	282,47	2152	2144; 2161	91
22	Ácido octadecanoico	18,514	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>	284,48	2171	2172; 2178	85
23	(9Z)-Octadec-9-enoato de etila	18,552	C <sub>20</sub> H <sub>38</sub> O <sub>2</sub>	310,52	2177	2171; 2179	85
24	Octadecanoato de etila	18,657	C <sub>20</sub> H <sub>40</sub> O <sub>2</sub>	312,53	2195	2193; 2194	85
25	Nonacosano	22,814	C <sub>29</sub> H <sub>60</sub>	408,80	3002	-	95
26	(3β)-Estigmast-5-en-3-ol	25,455	C <sub>29</sub> H <sub>50</sub> O	414,71	3374	-	94

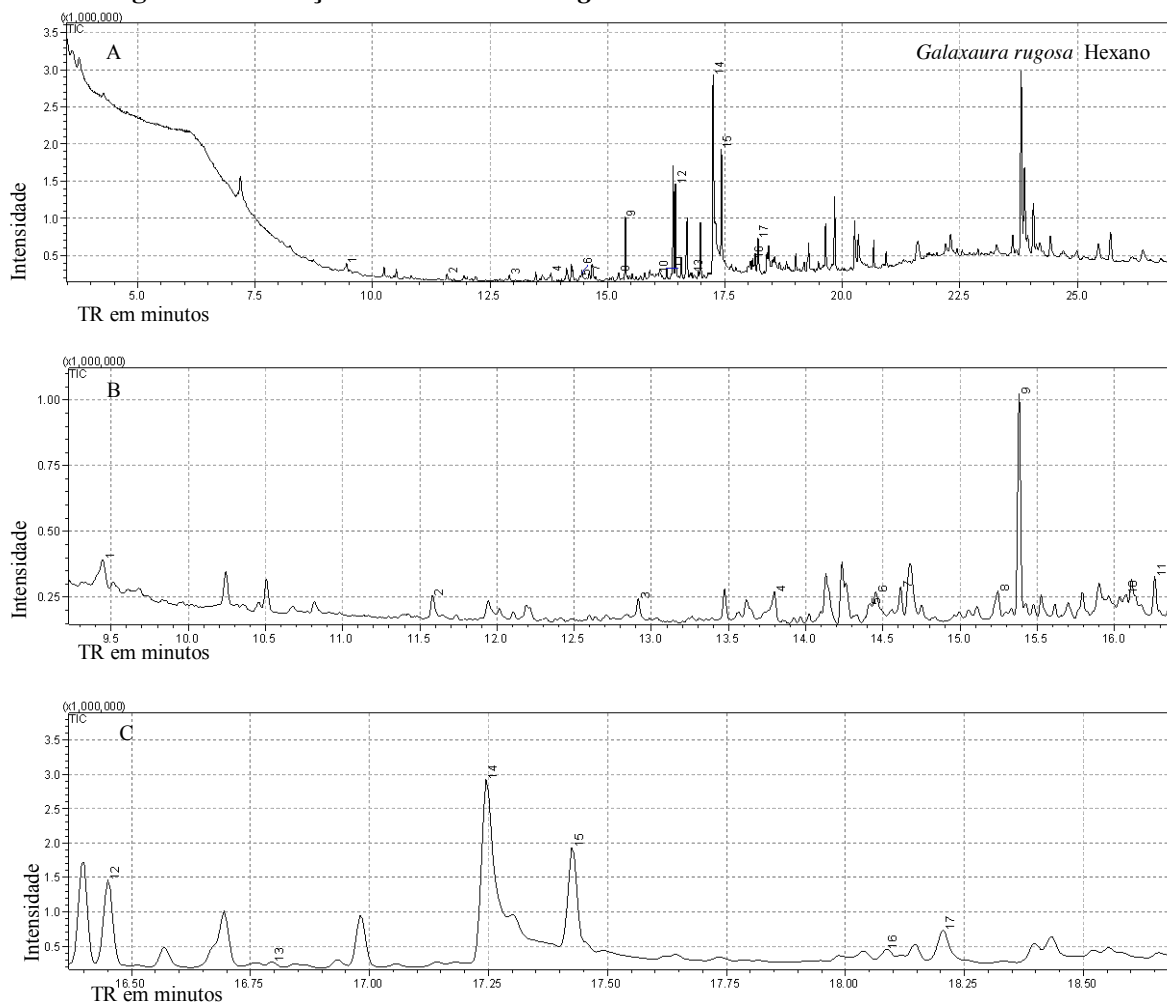
\* Massa molecular em g/mol; <sup>1</sup> Índice de Kovats calculado; <sup>2</sup> Índice de Kovats da literatura (Pherobase®).  
Fonte: Autor, 2014.

Na fração hexânica de *G. rugosa* (GrFHex), também analisada em CG-MS, foram identificadas 17 substâncias: 05 hidrocarbonetos, 02 álcoois, 03 ésteres, 02 ácidos carboxílicos, 02 aldeídos e 03 terpenoides (GRÁFICO 8). Estas substâncias estão representadas no Cromatograma 9 e as informações sobre cada uma delas pode ser visualizada na Tabela 9.



Gráfico 8 – Porcentagem de classes de substâncias identificadas na fração hexânica de *G. rugosa*.

Fonte: Autor, 2014.

Cromatograma 9 – Fração hexânica de *G. rugosa*

Fonte: Autor, 2014.

**Tabela 9 – Substâncias identificadas na fração hexânica de *G. rugosa*, distribuídas pelo tempo de retenção.**

Nº	Substância	Tempo de retenção (min)	Fórmula estrutural	MM*	IK <sup>1</sup>	IK <sup>2</sup>	Similaridade (%)
1	(3R)-3,7-Dimetilocta-1,6-dien-3-ol	9,446	C <sub>10</sub> H <sub>18</sub> O	154,25	1103	1103; 1104	91
2	(2E)-Dec-2-enal	11,582	C <sub>10</sub> H <sub>18</sub> O	154,25	1268	1261; 1262	90
3	Tetradecano	12,915	C <sub>14</sub> H <sub>30</sub>	198,39	1399	1399; 1400; 1400	92
4	Pentadecano	13,797	C <sub>15</sub> H <sub>32</sub>	212,42	1499	1500; 1500; 1500	91
5	Ácido dodecanoico	14,410	C <sub>12</sub> H <sub>24</sub> O <sub>2</sub>	200,32	1578	1568; 1571; 1580	80
6	Dodecan-1-ol	14,454	C <sub>12</sub> H <sub>26</sub> O	186,34	1579	1577	92
7	Hexadecano	14,614	C <sub>16</sub> H <sub>34</sub>	226,45	1599	1600; 1600	92
8	Tetradecan-1-ol	15,244	C <sub>14</sub> H <sub>30</sub> O	214,39	1681	1676; 1677; 1680	92
9	Heptadecano	15,382	C <sub>17</sub> H <sub>36</sub>	240,47	1699	1700; 1700	97
10	Tetradecanoato de etila	16,075	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O <sub>2</sub>	256,43	1794	1793; 1793	83
11	Hexadecanal	16,261	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O	240,43	1821	1819	84
12	6,10,14-Trimetilpentadecan-2-ona	16,451	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O	268,48	1849	1845; 1849; 1849	93
13	Nonadecano	16,795	C <sub>19</sub> H <sub>40</sub>	268,53	1899	1900; 1900	91
14	Ácido hexadecanoico	17,246	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O <sub>2</sub>	256,43	1967	-	95
15	Hexadecanoato de etila	17,426	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>	284,48	1995	1991; 1993	95
16	(9Z,12Z)-Octadeca-9,12-dienoato de metila	18,088	C <sub>19</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>	294,48	2100	2092; 2093	88
17	(E)-Fitol	18,205	C <sub>20</sub> H <sub>40</sub> O	296,54	2120	-	90

\* Massa molecular em g/mol; <sup>1</sup> Índice de Kovats calculado; <sup>2</sup> Índice de Kovats da literatura (Pherobase®).

Fonte: Autor, 2014.

Nas frações hexânicas analisadas foram identificadas 50 substâncias diferentes. Entre estas podem ser citados, dois terpenoides que estão sendo relatados pela primeira vez em organismos vivos, 1,4-diisopropilcicloexano e 1-isopril-1,3,4-trimetilcicloexano. Todas as substâncias identificadas nas frações hexânicas podem ser conferidas na Tabela 10. É possível também analisar as três frações hexânicas no cromatograma 10.

**Tabela 10 – Substâncias identificadas nas frações hexânicas e Espécies nas quais foram identificadas.**

Substância	Espécies onde foi identificada
Ácido (9E)-hexadec-9-enoico	<i>D. simplex</i>
Ácido (9Z)-octadec-9-enoico	<i>D. simplex</i> , <i>D. versluysii</i>
Ácido dodecanoico	<i>D. simplex</i> , <i>D. versluysii</i> , <i>G. rugosa</i>
Ácido hexadecanoico	<i>D. simplex</i> , <i>D. versluysii</i> , <i>G. rugosa</i>
Ácido Octadecanoico	<i>D. simplex</i> , <i>D. versluysii</i>
Ácido pentadecanoico	<i>D. simplex</i>
Ácido tetradecanoico	<i>D. simplex</i> , <i>D. versluysii</i>
Dodecan-1-ol	<i>D. simplex</i> , <i>D. versluysii</i> , <i>G. rugosa</i>
Tetradecan-1-ol	<i>D. simplex</i> , <i>G. rugosa</i>
Tridecan-1-ol	<i>D. versluysii</i>
(2E)-Dec-2-enal	<i>D. simplex</i> , <i>G. rugosa</i>
(2E,4Z)-Deca-2,4-dienal	<i>D. versluysii</i>
Hexadecanal	<i>D. simplex</i> , <i>G. rugosa</i>
Tetradecanal	<i>D. simplex</i>
(9Z)-Hexadec-9-enoato de metila	<i>D. simplex</i>
(9Z)-Octadec-9-enoato de etila	<i>D. versluysii</i>
(9Z)-Octadec-9-enoato de metila	<i>D. simplex</i>
(9Z,12Z)-Octadeca-9,12-dienoato de metila	<i>D. simplex</i> , <i>D. versluysii</i> , <i>G. rugosa</i>
Dec-9-enoato de etila	<i>D. versluysii</i>
Decanoato de etila	<i>D. versluysii</i>

CONTINUA

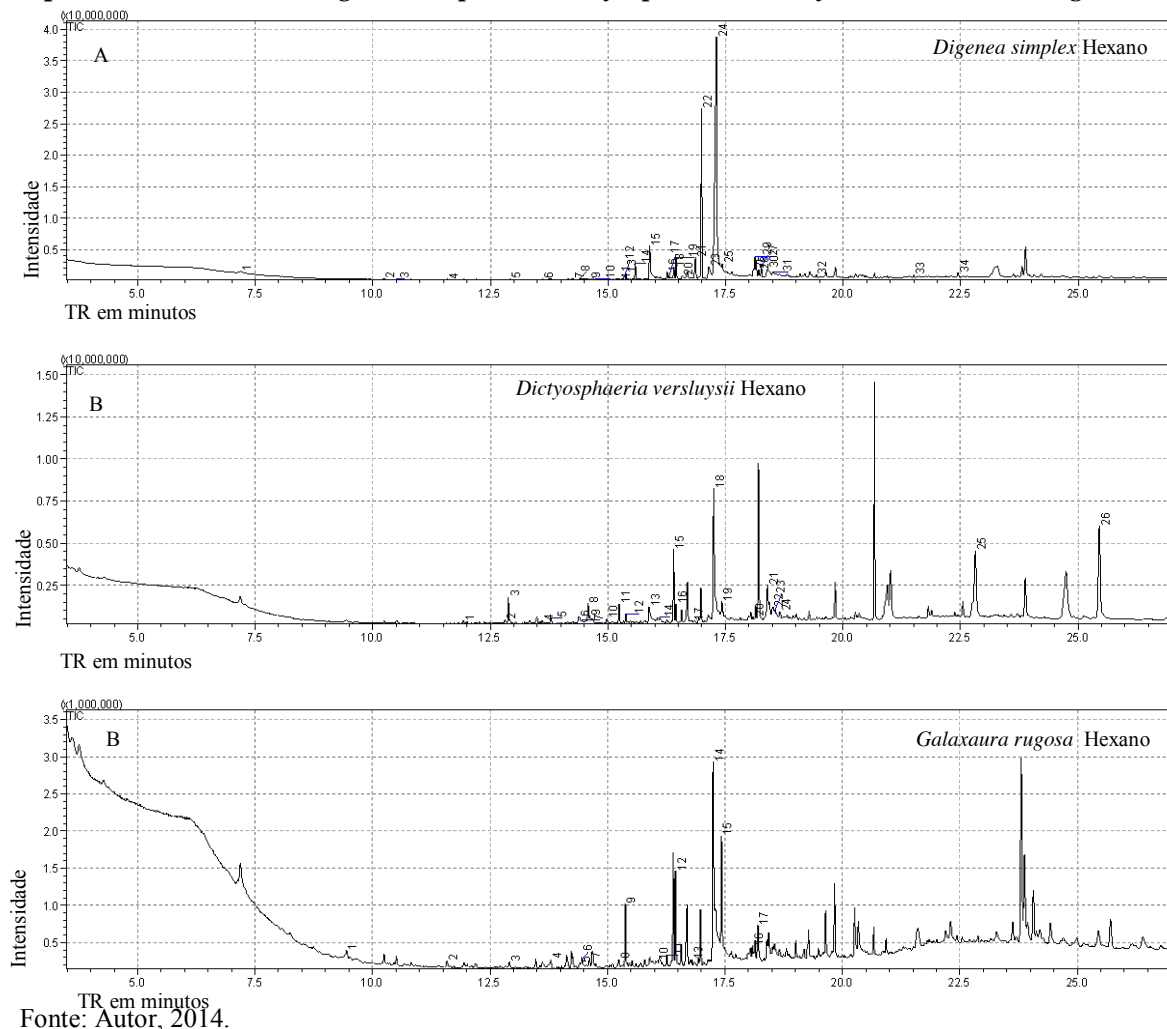
Tabela 10 – Continuação.

Substância	Espécies onde foi identificada
Decanoato de isopentila	<i>D. verluysii</i>
Dodecanoato de etila	<i>D. verluysii</i>
Eicosanoato de metila	<i>D. simplex</i>
Hexadecanoato de etila	<i>D. simplex, D. verluysii, G. rugosa</i>
Hexadecanoato de metila	<i>D. simplex</i>
Octadecanoato de etila	<i>D. verluysii</i>
Octadecanoato de metila	<i>D. simplex</i>
pentadecanoato de metila	<i>D. simplex</i>
Tetracosanoato de metila	<i>D. simplex</i>
Tetradecanoato de etila	<i>G. rugosa</i>
Tetradecanoato de metila	<i>D. simplex</i>
(3R)-3,7-Dimetilocta-1,6-dien-3-ol	<i>G. rugosa</i>
(3 $\beta$ )-Colesta-4,6-dien-3-ol	<i>D. simplex</i>
(3 $\beta$ )-Estigmast-5-en-3-ol	<i>D. verluysii</i>
Heptadec-1-eno	<i>D. simplex, D. verluysii</i>
Heptadec-8-eno	<i>D. verluysii</i>
Heptadecano	<i>D. simplex, G. rugosa</i>
Hexadecano	<i>D. simplex, D. verluysii, G. rugosa</i>
Nonacosano	<i>D. verluysii</i>
Nonadecano	<i>D. verluysii, G. rugosa</i>
Octadecano	<i>D. verluysii</i>
Pentadecano	<i>D. verluysii, G. rugosa</i>
Tetradecano	<i>D. simplex, G. rugosa</i>
7,11,15-trimetil-3-metilidenoexadec-1-eno	<i>D. simplex, D. verluysii</i>
6,10,14-Trimetilpentadecan-2-ona	<i>D. simplex, D. verluysii, G. rugosa</i>
4,4,7a-Trimetil-5,6,7,7a-tetraidro-1-benzofuran-2(4H)-ona	<i>D. simplex</i>
2,2,4,6,6-Pentametileptano	<i>D. simplex</i>
1-Isopropil-1,3,4-trimetilcicloexano	<i>D. simplex</i>
1,4-Diisopropilcicloexano	<i>D. simplex</i>
(E)-Fitol	<i>D. simplex, G. rugosa</i>

Fonte: Autor, 2014.

De modo semelhante ao observado para as frações clorofórmicas, o ácido hexadecanoico também esteve presente em todas as frações hexânicas analisadas. É possível também perceber que nas frações hexânicas há um número maior de hidrocarbonetos identificados, provavelmente pelo fato de a fração hexânica ser menos polar que a clorofórmica. O ácido láurico (ácido dodecanoico) também esteve presente em todas as frações hexânicas, mas não esteve nas frações clorofórmicas.

**Cromatograma 10 - Comparação entre os cromatogramas das frações hexânicas das três espécies analisadas. A) *Digenea simplex* B) *Dictyosphaeria versluisii* C) *Galaxaura rugosa*.**

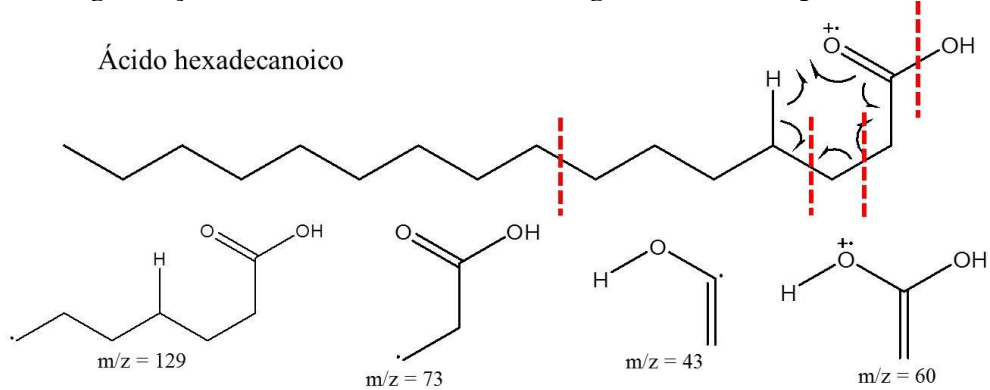


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.1 Ácidos graxos

Com base nos dados de todas as amostras analisadas, foi possível identificar 12 ácidos graxos provenientes de algas marinhas: 08 ácidos graxos saturados; 03 monoinsaturados e 01 polinsaturado. Para os ácidos carboxílicos, a fragmentação do ácido hexadecanoico pode ser utilizada como exemplo para as outras fragmentações (FIGURA 12).

**Figura 13 – Fragmentação do ácido hexadecanoico, e fragmentos mais importantes.**

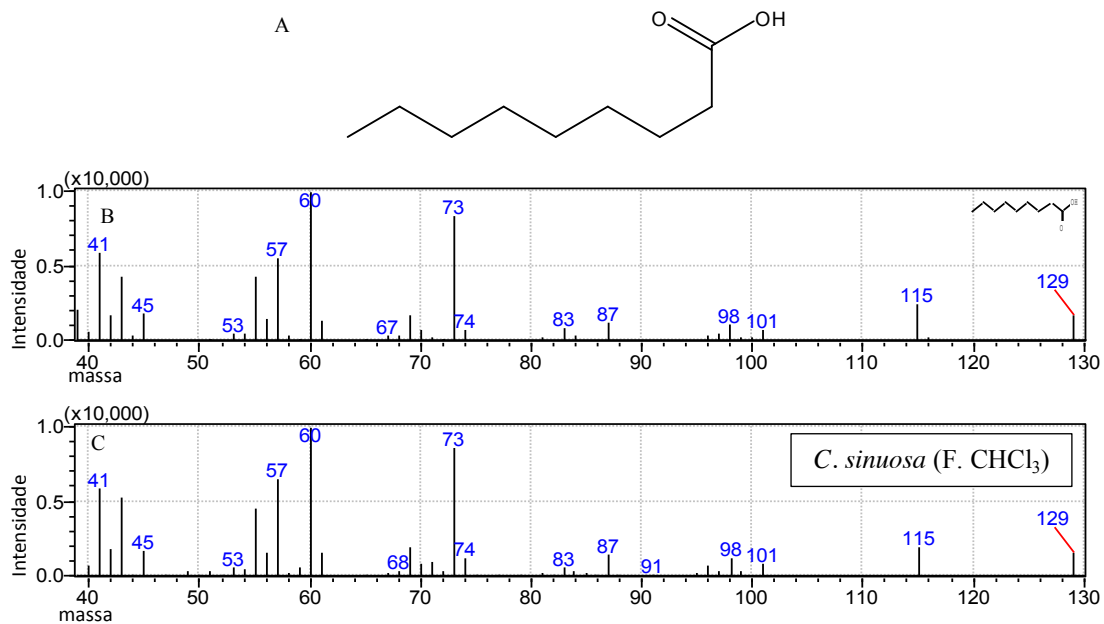


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.1.1 Ácido nonanoico

O ácido nonanoico, representado na Figura 13 (MM = 158,24 g/mol; fórmula  $C_9H_{18}O_2$ ) foi identificado, com similaridade de 95%, na fração clorofórmica do extrato de *C. sinuosa*. Este já foi descrito, anteriormente, nas algas verdes das espécies *Enteromorpha intestinalis* (RAGONESE et al., 2014) e *Capsosiphon fulvescens* (SUN; CHUNG; SHIN, 2011); e também na alga vermelha da espécie *Gracilariopsis lemaneiformis* (SUN et al., 2011).

**Figura 14 – A) Estrutura química do ácido nonanoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido nonanoico.**



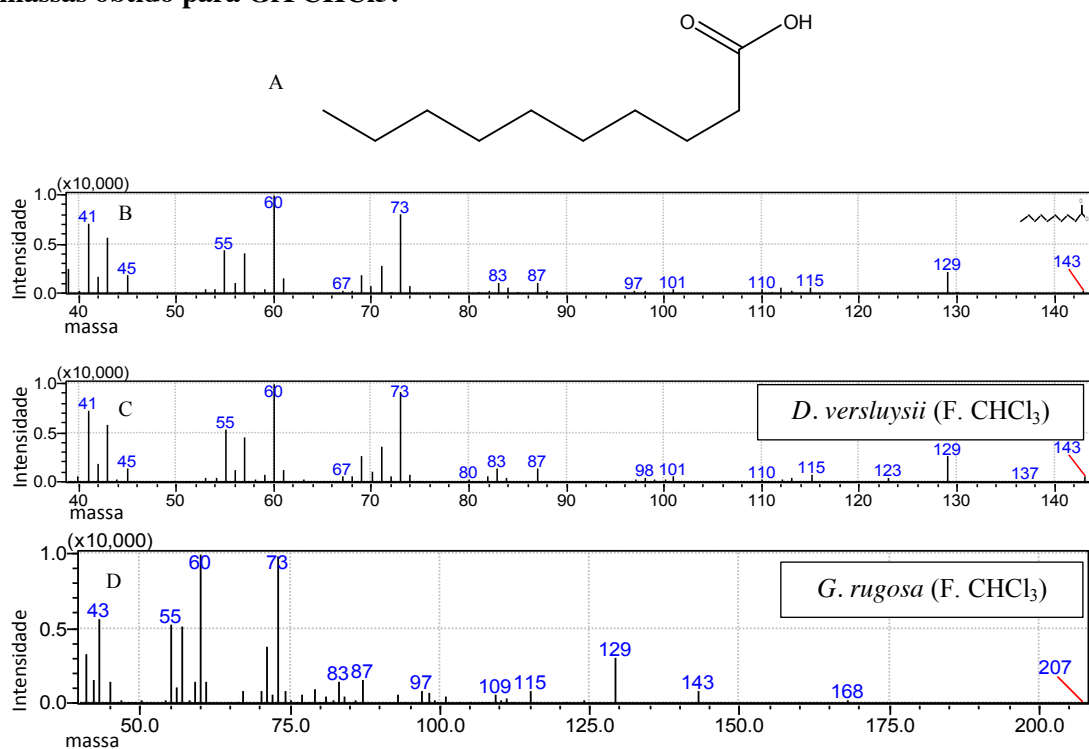
Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.1.2 Ácido decanoico

O ácido decanoico (FIGURA 14) (MM = 172,27 g/mol; fórmula molecular  $C_{10}H_{20}O_2$ ), também conhecido como ácido cáprico, foi identificado nas frações clorofórmicas dos

extratos metanólicos de *D. versluysii* e *G. rugosa*, com similaridade de 94 e 89%, respectivamente. Estudos referentes à análise de ácidos graxos em algas relatam a presença deste em diversas espécies, são elas: *Codium* sp. (PEREIRA et al., 2012); *Ulva rigida*, *Enteromorpha intestinalis*, *Pterocladia capillacea* e *Colpomenia sinuosa* (RAGONESE et al., 2014); *Spirulina platensis*, *Chlorella kessleri*, *C. pyrenoidosa*, *Porphyra tenera*, *Palmaria palmata*, *Laminaria japonica*, *Eisenia bicyclis*, *Undaria pinnatifida* e *Hizikia fusiformis* (AMBROZOVA et al., 2014); *Cladophora vagabunda*, *Ceramium rubrum* e *Cystoseira barbata* (IVANOVA; STANCHEVA; MERDZHANOVA, 2012).

**Figura 15 – A) Estrutura química do ácido decanoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido decanoico em DvFCHCl<sub>3</sub>; D) espectro de massas obtido para GrFCHCl<sub>3</sub>.**



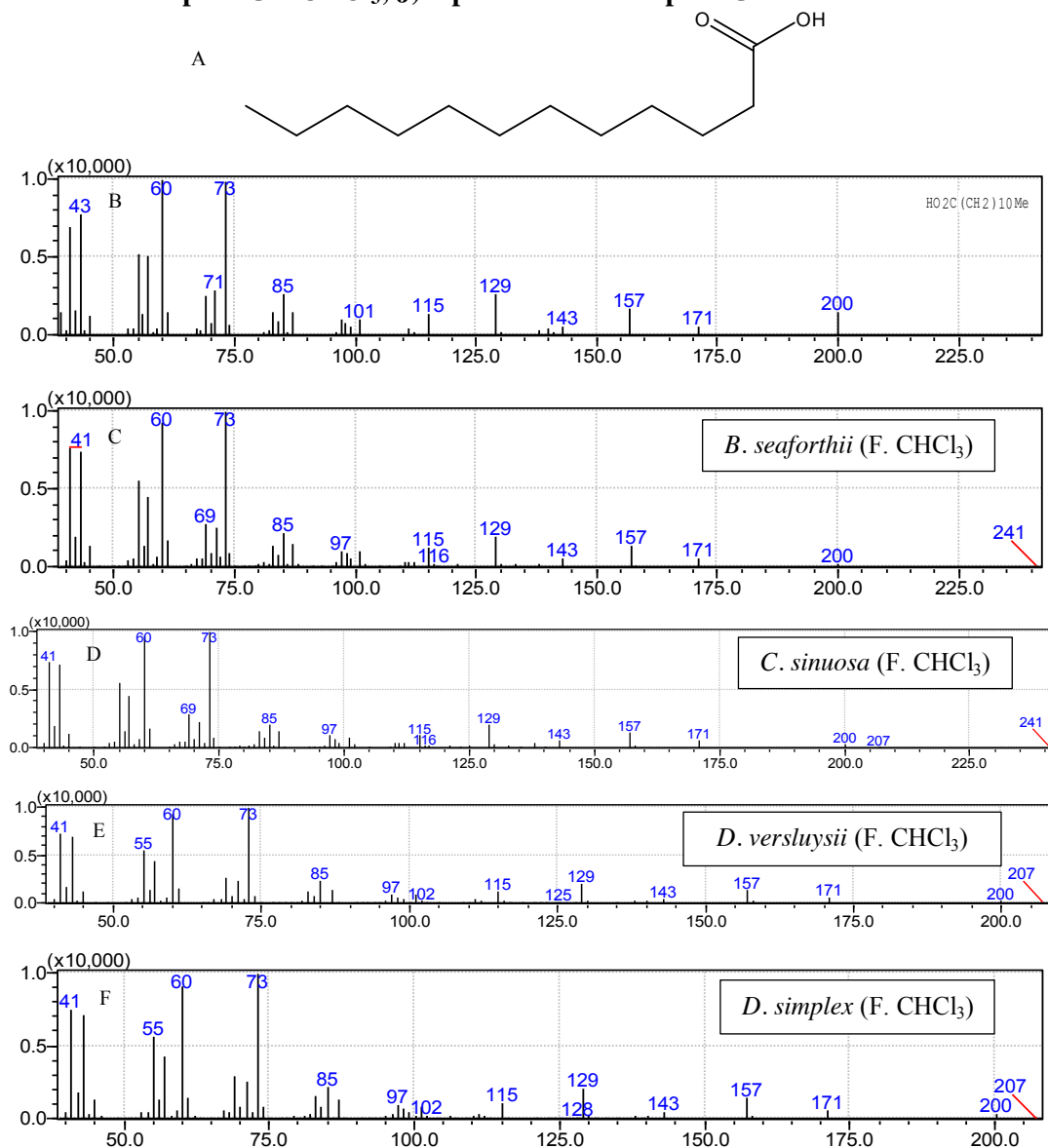
Fonte: Autor, 2014.

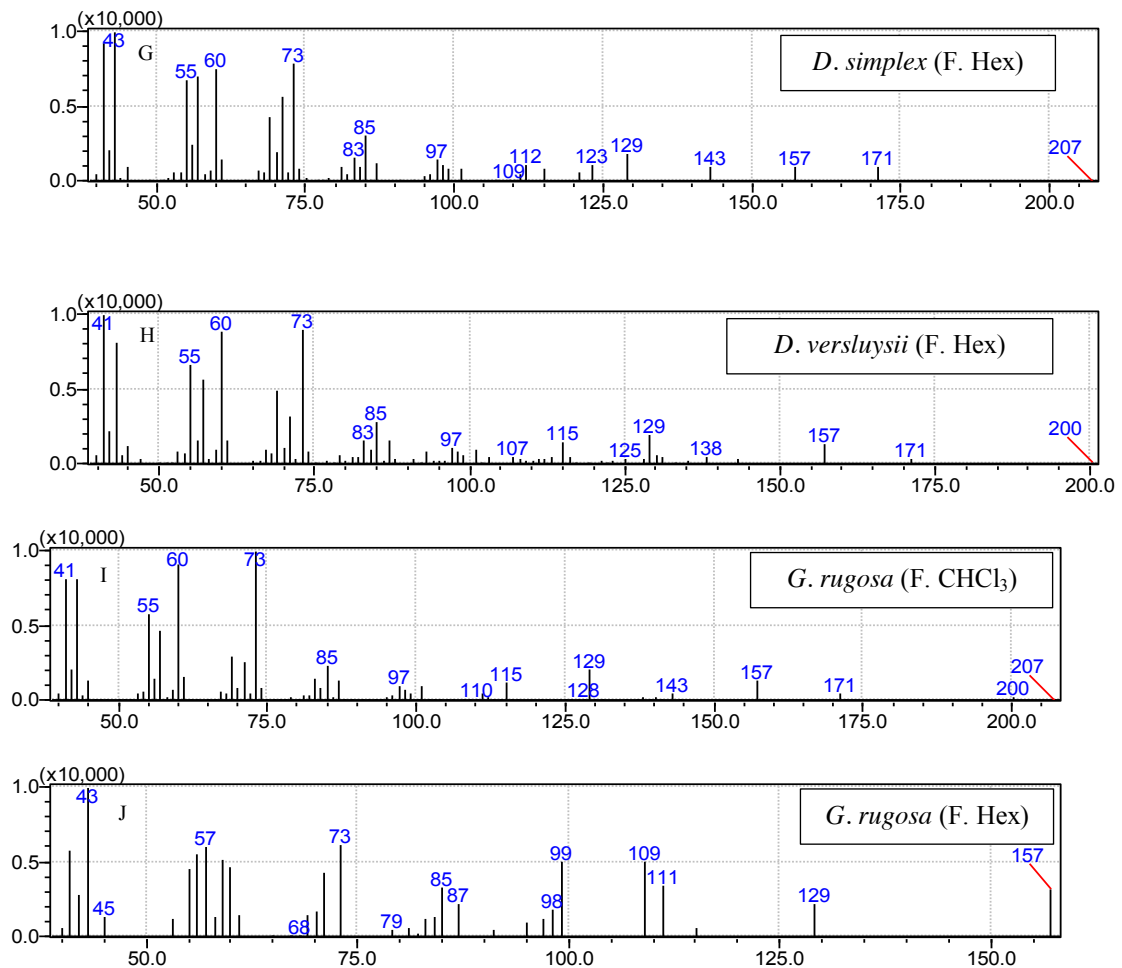
### 5.1.1.3 Ácido dodecanoico

O ácido graxo conhecido como ácido láurico (dodecanoico, MM = 200,32 g/mol, fórmula C<sub>12</sub>H<sub>24</sub>O<sub>2</sub>) (FIGURA 15) foi identificado nas oito frações estudadas neste trabalho. Este apresentou similaridade de: 95% nas frações clorofórmicas dos extratos metanólicos de *B. seaforthii* e *C. sinuosa*; 96% nas frações clorofórmicas de *D. versluysii*, *D. simplex* e *G. rugosa*; 90 e 88% nas frações hexânicas de *D. versluysii* e *D. simplex*, respectivamente; e 80% na fração hexânica de *G. rugosa*.

Este ácido é bastante comum em algas, já tendo sido descrito em diversos representantes destes organismos marinhos. Em um estudo realizado por Ragonese et al. (2014), onde a fração lipídica de algas foi caracterizada, ele foi identificado em representantes de algas verdes, *Ulva rigida* e *Enteromorpha intestinalis*; e em uma espécie representante de alga vermelha, *Asparagopsis taxiformis*. Ainda em um estudo onde foram caracterizados os voláteis de algas vermelhas do Mar Negro, realizado por Kamenarska et al. (2006), o ácido láurico foi identificado em *Callithamnion granulatum*.

**Figura 16 – A) Estrutura química do ácido dodecanoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido dodecanoico em BsFCHCl<sub>3</sub>; D) espectro de massas para CsFCHCl<sub>3</sub>; E) espectro de massas para DvFCHCl<sub>3</sub>; F) espectro de massas para DsFCHCl<sub>3</sub>; G) espectro de massas para DsFHex; H) espectro de massas para DsFHex; I) espectro de massas para GrFCHCl<sub>3</sub>; J) espectro de massas para GrFHex.**





Fonte: Autor, 2014.

Foi também identificado em *Microcystis aeruginosa*, *Lyngbya majuscula*, *L. martensiana*, *Spirogyra hyalina* e *Nitella hyalina* (KHALID; SHAMEEL, 2012); *Cladophora vagabunda*, *Ceramium rubrum* e *Cystoseira barbata* (IVANOVA; STANCHEVA; MERDZHANOVA, 2012); *Codium* sp., *Codium fragile*, *Cladophora albida*, *Enteromorpha* sp., *Chaetomorpha* sp., *Asparagopsis armata* e *Bornetia secundiflora* (PEREIRA et al., 2012); *Spirulina platensis*, *Chlorella kessleri*, *C. pyrenoidosa*, *Porphyra tenera*, *Palmaria palmata*, *Laminaria japonica*, *Eisenia bicyclis*, *Undaria pinnatifida* e *Hizikia fusiformis* (AMBROZOVA et al., 2014).

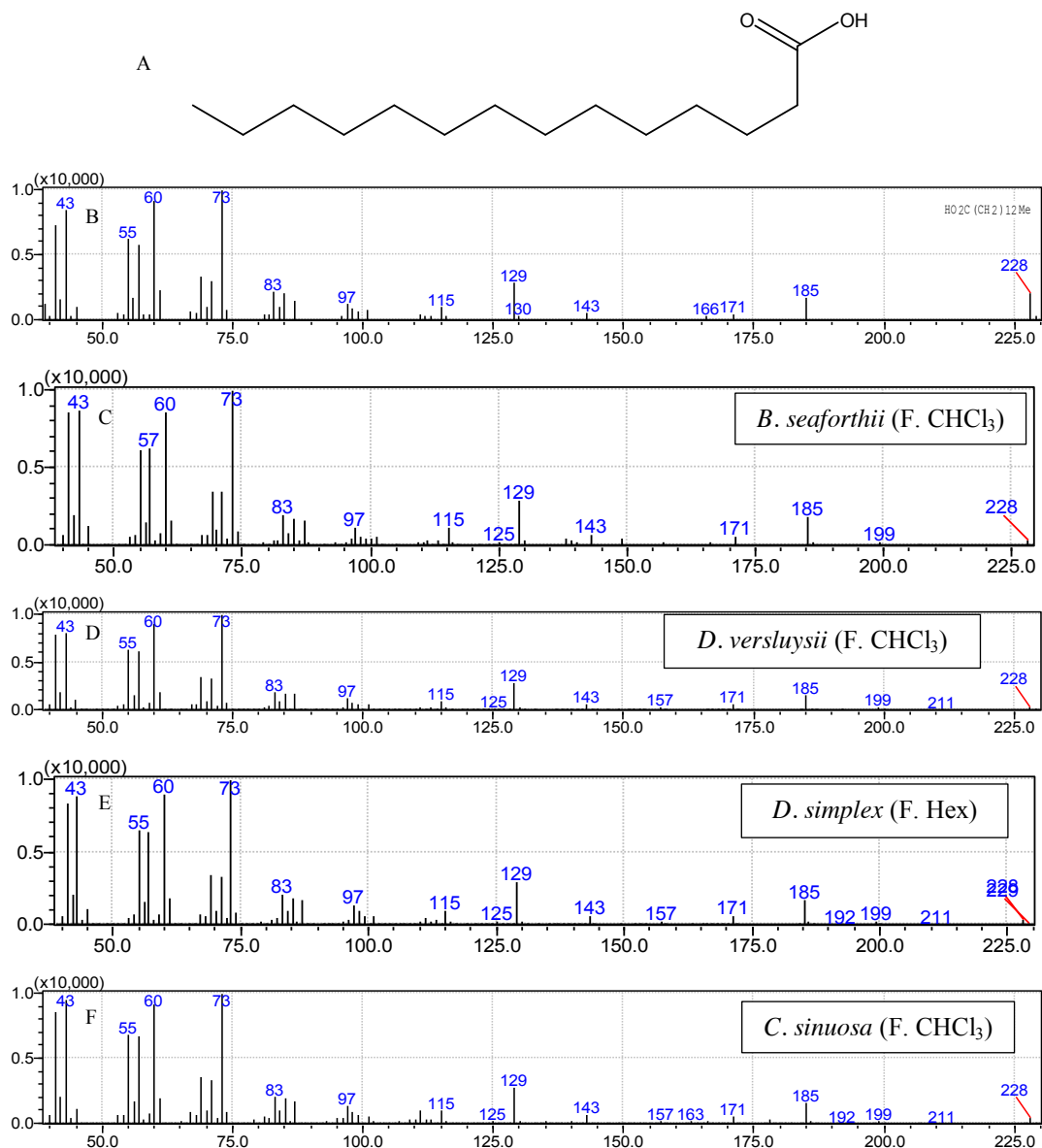
#### 5.1.1.4 Ácido tetradecanoico

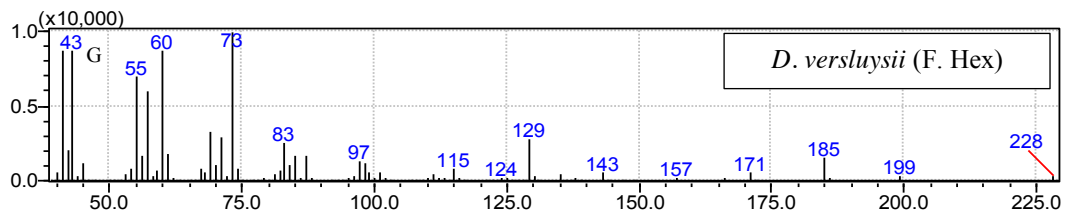
O ácido tetradecanoico (FIGURA 16), também conhecido como ácido mirístico (MM = 228,37 g/mol, fórmula  $C_{14}H_{28}O_2$ ), foi identificado nas frações clorofórmicas de *B. seaforthii*, *C. sinuosa* e *D. versluysii*, com similaridades de 94, 95 e 97%, respectivamente; além de estar presente nas frações hexânicas de *D. simplex* (similaridade de 97%) e *D.*



*versluisii* (96%). Outras espécies de algas apresentam o ácido mirístico como um de seus ácidos graxos saturados, são elas: *Fucus spiralis* (ANDRADE et al., 2013), *Enteromorpha intestinalis*, *Pterocladia capillacea*, *Asparagopsis taxiformis*, *Colpomenia sinuosa*, *Dictyota dichotoma*, *Stypocaulon scoparium*, *Cystoseria brachicarpa* (RAGONESE et al., 2014), *Codium* sp., *Codium fragile*, *Cladophora albida*, *Enteromorpha* sp., *Chaetomorpha* sp., *Ulva* sp., *Halopteris scoparia*, *Dictyota spiralis*, *Taonia atomaria*, *Sargassum vulgare*, *Cladostephus spongiosus*, *Jania* sp., *Asparagopsis armata*, *Peyssonnelia* sp., *Bornetia secundiflora* (PEREIRA et al., 2012), *Parachlorella kessleri* (PLAZA et al., 2010), entre outras.

**Figura 17 – A) Estrutura química do ácido tetradecanoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido tetradecanoico na fração BsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DvFCHCl<sub>3</sub>; E) fração DsFHex; F) fração CsFCHCl<sub>3</sub>; G) DvFHex.**



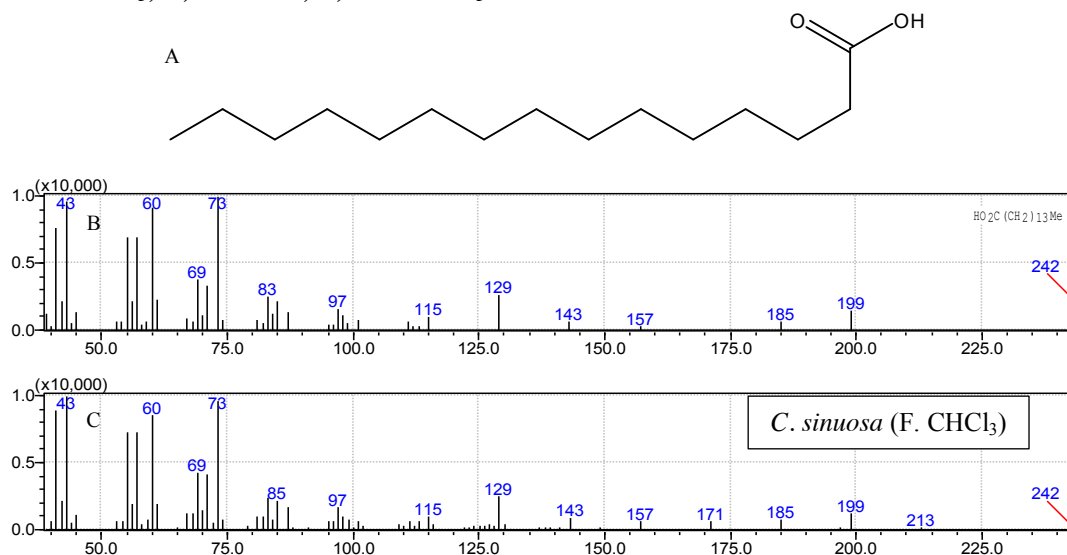


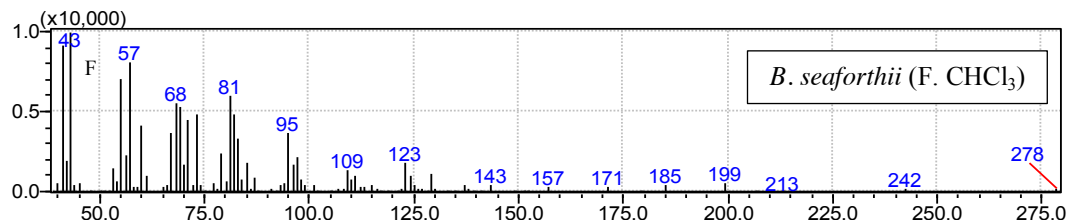
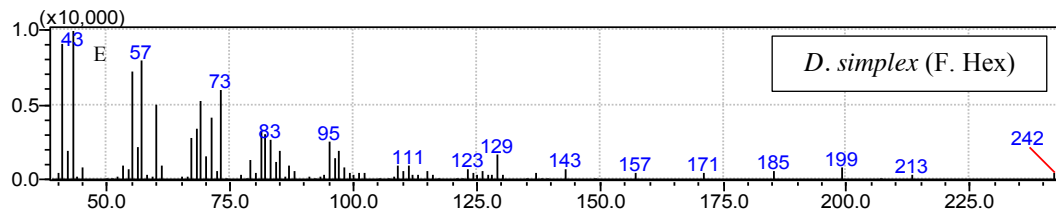
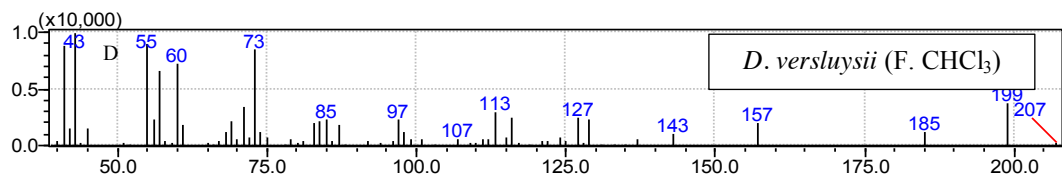
Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.1.5 Ácido pentadecanoico

Na fração hexânica de *D. simplex*, bem como nas frações clorofórmicas de *B. seaforthii*, *C. sinuosa* e *D. versluysii*, foi identificado o ácido pentadecanoico (FIGURA 17) (MM = 242,40 g/mol e fórmula  $C_{15}H_{30}O_2$ ) com similaridade de 89, 88, 95 e 87%, respectivamente. Este ácido já foi descrito nas seguintes espécies de algas: *Seminavis robusta*, *Cylindrotheca closterium* (GU et al., 2011), *Acanthophora spicifera* (ZAKARIA et al., 2011), *Lyngbya majuscula*, *L. martensiana*, *Hinckesia mitchelliae*, *Canistrocarpus cervicornis*, *Dictypteris australis*, *Dictyota dichotoma*, *D. dumosa*, *D. hauckiana*, *Stoechospermum polypodioides*, *Jolya laminarioides*, *Cystoseira indica* (SHAMEEL; SHEIKH; ZARINA, 2013). É importante salientar, que neste estudo realizado por Shameel, Sheikh e Zarina (2013), a espécie *Colpomenia sinuosa* foi avaliada, e não apresentou o ácido pentadecanoico, podendo a ausência ser devida a uma variação de metabólitos, ocasionada por diferentes condições climáticas as quais os espécimes analisados sofreram em seu habitat.

**Figura 18 – A) Estrutura química do pentadecanoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o pentadecanoico na fração CsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DvCHCl<sub>3</sub>; E) DsFHex; F) BsFCHCl<sub>3</sub>.**





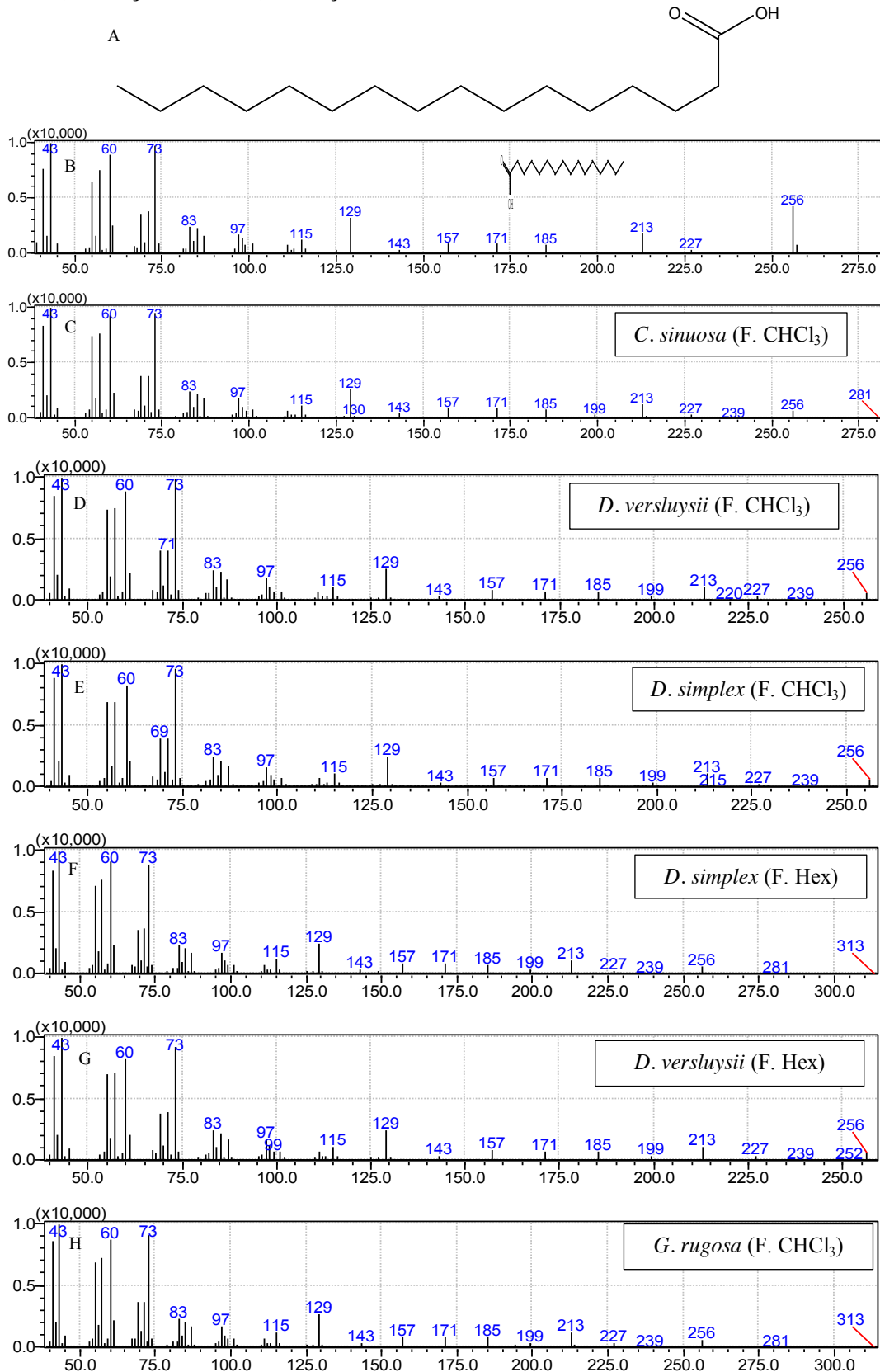
Fonte: Autor, 2014.

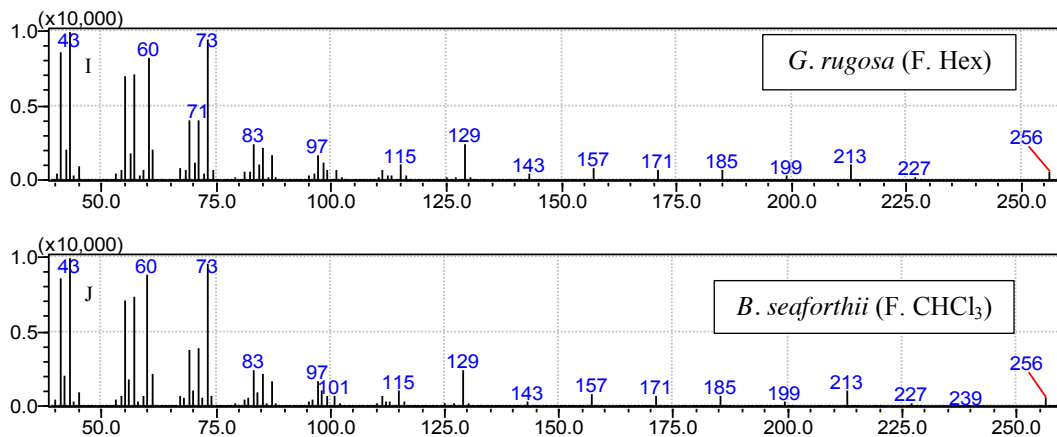
#### 5.1.1.6 Ácido hexadecanoico

O ácido hexadecanoico (FIGURA 18), conhecido como ácido palmítico (MM = 256,43 g/mol; fórmula  $C_{16}H_{32}O_2$ ) foi identificado em todas as frações estudadas. Foi o ácido graxo, e também a substância orgânica, em maior concentração observada nas frações. Foram observadas similaridades de 95% nas frações clorofórmicas de *D. simplex* e *D. versluysii*, e na fração hexânica de *G. rugosa*; apresentou também similaridades de 96% para as frações clorofórmicas de *B. seaforthii*, *C. sinuosa* e *G. rugosa*, além das frações hexânicas de *D. simplex* e *D. versluysii*.

Este é o ácido graxo saturado mais comum em algas, já tendo sido descrito em representantes dos três Filos, Chlorophyta, Rhodophyta e Pheophyta, como, por exemplo, *Codium tomentosum*, *C. adhaerens*, *Ulva lactuca*, *Asparagopsis armata*, *Sphaerococcus coronopifolius*, *Plocamium cartilagineum*, *Osmundea pinnatifida*, *Schizymia dubyi*, *Cystoseira tamariscifolia*, *C. usneoides*, *C. nodicaulis*, *Cladostephus spongiosus*, *Halopteris filicina*, *Saccorhiza polyschides*, *Sargassum vulgare*, *Fucus spiralis* e *Stypocaulon scoparium* (ANDRADE et al., 2013); *Himantalia elongata* (PLAZA et al., 2010); *Acanthophora spicifera* (ZAKARIA et al., 2011); *Grateloupia turuturu* (KENDEL et al., 2013), entre outras.

Figura 19 – A) Estrutura química do ácido hexadecanoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido hexadecanoico, fração CsFCHCl<sub>3</sub>; D) Fração DvFCHCl<sub>3</sub>; E) fração DsFCHCl<sub>3</sub>; F) fração DsFHex; G) fração DvFHex; H) fração GrFCHCl<sub>3</sub>; I) fração GrFHex; J) fração BsFCHCl<sub>3</sub>



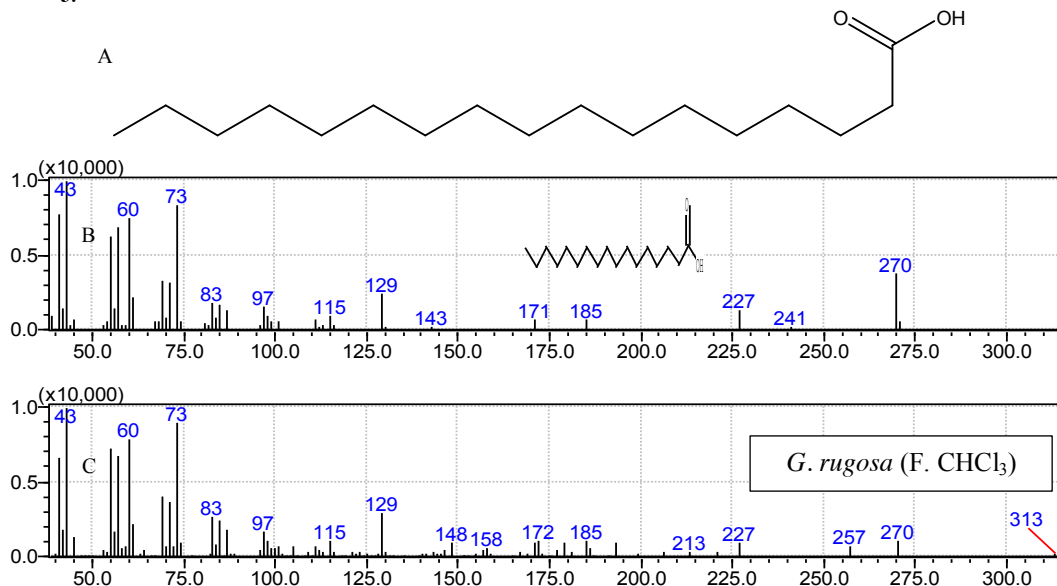


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.1.7 Ácido heptadecanoico

O ácido margárico (FIGURA 19) (ácido heptadecanoico, MM = 270,45 g/mol, fórmula C<sub>17</sub>H<sub>34</sub>O<sub>2</sub>) foi identificado apenas na fração clorofórmica de *G. rugosa* com uma similaridade de 89%, referente ao banco de dados do equipamento. Este ácido foi descrito também em algas das espécies *Laurencia popilliose*, *Ulva fasciata*, *Taonia atomaria*, *Dilophys fasciola* e *Galaxaura cylindrica* (EL BAZ et al., 2013), sendo esta última do mesmo gênero que a espécie do trabalho, o que dá indícios da existência deste no gênero *Galaxaura*; *Grateloupia turuturu* (KENDEL et al., 2013); *Spirulina platensis*, onde uma mistura de ácidos graxos, incluindo o heptadecanoico, mostrou ser ativa contra cepas de bactérias Gram-positivas e contra *Salmonella typhimurium* (JUBIE; DHANABAL, 2012).

**Figura 20 – A) Estrutura química do ácido heptadecanoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido heptadecanoico para a fração GrFCHCl<sub>3</sub>.**

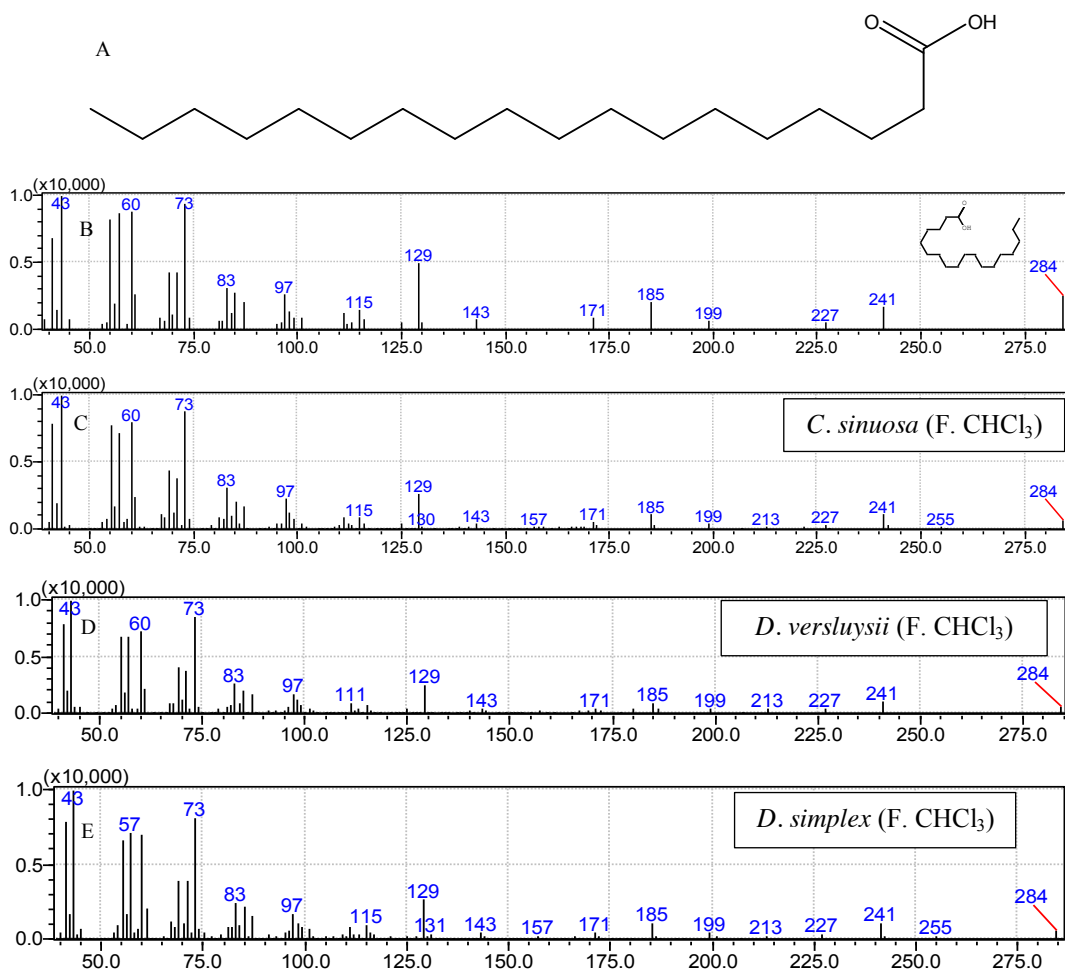


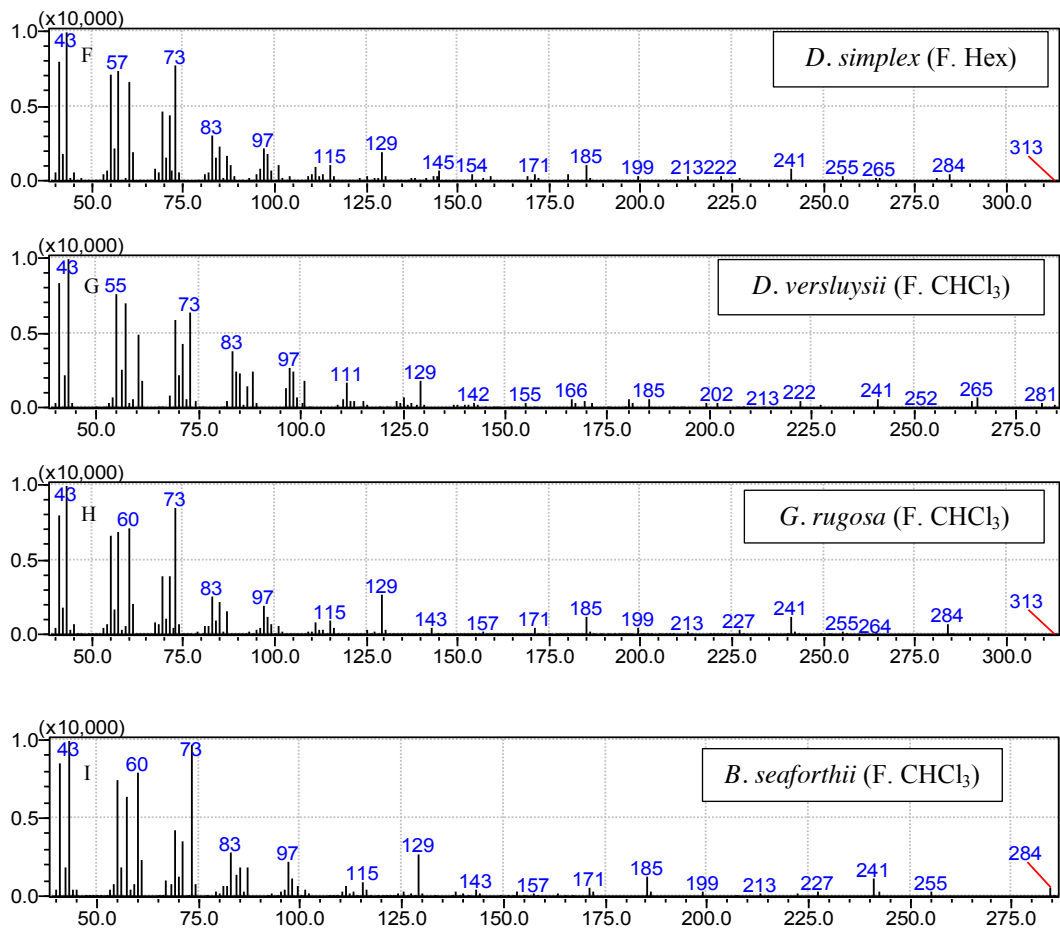
Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.1.8 Ácido octadecanoico

O ácido octadecanoico (FIGURA 20), conhecido também como ácido esteárico (MM = 284,48 g/mol; fórmula  $C_{18}H_{36}O_2$ ), foi identificado em todas as frações analisadas, exceto na fração hexânica de *G. rugosa*. Este já foi identificado em microalgas verdes da espécie *Chlamydomonas nivalis* (LU et al., 2012); na alga vermelha *Grateloupia turuturu* (KENDEL et al., 2012); nas espécies *Ulva rigida*, *Enteromorpha intestinalis*, *Pterocliadiella capillacea*, *Asparagopsis taxiformis*, *Dictyota dichotoma*, *Stypocaulon scoparium*, *Cystoseira brachicarpa* e *Colpomenia sinuosa* (RAGONESE et al., 2014), sendo, esta última, a mesma do estudo, comprovando a existência do ácido esteárico na espécie. Está presente também nas algas: *Codium* sp., *Codium fragile*, *Cladophora albida*, *Enteromorpha* sp., *Chaetomorpha* sp., *Halopteris scoparia*, *Dictyota spiralis*, *Taonia atomaria*, *Sargassum vulgare*, *Cladostephus spongiosus*, *Jania* sp., *Pterocliadiella capillacea*, *Asparagopsis armata*, *Peyssonnelia* sp. e *Bornetia secundiflora* (PEREIRA et al., 2012).

**Figura 21 – A) Estrutura química do ácido octadecanoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido octadecanoico para fração CsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DvFCHCl<sub>3</sub>; E) fração DsFCHCl<sub>3</sub>; F) fração DsFHex; G) fração DvFHex; H) fração GrCHCl<sub>3</sub>; I) fração BsFCHCl<sub>3</sub>.**





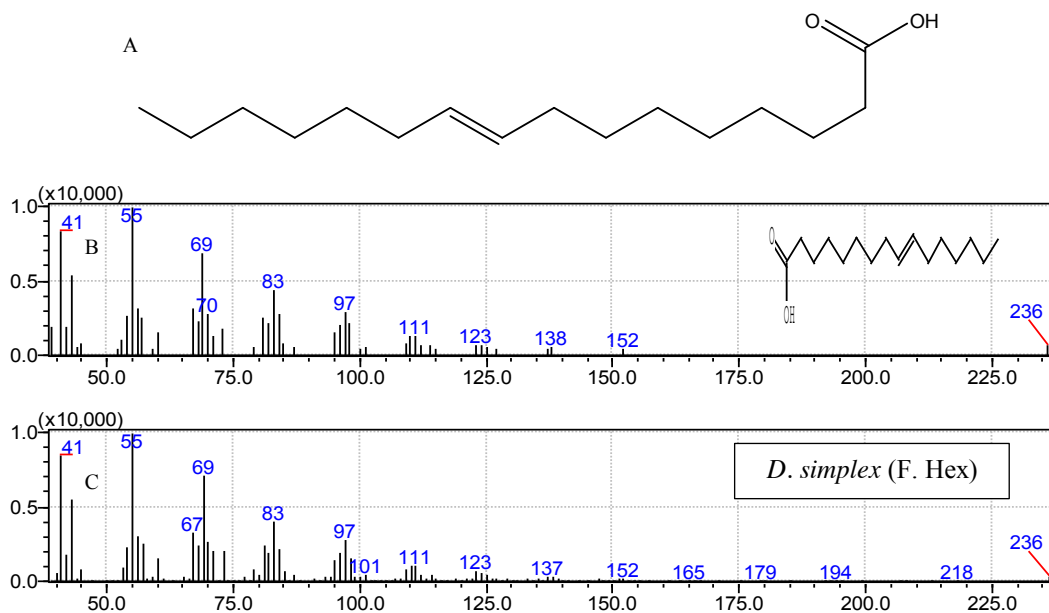
Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.1.9 Ácidos (9*Z*)-hexadec-9-enoico e (9*E*)-hexadec-9-enoico

Os isômeros (*Z*) e (*E*) do ácido hexadec-9-enoico (FIGURAS 20 e 21, respectivamente) possuem massa molecular 254,41 g/mol e fórmula C<sub>16</sub>H<sub>30</sub>O<sub>2</sub>. O isômero *E* foi identificado na fração hexânica do extrato metanólico de *D. simplex*, com similaridade de 95%, enquanto que o isômero *Z* foi identificado nas frações clorofórmicas dos extratos metanólicos de *D. versluysii* e *B. seaforthii* (similaridades de 93 e 88%, respectivamente). Traços destes dois isômeros foram encontrados no extrato de pecíolos e lâminas foliares de banana (*Musa acuminata* Colla var. *cavendishi*) obtido com diclorometano, além de quantidades variáveis em extratos obtidos a partir de outras partes (OLIVEIRA et al., 2006). No trabalho realizado por Rzama et al. (1995) esse ácido foi identificado em microalgas das espécies *Scenedesmus* sp. e *Chlorella vulgaris*, porém os autores não determinaram de qual dos dois isômeros se tratava, ou se era uma mistura de ambos. No trabalho realizado por Aydoğmuş, Topcu e Güven (2008), onde foram estudados os constituintes químicos da alga

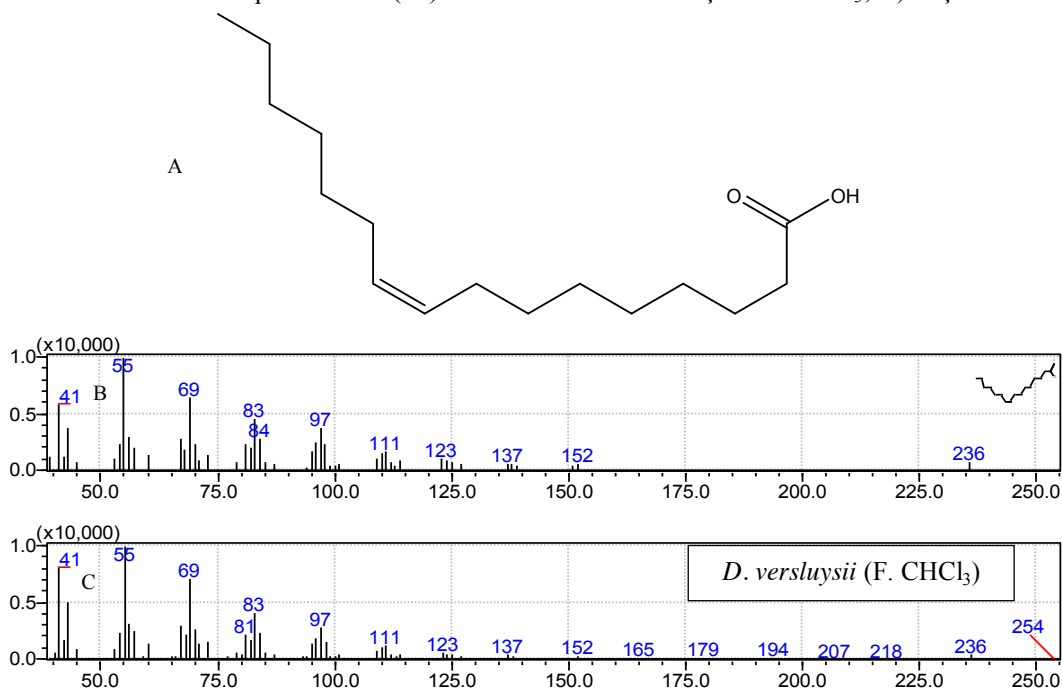
vermelha *Gracilaria verrucosa*, apenas o isômero *Z* foi identificado, sendo isolado da fração diclorometano-acetato.

**Figura 22 – A) Estrutura química do (9*E*)-hexadec-9-enoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido (9*E*)-hexadec-9-enoico na fração DsFHex.**

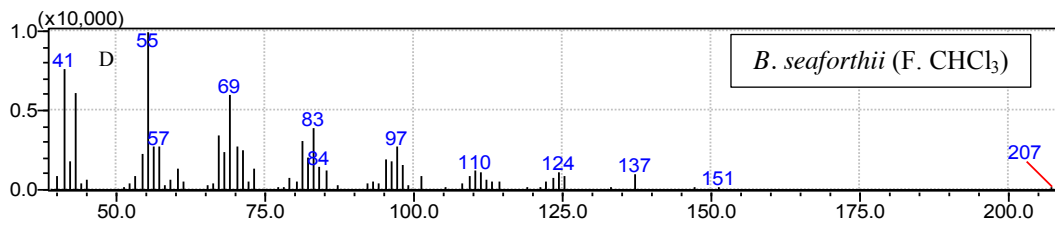


Fonte: Autor, 2014.

**Figura 23 – A) Estrutura química do (9*Z*)-hexadec-9-enoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido (9*Z*)-hexadec-9-enoico na fração DsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração BsFCHCl<sub>3</sub>.**







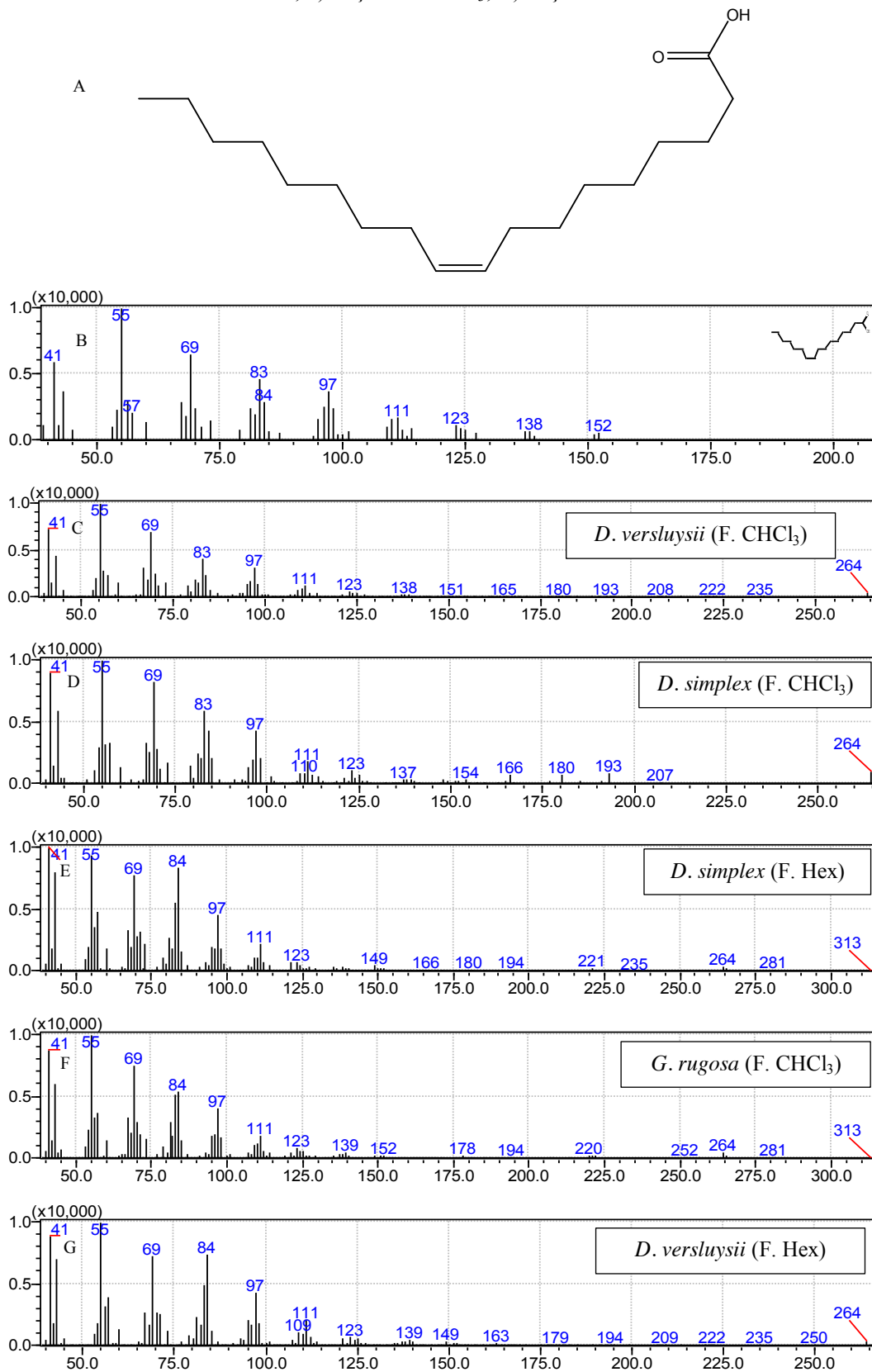
Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.1.10 Ácido (9Z)-octadec-9-enoico

O ácido (9Z)-octadec-9-enoico (FIGURA 23) (MM = 282,47 g/mol; fórmula molecular  $C_{18}H_{34}O_2$ ), também conhecido como ácido oleico, foi identificado nas frações hexânica e clorofórmica do extrato metanólico de *D. simplex*, com similaridade, referente ao banco de dados, de 90% para ambas; também foi identificado nas frações hexânica e clorofórmica do extrato metanólico de *D. versluysii*, com similaridade de 91 e 92%, respectivamente; bem como na fração clorofórmica do extrato metanólico de *G. rugosa*, com 92%.

Em um estudo feito por Ambrozova et al. (2014) analisando o conteúdo de ácidos graxos em algas, o ácido oleico se mostrou presente em todas as espécies analisadas pelos autores, sendo as espécies estudadas: cianobactérias da espécie *Spirulina platensis*; microalgas verdes das espécies *Chlorella kessleri* e *C. pyrenoidosa*; algas pardas das espécies *Laminaria japonica*, *Eisenia bicyclis*, *Undaria pinnatifida* e *Hizikia fusiformis*; além das algas vermelhas, *Porphyra tenera* e *Palmaria palmata*. Este ácido foi o ácido graxo monoinsaturado mais abundante em todas as espécies analisadas, exceto em *S. platensis* e *P. tenera*.

Figura 24 – A) Estrutura química do (9Z)-octadec-9-enoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido (9Z)-octadec-9-enoico na fração DvFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DsFCHCl<sub>3</sub>; E) DsFHex; F) fração GrFCHCl<sub>3</sub>; G) fração DvFHex.



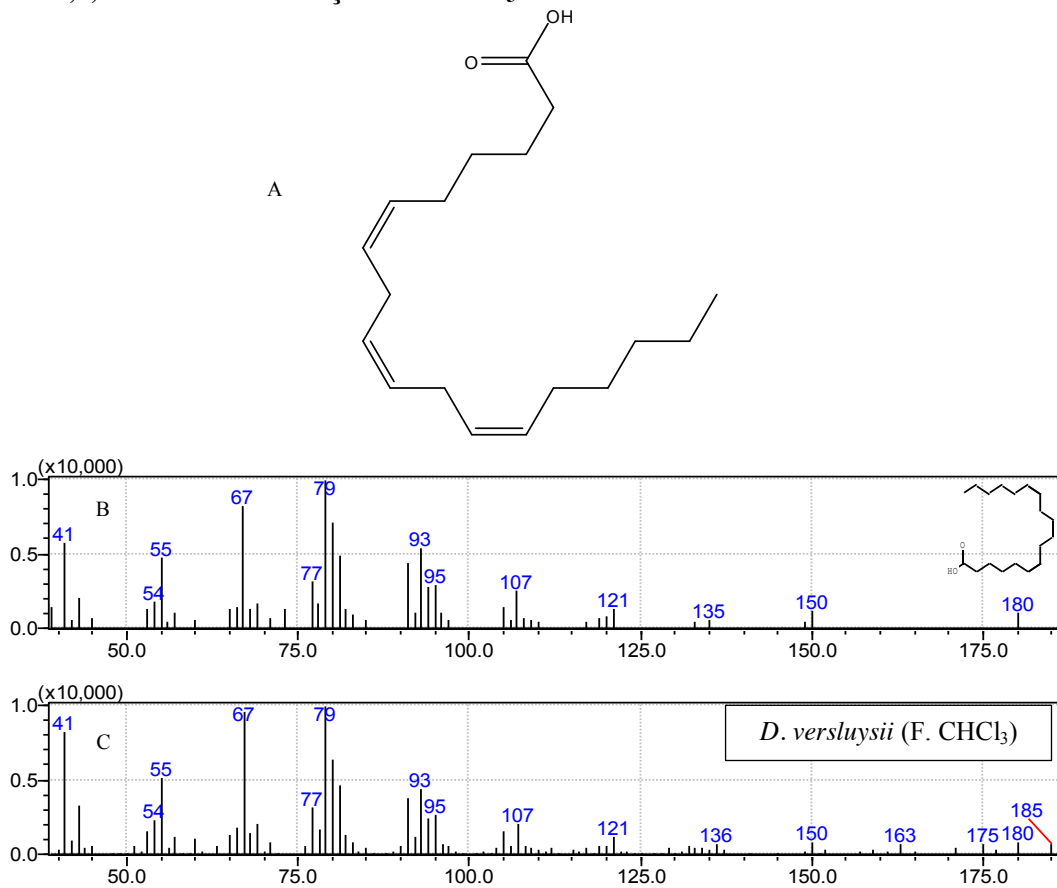
Fonte: Autor, 2014.

Outro estudo, também analisando ácidos graxos em algas, realizado por Pereira et al. (2012), mostrou que o ácido oleico era o ácido graxo monoinsaturado presente em maior concentração nas algas verdes *Codium* sp., *Enteromorpha* sp. e *Chaetomorpha* sp.; nas algas pardas *Halopteris scoparia* e *Cladostephus spongiosus*; e nas algas vermelhas *Jania* sp. e *Pterocliadiella capilácea*. Além das espécies já citadas, ele também estava presente nas algas *Cladophora albida*, *Ulva* sp., *C. fragile*, *Dictyota dichotoma*, *D. spiralis*, *Taonia atomaria*, *Sargassum vulgare*, *Asparagopsis armata*, *Peyssonnelia* sp. e *Bornetia secundiflora*.

#### 5.1.1.11 Ácido (6Z, 9Z, 12Z)-octadec-6,9,12-trienoico

O ácido (6Z, 9Z, 12Z)-octadeca-6,9,12-trienoico (FIGURA 24) ( $C_{18}H_{30}O_2$  MM = 278,43 g/mol), também conhecido como gama-linolenato, ou ácido gama-linolênico, foi identificado na fração clorofórmica do extrato metanólico de *D. versluysii*, com similaridade de 91% e picos de relação m/z: 185, 163, 150, 135, 121, 107, 95, 93, 79, 77, 67, 55, 54 e 41. A presença deste ácido graxo já foi observada em microalgas da espécie *Chroothece richteriana* (ABOAL et al., 2014), *Chlorella kessleri* e *C. pyrenoidosa*; em cianobactérias da espécie *Spirulina platensis* (AMBROZOVA et al., 2014); em algas verdes do gênero *Codium* sp.; em algas pardas das espécies *Dictyota dichotoma*, *D. spiralis*, *Taonia atomaria*, *Cladostephus spongiosus* (PEREIRA et al., 2012), *Laminaria japonica*, *Eisenia bicyclis*, *Undaria pinnatifida* e *Hizikia fusiformis* (AMBROZOVA et al., 2014); em algas vermelhas, tais como, *Pterocliadiella capillacea*, *Bornetia secundiflora* (PEREIRA et al., 2012), *Porphyra tenera* e *Palmaria palmata* (AMBROZOVA et al., 2014).

Figura 25 – A) Estrutura química do ácido (6Z, 9Z, 12Z)-octadeca-6,9,12-trienoico; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o ácido (6Z, 9Z, 12Z)-octadeca-6,9,12-trienoico na fração DvFCHCl<sub>3</sub>.

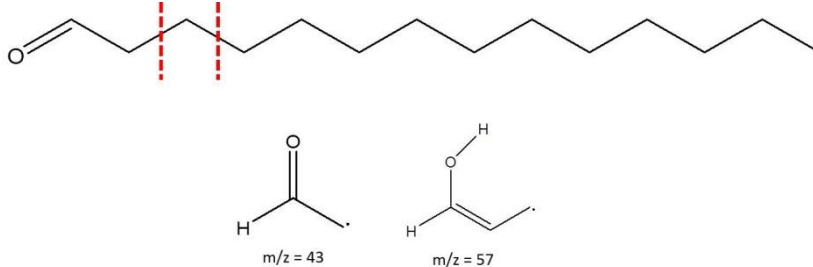


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.2 Aldeídos

Foram identificados, ao todo, 07 aldeídos nas amostras analisadas: 02 aldeídos insaturados e 05 saturados de cadeia longa. Para a fragmentação dos aldeídos, pode ser observada na Figura 25 a fragmentação do tetradecanal, evidenciando os fragmentos característicos dos aldeídos.

Figura 26 – Fragmentação do aldeído tetradecanal e fragmentos característicos de aldeídos.

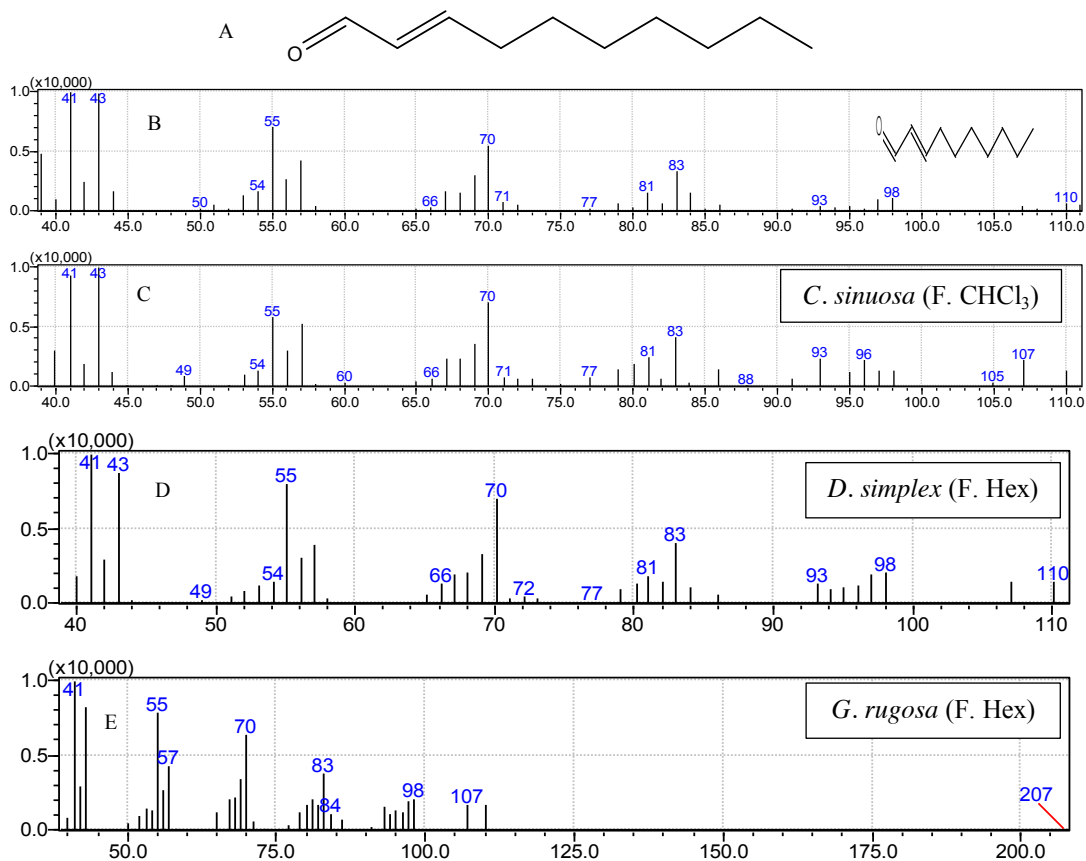


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.2.1 (2E)-Dec-2-enal

O (2E)-dec-2-enal (FIGURA 26) é um aldeído, de massa molecular 154,25 g/mol e fórmula molecular  $C_{10}H_{18}O$ , que apresenta os picos  $m/z$  110, 98, 83, 70, 55 e 41. Este foi observado nas frações hexânicas dos extratos de *G. rugosa* e *D. simplex*, e na fração clorofórmica do extrato de *C. sinuosa*, tendo similaridade, respectivamente, de 90%, 92% e 89%. Este aldeído foi previamente encontrado em diatomáceas das espécies *Skeletonema costatum* e *Chaetoceros muelleri*; e em dinoflagelados das espécies *Prorocentrum micans* e *Scrippsiella trochoidea* (MA et al., 2011). Foram realizados testes antifúngicos contra *Saccharomyces cerevisiae* por difusão em disco, utilizando este aldeído, que se mostrou inativo contra a cepa *Wild-type*, mas ativo contra a cepa STRg6, que não possui o gene ERG6, cuja deleção aumenta a permeabilidade da parede e membrana celulares (ADOLPH et al., 2004).

**Figura 27 – A) Estrutura química do (2E)-Dec-2-enal; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (2E)-Dec-2-enal na fração  $CsCHCl_3$ ; D) fração DsFHex; E) fração GrFHex.**

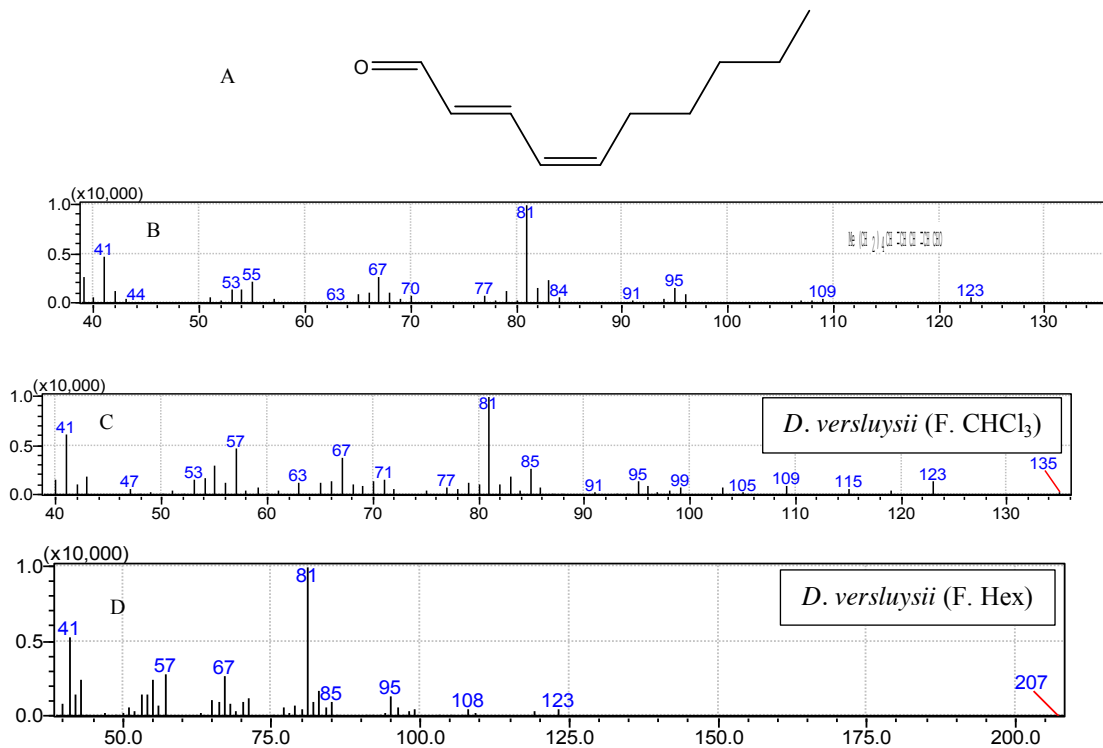


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.2.2 (2E,4Z)-Deca-2,4-dienal

O (2E,4Z)-Deca-2,4-dienal (FIGURA 27), aldeído insaturado de massa molecular 152,24 g/mol e fórmula molecular  $C_{10}H_{16}O$ , apresenta no espectro de massas os picos m/z: 123, 95, 81, 67, 57 e 41. Foi observado nas frações hexânica e clorofórmica do extrato de *D. versluysii*, que comparado com o banco de dados, mostra 89% e 79% de similaridade, respectivamente. Já foi relatada a presença desse aldeído em diversos organismos marinhos, dentre eles *Porphyra tenera*, alga vermelha utilizada para alimentação no Japão (KAJIWARA et al., 1990); a alga marrom da espécie *Scytosiphon lomentaria*, (KAJIWARA et al., 1991); a diatomácea *Thalassiosira rotula*, sendo responsável pela diminuição na reprodução de copépodes (MIRALTO et al., 1999); e as algas verdes *Ulva conglobata* (AKAKABE; MATSUI; KAJIWARA, 2003) e *Capsosiphon fulvescens* (SUN; CHUNG; SHIN, 2011).

**Figura 28 – A) Estrutura química do (2E,4Z)-Deca-2,4-dienal; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (2E,4Z)-Deca-2,4-dienal na fração DvFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DvFHex.**



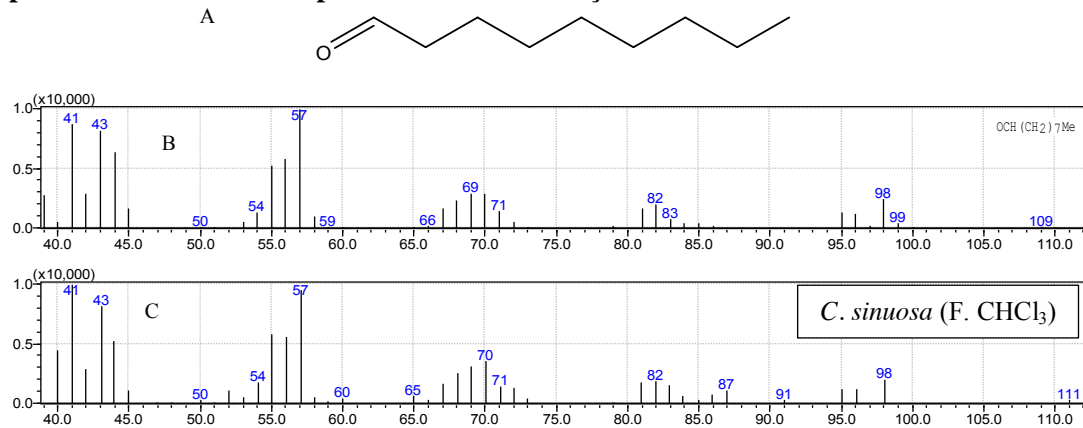
Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.2.3 Nonanal

O aldeído nonanal (FIGURA 28) (MM = 142,24 g/mol, fórmula  $C_9H_{18}O$ ) foi identificado na fração clorofórmica de *C. sinuosa*, com similaridade de 93%. A concentração dos voláteis da alga vermelha *Gracilariopsis lemaneiformis*, foi analisada por SUN et al. (2011) após infecção por bactérias patogênicas, com finalidade de mostrar a produção dos mesmos durante a defesa deste organismo frente às infecções, evidenciando a importância dos

voláteis na defesa contra patógenos, incluindo o nonanal, que teve alteração na concentração após infecção. Este aldeído também está presente nas espécies *Ulothrix fimbriata* (FINK; VON ELERT; JÜTTNER, 2006), *Dictyota dichotoma* (ABOU-EL-WAFA et al., 2013), *Capsosiphon fulvescens* (SUN; CHUNG; SHIN, 2011), *Bostrychia tenella* (FELÍCIO et al., 2010) e *Scytosiphon lomentaria* (KAJIWARA et al., 1991).

**Figura 29 – A) Estrutura química do nonanal; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a nonanal na fração FCsCHCl<sub>3</sub>.**

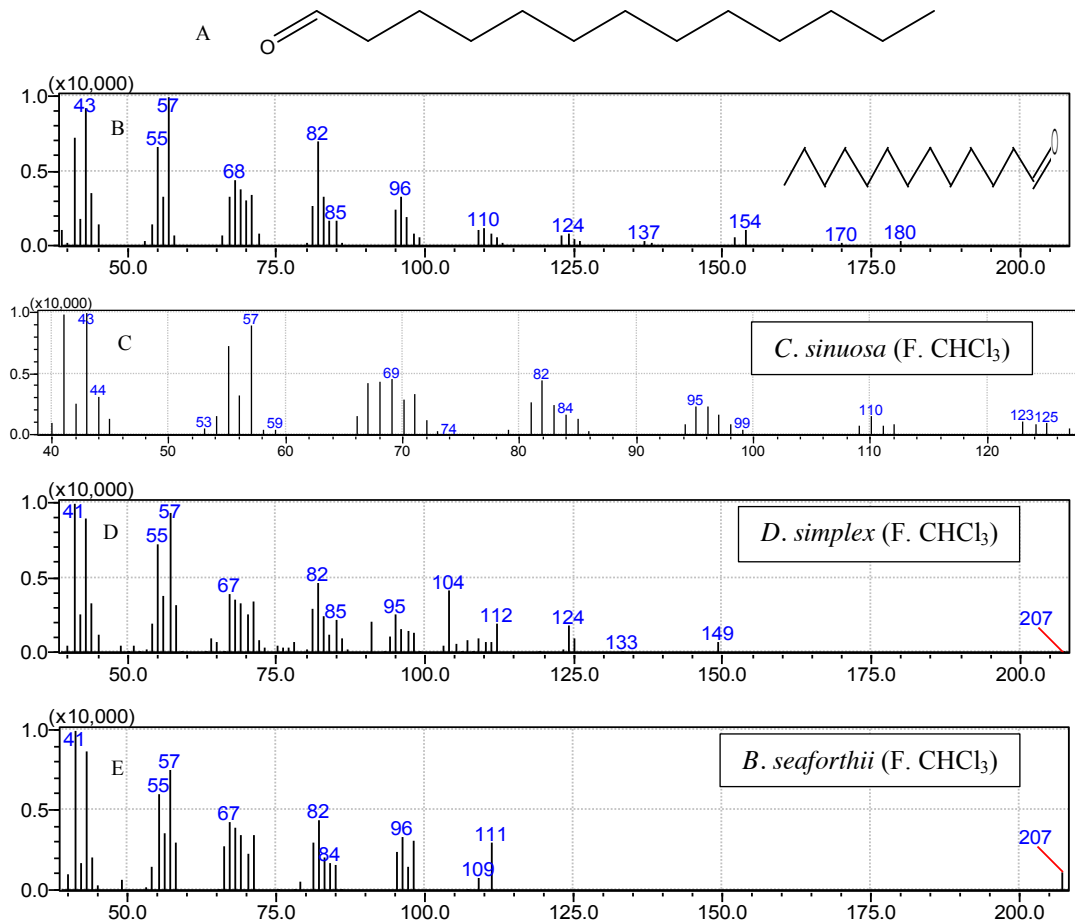


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.2.4 Tridecanal

O aldeído tridecanal (FIGURA 29) (MM = 198,35 g/mol, fórmula C<sub>13</sub>H<sub>26</sub>O) foi identificado em três frações clorofórmicas analisadas neste trabalho, provenientes do extrato de *B. seaforthii*, *C. sinuosa* e *D. simplex* (88, 85 e 92% de similaridades). A alga vermelha da espécie *Porphyra tenera* possui o tridecanal como um dos aldeídos constituintes de sua composição de metabólitos secundários, não sendo, porém, o aldeído de maior concentração (KAJIWARA et al., 1990). Ele também está presente em algas das espécies *Ulva pertusa*, *Enteromorpha* sp., *Chondria crassicaulis* (KAJIWARA et al., 1993), *Scytosiphon lomentaria* (KAJIWARA et al., 1991) e *Capsosiphon fulvescens* (SUN; CHUNG; SHIN, 2011).

**Figura 30 – A) Estrutura química do tridecanal; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tridecanal na fração CsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DsFCHCl<sub>3</sub>; E) fração BsFCHCl<sub>3</sub>.**



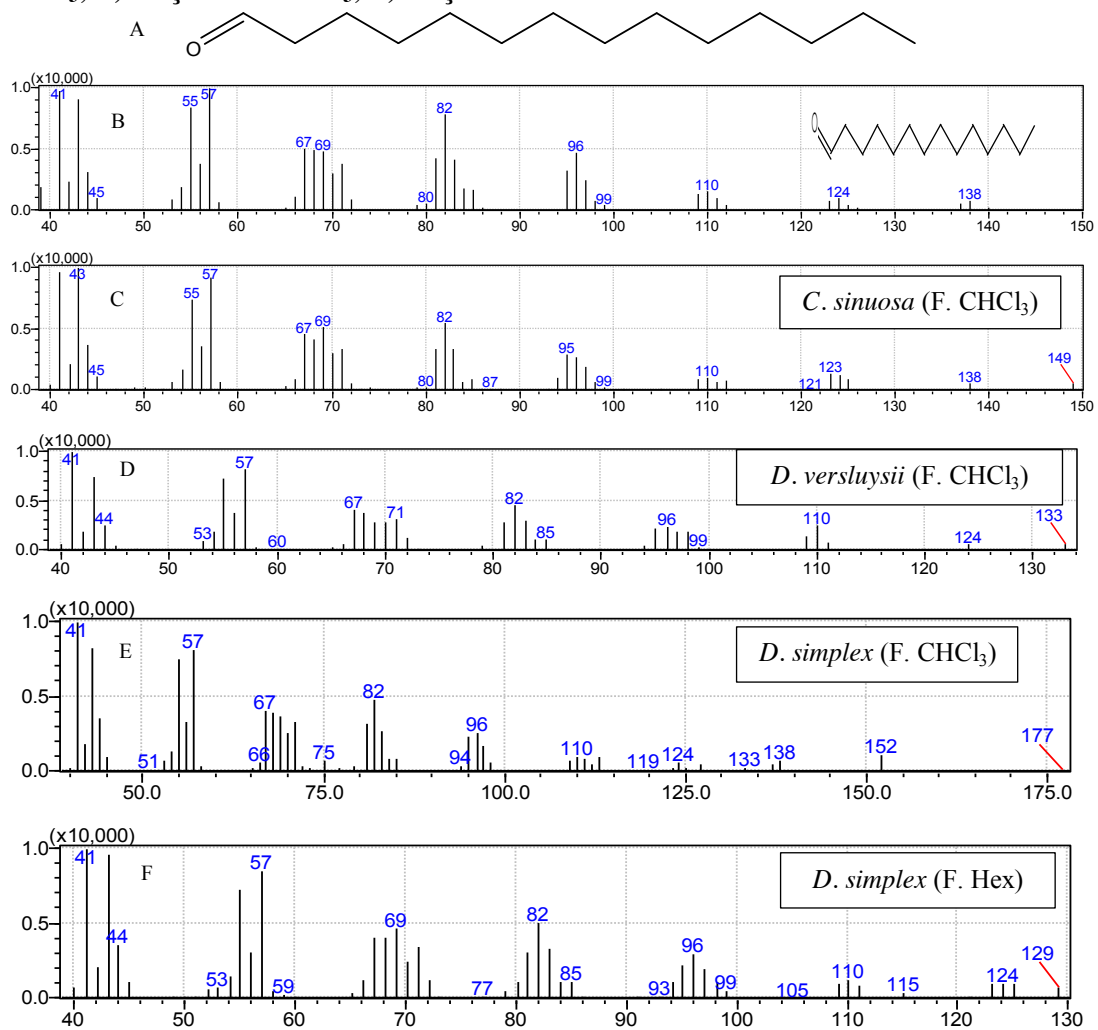
Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.2.5 Tetradecanal

O aldeído tetradecanal (FIGURA 30) (MM = 212,37 g/mol, fórmula C<sub>14</sub>H<sub>28</sub>O) foi identificado em uma fração hexânica (*D. simplex*) com similaridade de 92%, e em 3 frações clorofórmicas: *C. sinuosa* (93%); *D. simplex* (92%); e *D. versluisii* (91%). Este aldeído foi detectado em algas pardas da espécie *Laminaria angustata* (BOONPRAB et al., 2003); nas algas verdes *Ulva pertusa*, *Enteromorpha* sp. (KAJIWARA et al., 1993) e *Capsosiphon fulvescens* (SUN; CHUNG; SHIN, 2011).



**Figura 31 – A) Estrutura química do tetradecanal; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tetradecanal na fração CsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DsFCHCl<sub>3</sub>; E) fração DsFCHCl<sub>3</sub>; F) fração DsFHex.**

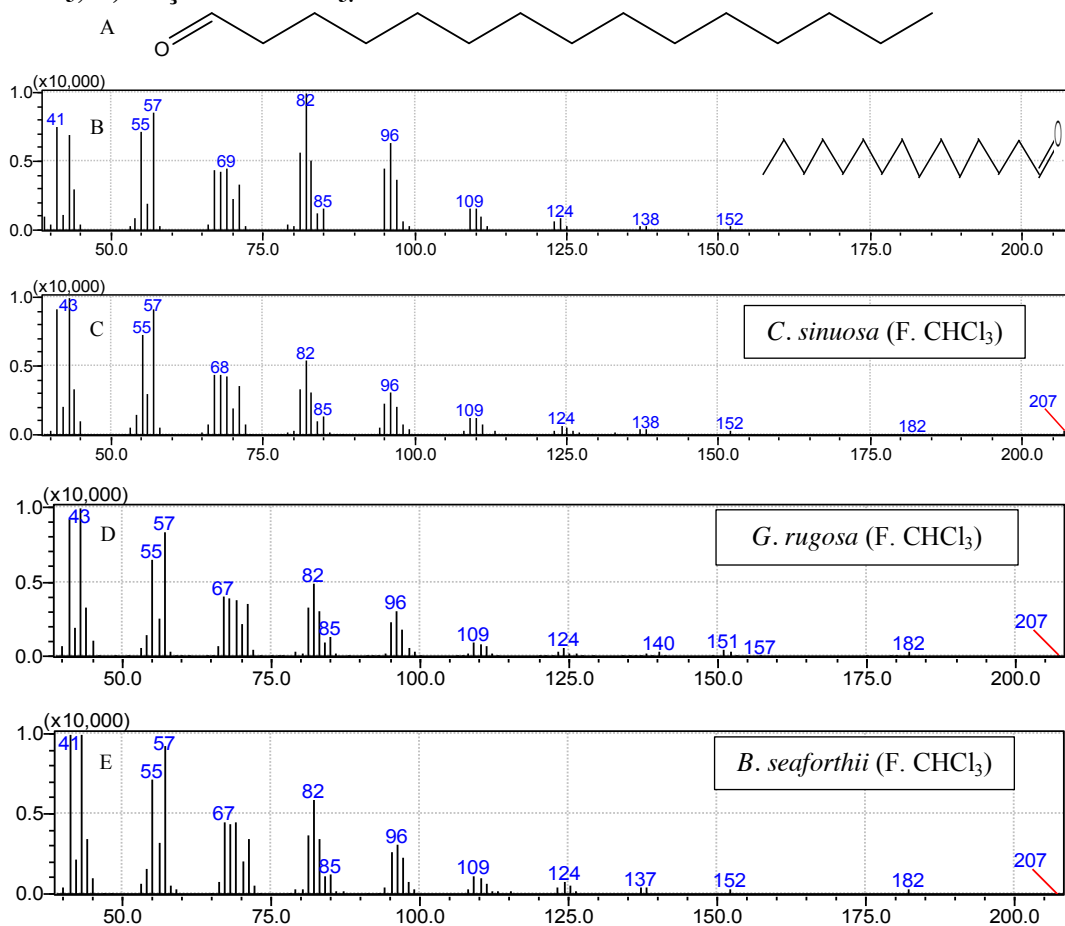


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.2.6 Pentadecanal

Outro aldeído identificado foi o pentadecanal (FIGURA 31) (MM = 226,40 g/mol; fórmula C<sub>15</sub>H<sub>30</sub>O), presente nas frações clorofórmicas de *B. seaforthii*, *C. sinuosa* e *G. rugosa*, com similaridades de 92, 91 e 91%, respectivamente. Este aldeído também foi identificado em algas pardas da espécie *Scytosiphon lomentaria* (KAJIWARA et al., 1991); bem como nas algas das espécies *Dictyopteris divaricata*, *Hizikia fusiformis*, *Sargassum nigrifolium*, *S. confusum*, *Gracilaria verrucosa*, *Grateloupia filicina*, *Ulva pertusa*, *Enteromorpha* sp. (KAJIWARA et al., 1992), *Bostrychia tenella* (FELÍCIO et al., 2010), *Laminaria japonica*, *Chondria crassicauli*, *G. asiatica* (KAJIWARA et al., 1993), *Punctaria tenuissima* (KAMENARSKA et al., 2002) e *Porphyra tenera* (KAJIWARA et al., 1990).

Figura 32 – A) Estrutura química do pentadecanal; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a pentadecanal na fração CsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração GrFCHCl<sub>3</sub>; E) fração BsFCHCl<sub>3</sub>.

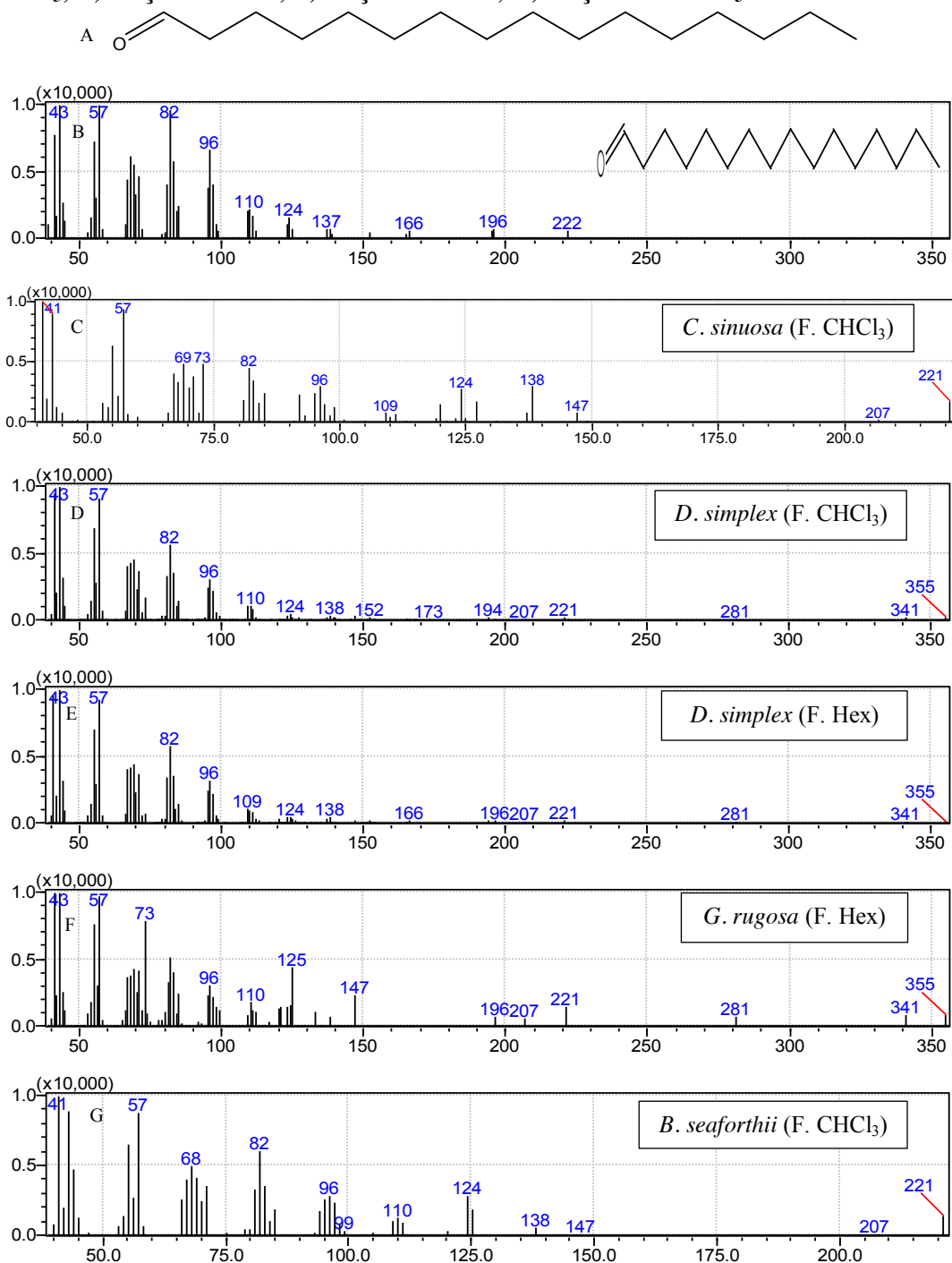


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.2.7 Hexadecanal

O aldeído hexadecanal (FIGURA 32) (MM = 240,43 g/mol, fórmula C<sub>16</sub>H<sub>32</sub>O), também conhecido como palmitaldeído, foi identificado nas frações hexânicas de *B. seaforthii*, *C. sinuosa* e *D. simplex* e nas frações hexânicas de *G. rugosa* e *D. simplex*, com similaridades de 91, 86, 94, 84 e 95%, respectivamente. Este aldeído foi identificado em algas pardas da espécie *Dictyota dichotoma* e *Scytosiphon lomentaria* (DEMIREL et al., 2009), e em algas vermelhas da espécie *Bostrychia tenella* (FELÍCIO et al., 2010).

Figura 33 – A) Estrutura química do hexadecanal; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o hexadecanal na fração CsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DsFCHCl<sub>3</sub>; E) fração DsFHex; F) fração GrFHex; G) fração BsFCHCl<sub>3</sub>.

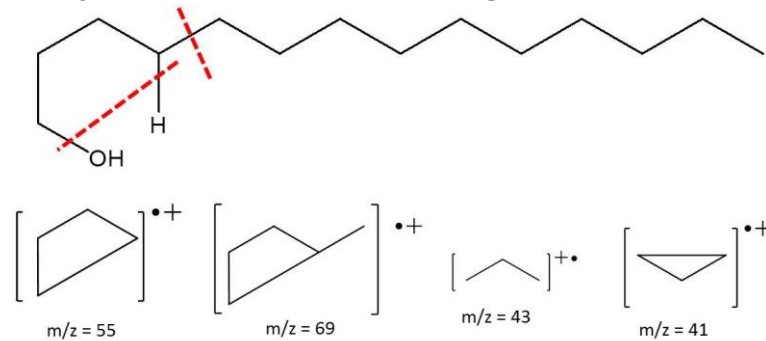


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.3 Álcoois

Foram identificados 3 álcoois saturados e de cadeias longas. Para a fragmentação dos álcoois, os fragmentos característicos para álcoois são exemplificados na Figura 33, que traz a fragmentação do tetradecan-1-ol.

**Figura 34 – Fragmentação do aldeído tetradecanal e fragmentos característicos de álcoois.**

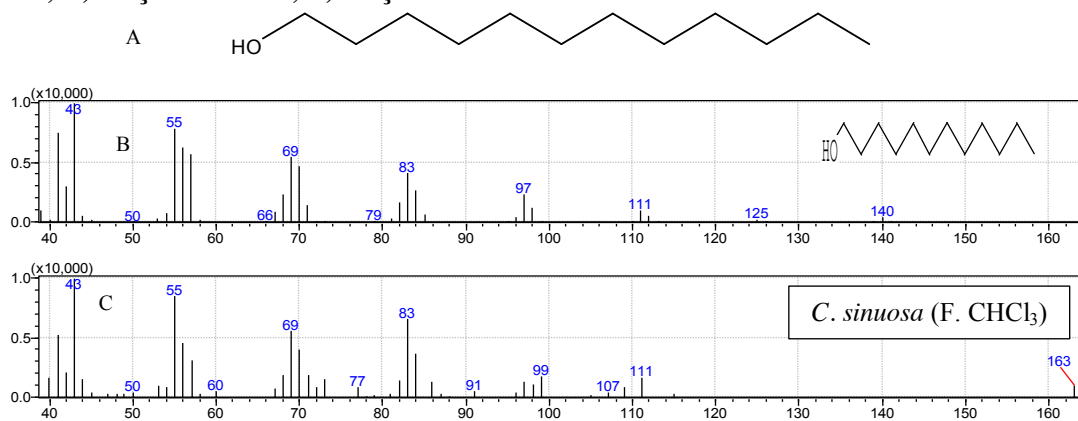


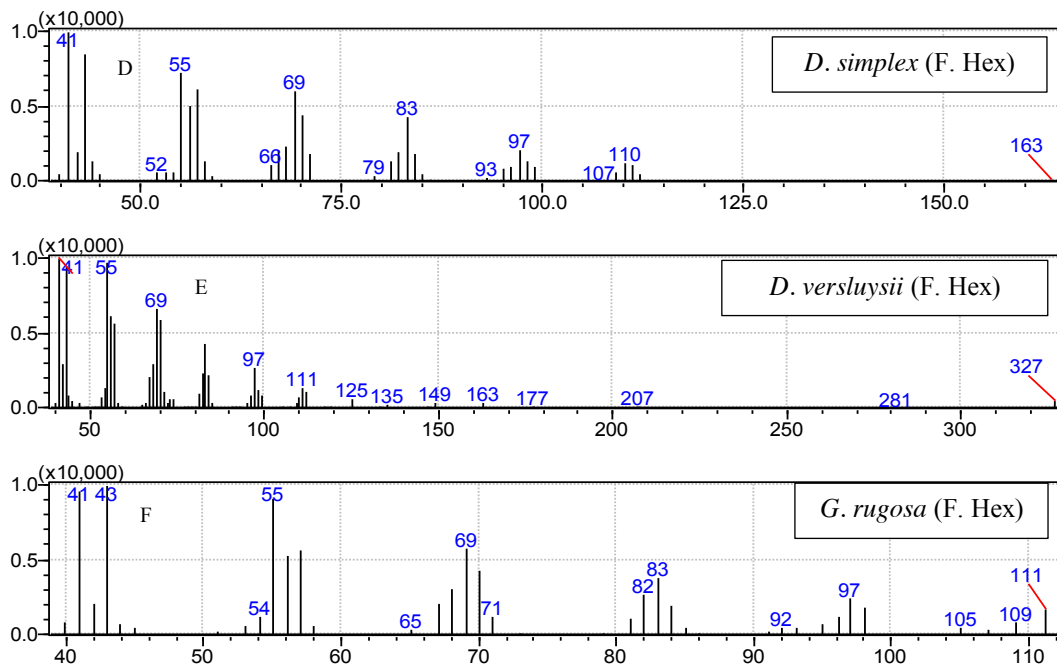
Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.3.1 Dodecan-1-ol

O álcool dodecan-1-ol (FIGURA 34) (MM = 186,34 g/mol, fórmula  $C_{12}H_{26}O$ ) foi identificado na fração clorofórmica de *C. sinuosa*, com similaridade de 86%, e também as frações hexânicas de *D. simplex*, *D. versluysii* e *G. rugosa*, com similaridades de 92, 93 e 91%, respectivamente. Este álcool foi identificado em cianobactérias da espécie *Phormidium corium* (MADHUMATHI; VIJAYAKUMAR, 2014), em microalgas da espécie *Euglena gracilis* (YAMANE et al., 2013), na alga verde *Capsosiphon fulvescens* (SUN; CHUNG; SHIN, 2011), entre outras.

**Figura 35 – A) Estrutura química do dodecan-1-ol; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o dodecan-1-ol na fração  $CsFCHCl_3$ ; D) fração DsFHex; E) fração DvFHex; F) fração GrFHex.**



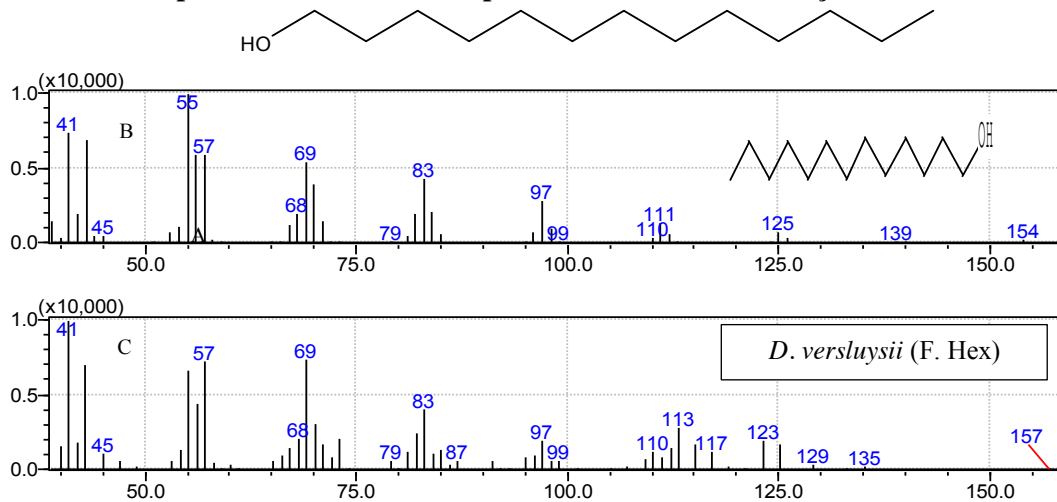


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.3.2 Tridecan-1-ol

O álcool saturado de cadeia longa tridecan-1-ol (FIGURA 35) (MM = 200,36 g/mol, fórmula  $C_{13}H_{28}O$ ) foi identificado na fração hexânica de *D. versluysii* com similaridade de 84%. Este álcool foi identificado em algas vermelhas da espécie *Jania rubens* (KARABAY-YAVASOGLU et al., 2007); neste estudo foi analisada a composição de voláteis do extrato desta alga, bem como a atividade microbiológica do mesmo, que foi ativo frente cepas de *Staphylococcus aureus*, *Enterococcus faecalis*, *Salmonella typhimurium* e *Escherichia coli*.

**Figura 36 – A) Estrutura química do tridecan-1-ol; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tridecan-1-ol na fração DvFHex.**

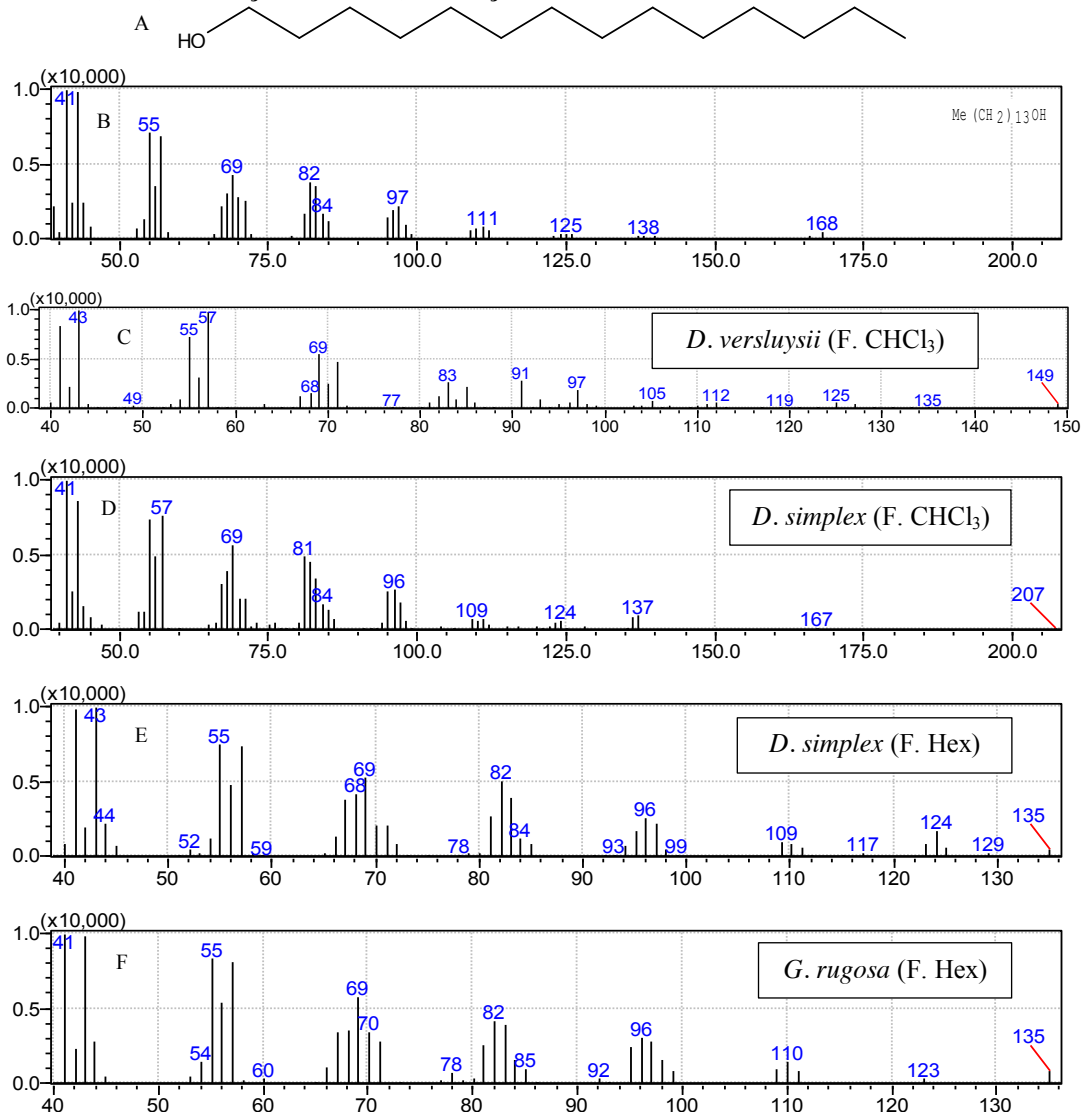


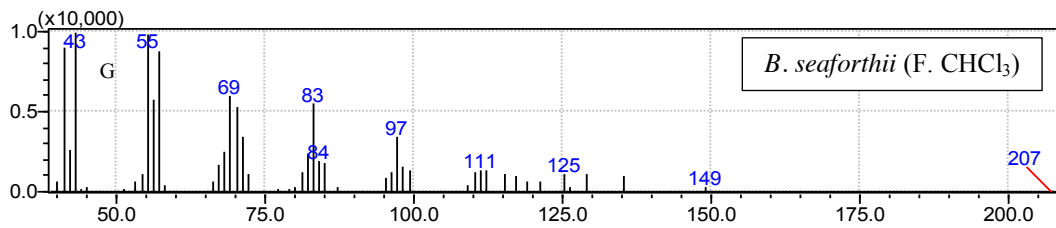
Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.3.3 Tetradecan-1-ol

O álcool saturado de cadeia longa tetradecan-1-ol (FIGURA 36) (MM = 214,39 g/mol, fórmula  $C_{14}H_{30}O$ ), foi identificado nas frações hexânicas de *G. rugosa* e de *D. simplex*, e nas frações clorofórmicas de *D. simplex*, *B. seaforthii* e *D. versluysii*, com similaridades de 92, 92, 90, 90 e 87%, respectivamente. Este álcool foi identificado nas espécies *Enteromorpha linza* (SUKATAR et al., 2006), *Capsosiphon fulvescens* (SUN; CHUNG; SHIN, 2011), *Jania rubens* (KARABAY-YAVASOGLU et al., 2007), *Dichotomaria marginata* (FERREIRA et al., 2012b), *Porphyra tenera* (KAJIWARA et al., 1990).

**Figura 37 – A) Estrutura química do tetradecan-1-ol; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tetradecan-1-ol na fração DvFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DsFCHCl<sub>3</sub>; E) fração DsFHex; F) fração GrFHex; G) BsFCHCl<sub>3</sub>.**



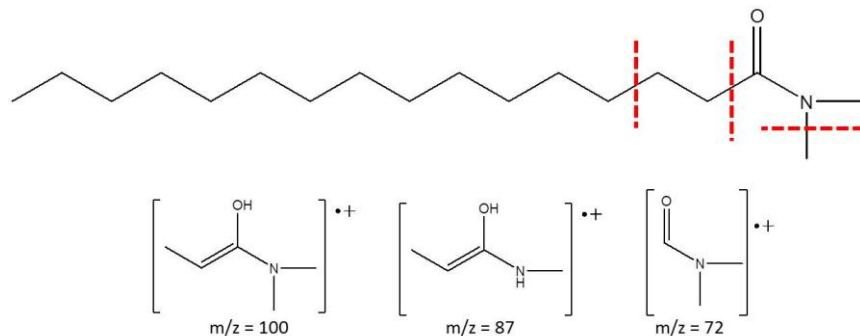


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.4 Amidas

Nas frações analisadas foram identificadas 02 amidas, ambas estando presentes apenas nas frações clorofórmicas *D. versluysii* e *G. rugosa*. Para a fragmentação das amidas, pode ser considerada como exemplo a *N,N*-dimetilhexadecamida, mostrado na figura 37.

**Figura 38 – Fragmentação da amida *N,N*-dimetilhexadecamida e seus fragmentos característicos.**

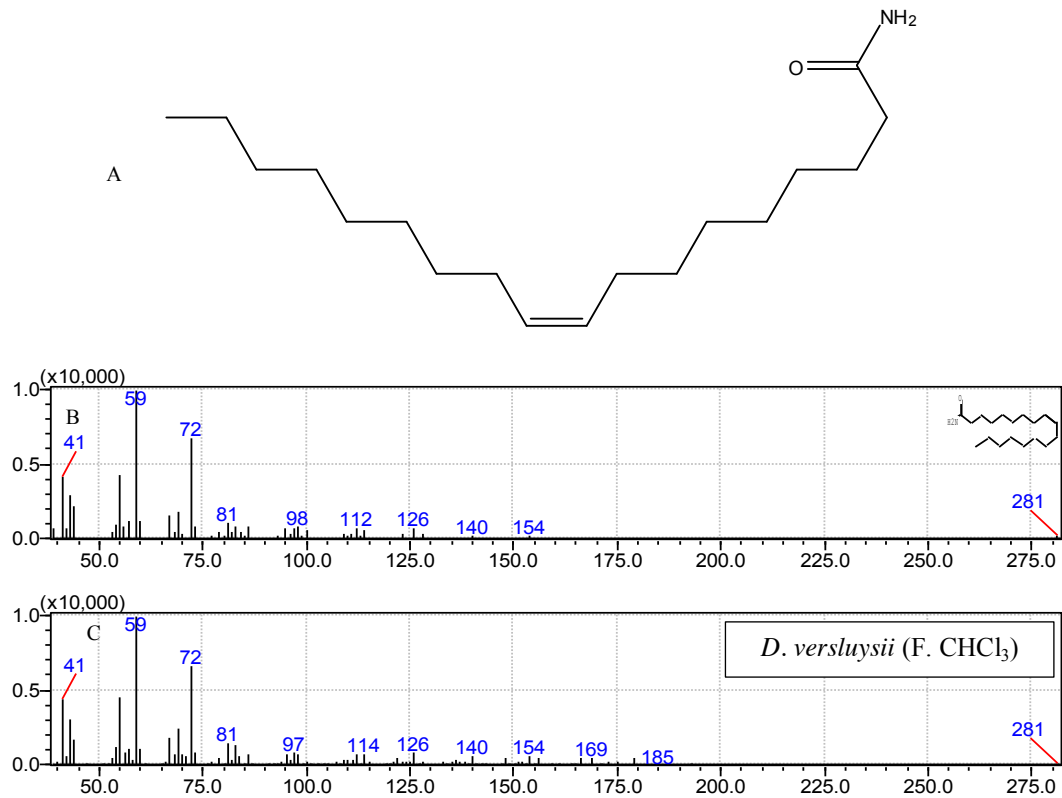


Fonte: Autor, 2014.

##### 5.1.4.1 (9Z)-Octadec-9-enamida

A amida (9Z)-octadec-9-enamida (FIGURA 38), de massa 281,48 g/mol e fórmula molecular  $C_{18}H_{35}NO$ , foi identificada na fração clorofórmica do extrato metanólico de *D. versluysii*, com picos de relação  $m/z$ : 281, 154, 126, 114, 112, 98, 81, 72, 59 e 41, sendo sugerida pelo banco de dados com uma similaridade de 90%. Esta amida insaturada, que possui propriedades hemolíticas e citotóxicas, já foi previamente descrita em amostras contendo a microalga flagelada *Prymnesium parvum* (BERTIN et al., 2012); e na alga verde encontrada em água fresca *Rhizoclonium hieroglyphicum* (DEMBITSKY; SHKROB; ROZENTSVET, 2000).

**Figura 39 – A) Estrutura química da (9Z)-octadec-9-enamida; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a (9Z)-octadec-9-enamida na fração DvFCHCl<sub>3</sub>.**



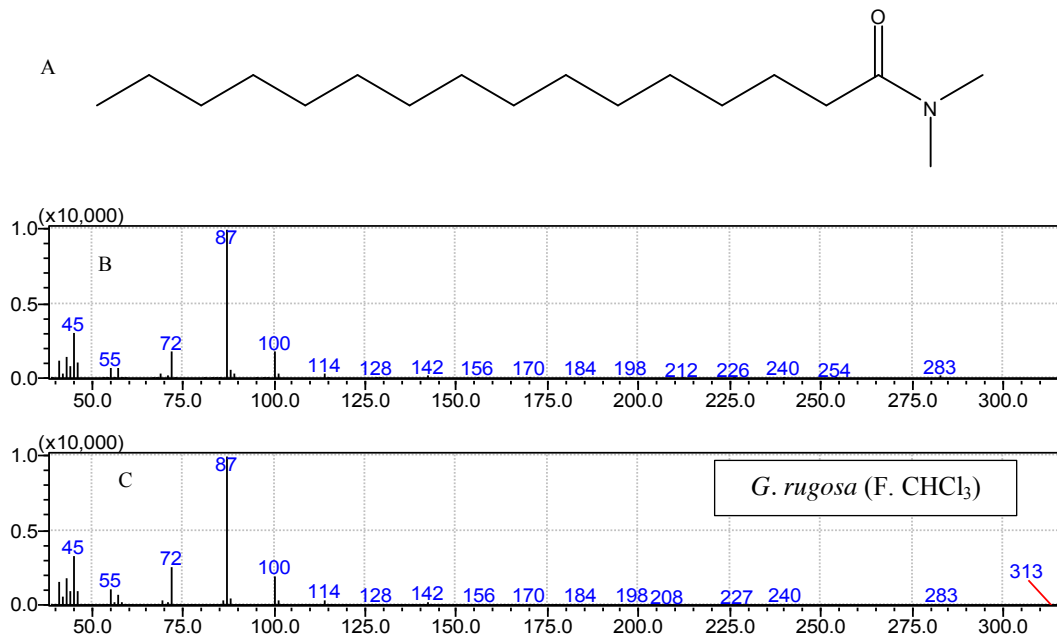
Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.4.2 *N,N*-dimetilexadecamida

A amida *N,N*-dimetilexadecamida (FIGURA 39) (MM = 283,50 g/mol, fórmula C<sub>18</sub>H<sub>37</sub>NO, e similaridade de 94%) foi identificada na fração clorofórmica de *G. rugosa*. Esta amida foi identificada em répteis das espécies *Acanthodactylus boskianus* (KHANNOON et al., 2011), *Hemidactylus turcicus* e *H. flaviviridi* (KHANNOON, 2012). Hexadecamida, amida onde não há substituição dos hidrogênios do nitrogênio por metilas, foi identificada em algas verdes de água doce da espécie *Rhizoclonium hieroglyphicum* (DEMBITSKY; SHKROB; ROZENTSVET, 2000). Segundo Bertin et al. (2012) a presença de amidas pode ser uma das causas da toxicidade observada pela eflorescência de microalgas e cianobactérias em reservatórios de água doce, bem como lagos e rios.



**Figura 40 – A) Estrutura química da *N,N*-dimetilexadecamida; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a *N,N*-dimetilexadecamida na fração GrFCHCl<sub>3</sub>.**

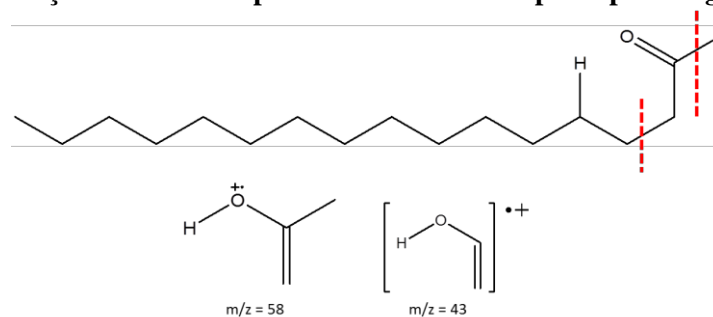


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.5 Cetonas

Nas frações analisadas foram identificadas apenas duas cetonas de cadeia longa. O padrão de fragmentação para as cetonas pode ser visualizado a partir da fragmentação da heptadecan-2-ona, na Figura 40, que também mostra os principais fragmentos.

**Figura 41 - Fragmentação da cetona heptadecan-2-ona e seus principais fragmentos.**



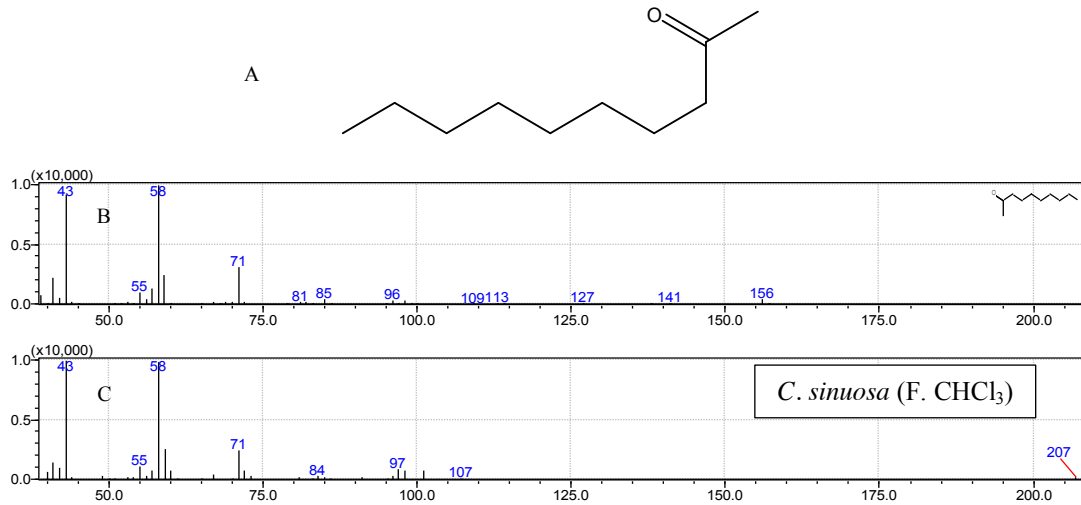
Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.5.1 Decan-2-ona

A cetona decan-2-ona (FIGURA 41) (MM = 156,27 g/mol, fórmula C<sub>10</sub>H<sub>20</sub>O) foi identificada na fração clorofórmica de *C. sinuosa* com similaridade de 89%. Esta cetona foi identificada no óleo essencial extraído das microalgas *Scenedesmus* sp. e *Chlorella vulgaris* (RZAMA et al., 1995). Também identificada na alga vermelha *Bostrychia tenella*, cuja fração

que continha a cetona mostrou ter potencial antifúngico frente cepas de fungos das espécies *Cladosporium sphaerospermum* e *C. cladosporioides* (FELÍCIO et al., 2010).

**Figura 42 – A) Estrutura química da decan-2-ona; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a decan-2-ona na fração CsFCHCl<sub>3</sub>.**

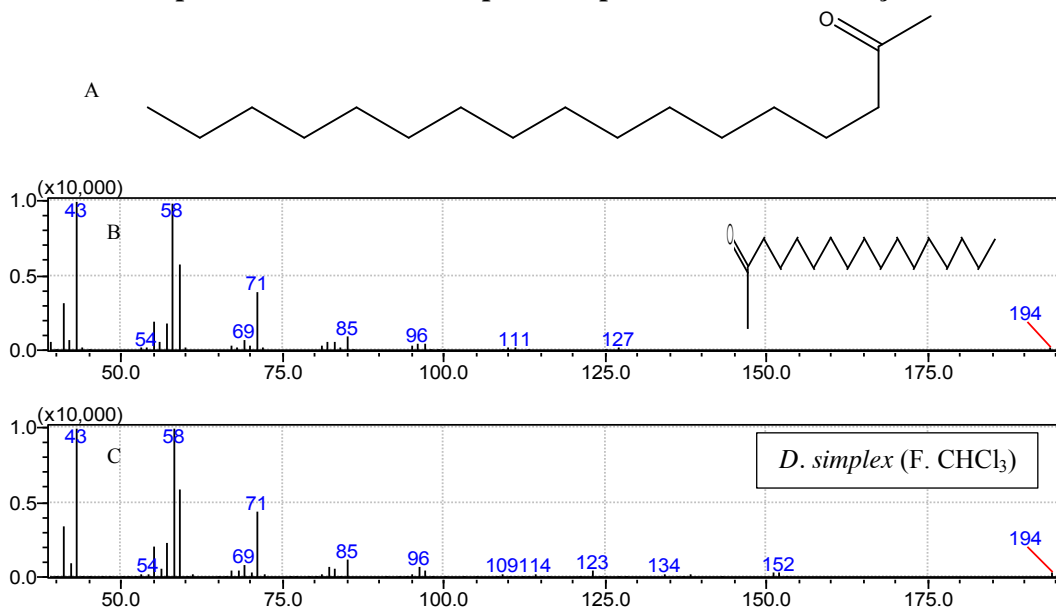


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.5.3 Heptadecan-2-ona

A cetona heptadecan-2-ona (FIGURA 42) (MM = 254,46 g/mol, fórmula C<sub>17</sub>H<sub>34</sub>O) foi identificada na fração clorofórmica de *D. simplex* com similaridade de 93% em relação ao banco de dados do equipamento. Esta acetogenina foi identificada no extrato apolar obtido da alga parda *Caulocystis cephalornithos* (AMICO et al., 1990).

**Figura 43 – A) Estrutura química da heptadecan-2-ona; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a heptadecan-2-ona na fração DsFCHCl<sub>3</sub>.**

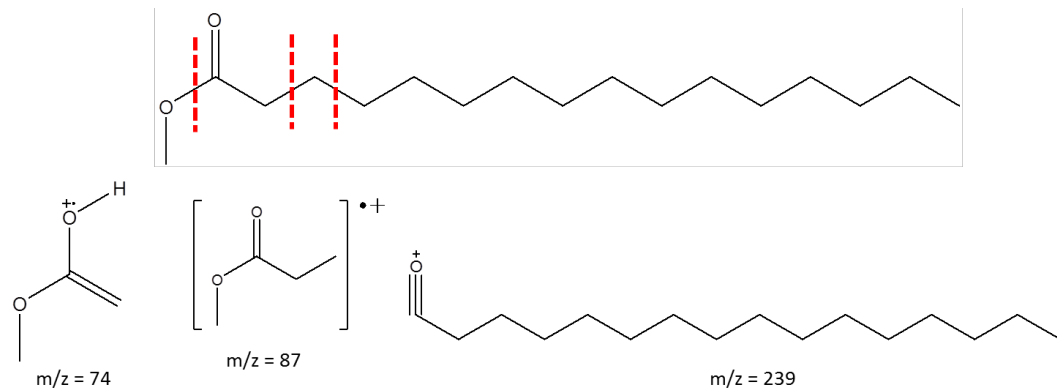


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.6 Ésteres

Com base nas análises dos espectros de massas, os padrões de fragmentação, a similaridade com os bancos de dados e os índices de Kovatz, foi possível identificar 20 ésteres nas frações estudadas. A fragmentação do hexadecanoato de metila será ilustrada como exemplo para as fragmentações dos outros ésteres, bem como os fragmentos obtidos a partir desta (FIGURA 43).

**Figura 44 - Fragmentação do éster hexadecanoato de metila e os fragmentos característicos dos ésteres**

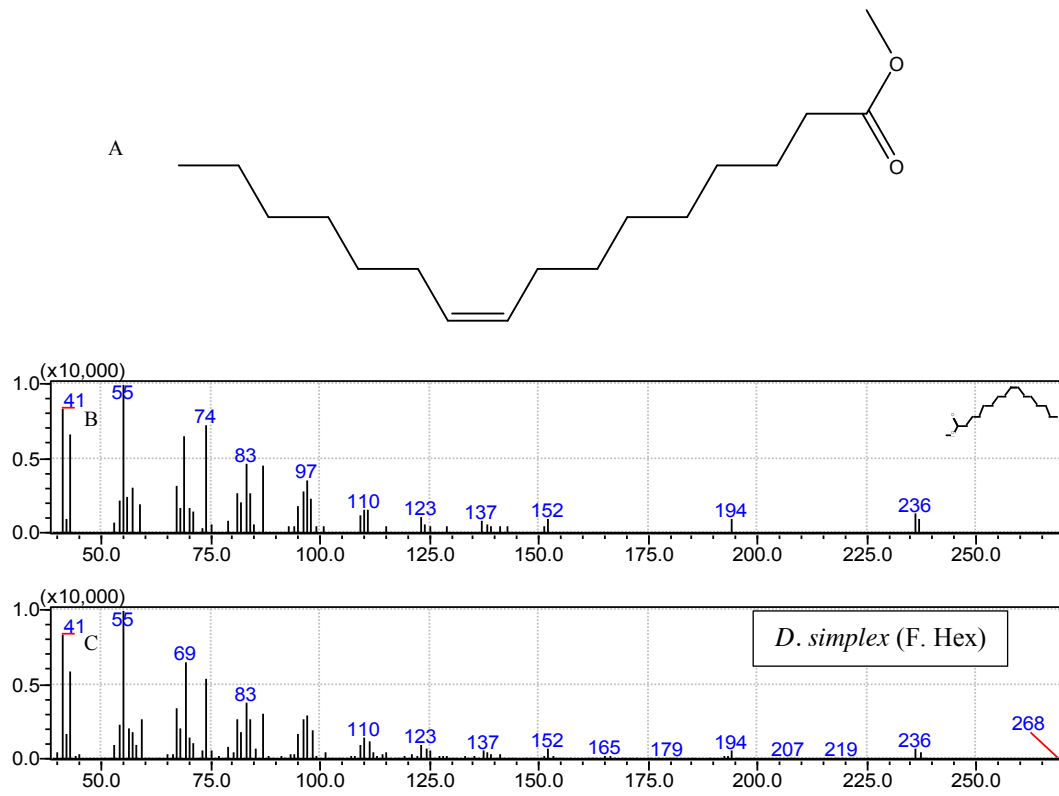


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.6.1 (9Z)-Hexadec-9-enoato de metila

O éster (9Z)-hexadec-9-enoato de metila (FIGURA 44), também conhecido por palmitoleato de metila, de massa 268,44 g/mol e fórmula  $C_{17}H_{32}O_2$ , foi identificado na fração hexânica do extrato metanólico de *D. simplex* com similaridade de 94%, possuindo os picos de relação m/z: 268, 236, 194, 152, 137, 123, 110, 97, 83, 74, 69, 55 e 41. Este éster já foi descrito no óleo essencial das algas *Scenedesmus* sp. e *C. vulgaris* (RZAMA et al., 1995); bem como, na fração acetato de etila da alga marrom *Ishige okamurae*, cuja fração se mostrou ativa contra a reação inflamatória alérgica, atuando na inibição da desgranulação de mastócitos e na expressão da citocina (VO et al., 2011). Também foi identificado nas algas vermelhas das espécies *Sciniaia hatei* e *S. saifullahii* (SHAMEEL; AFAQ-HUSAIN; ZARINA, 2011).

**Figura 45 – A) Estrutura química do (9Z)-hexadec-9-enoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (9Z)-hexadec-9-enoato de metila na fração DsFHex.**

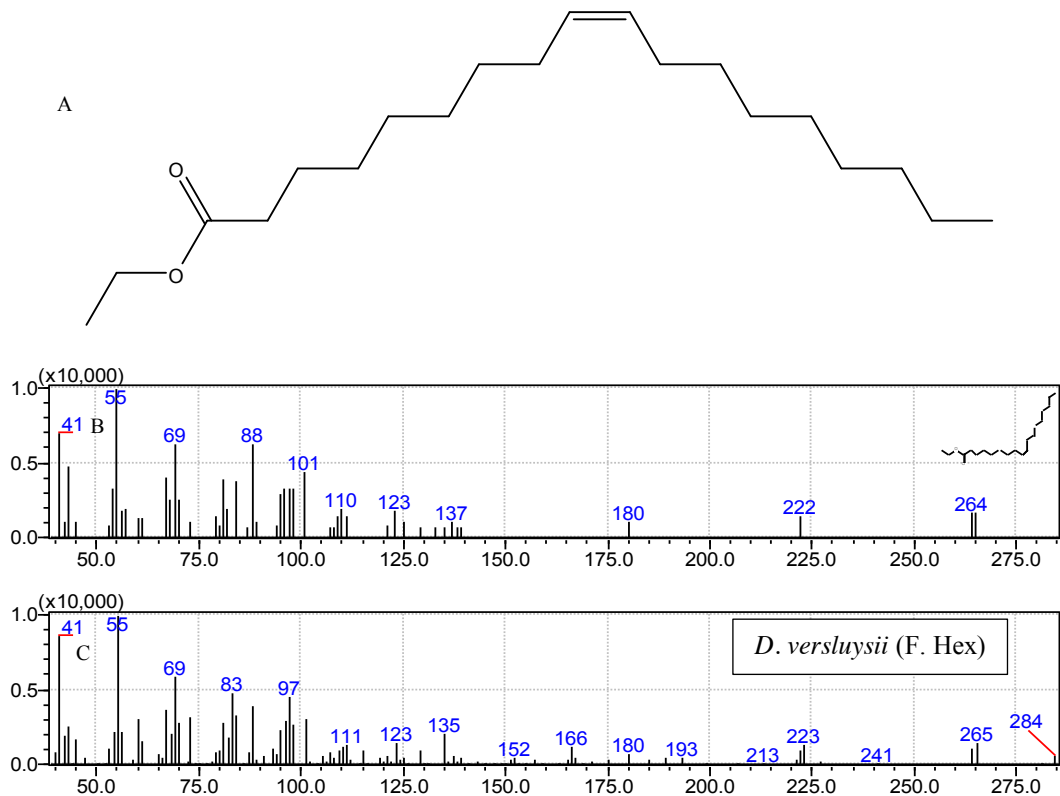


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.6.2 (9Z)-Octadec-9-enoato de etila

O éster insaturado (9Z)-Octadec-9-enoato de etila (FIGURA 45), foi identificado na fração hexânica do extrato metanólico de *D. versluysii*, após comparação com banco de dados, onde apresentou similaridade de 85% e picos com relação m/z de: 265, 264, 222, 180, 135, 123, 111, 101, 88, 69, 55 e 41. Este possui massa molecular 310,52 g/mol e fórmula  $C_{20}H_{38}O_2$ . Este éster já foi descrito em *Chlorella protothecoides*, alga utilizada para a produção de biodiesel (LEVINE; BOLLAS; SAVAGE, 2013); e em espécies vegetais como, por exemplo, *Olea europaea* (KESEN et al., 2013), *Illicium verum* (PENG et al., 2013), *Lansium domesticum* (MANOSROI et al., 2012), *Brassica nigra* (RAJAMURUGAN et al., 2012), entre outras.

**Figura 46 – A) Estrutura química do (9Z)-Octadec-9-enoato de etila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (9Z)-Octadec-9-enoato de etila.**

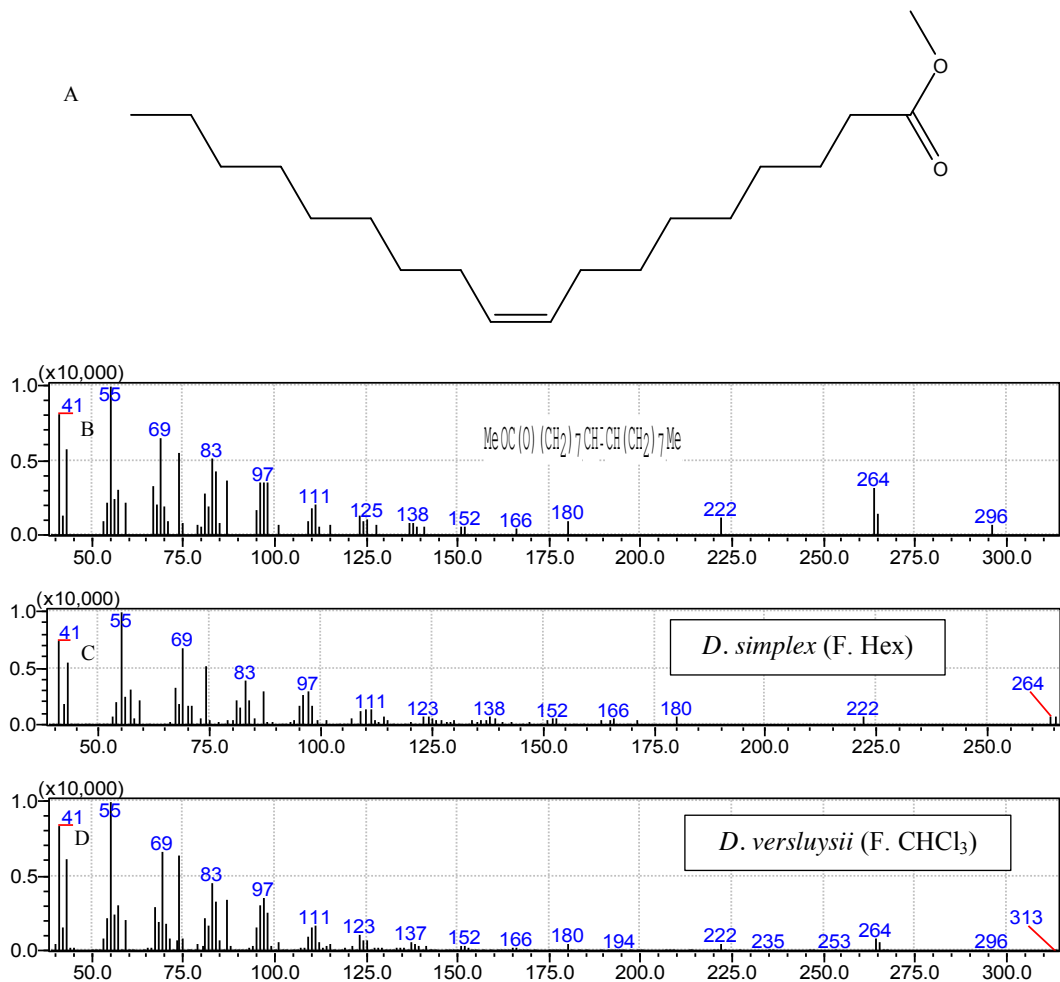


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.6.3 (9Z)-Octadec-9-enoato de metila

O éster insaturado (9Z)-Octadec-9-enoato de metila (FIGURA 46) (massa molecular = 296,49 g/mol; fórmula molecular:  $C_{19}H_{36}O_2$ ), identificado na fração hexânica do extrato metanólico de *D. simplex* e na fração clorofórmica do extrato metanólico de *D. versluisii*, apresentando os picos com relação m/z: 296, 264, 222, 180, 166, 138, 123, 111, 97, 83, 69, 55 e 41; mostrando similaridade de 94% e 91%, respectivamente. Nas espécies de algas vermelha *Scinaia moniliformis* subsp. *pakistanensis*, *S. saifullahii* e *S. hatei* houve a identificação deste éster, que tem nome comum de oleato de metila (SHAMEEL; AFAQ-HUSAIN; ZARINA, 2011). Este também já foi identificado em espécies vegetais como, por exemplo, no extrato hexânico de *Lindera melissifolia* (OH et al., 2012). Os ésteres são utilizados como fonte de energia através do biodiesel, preparados a partir da biomassa de algas, como, por exemplo, a *Chlorella vulgaris*, que é cultivada para este propósito (HOBUSS et al., 2011).

**Figura 47 – A) Estrutura química do (9Z)-Octadec-9-enoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (9Z)-Octadec-9-enoato de metila na fração DsFHex; D) fração DvFCHCl<sub>3</sub>.**

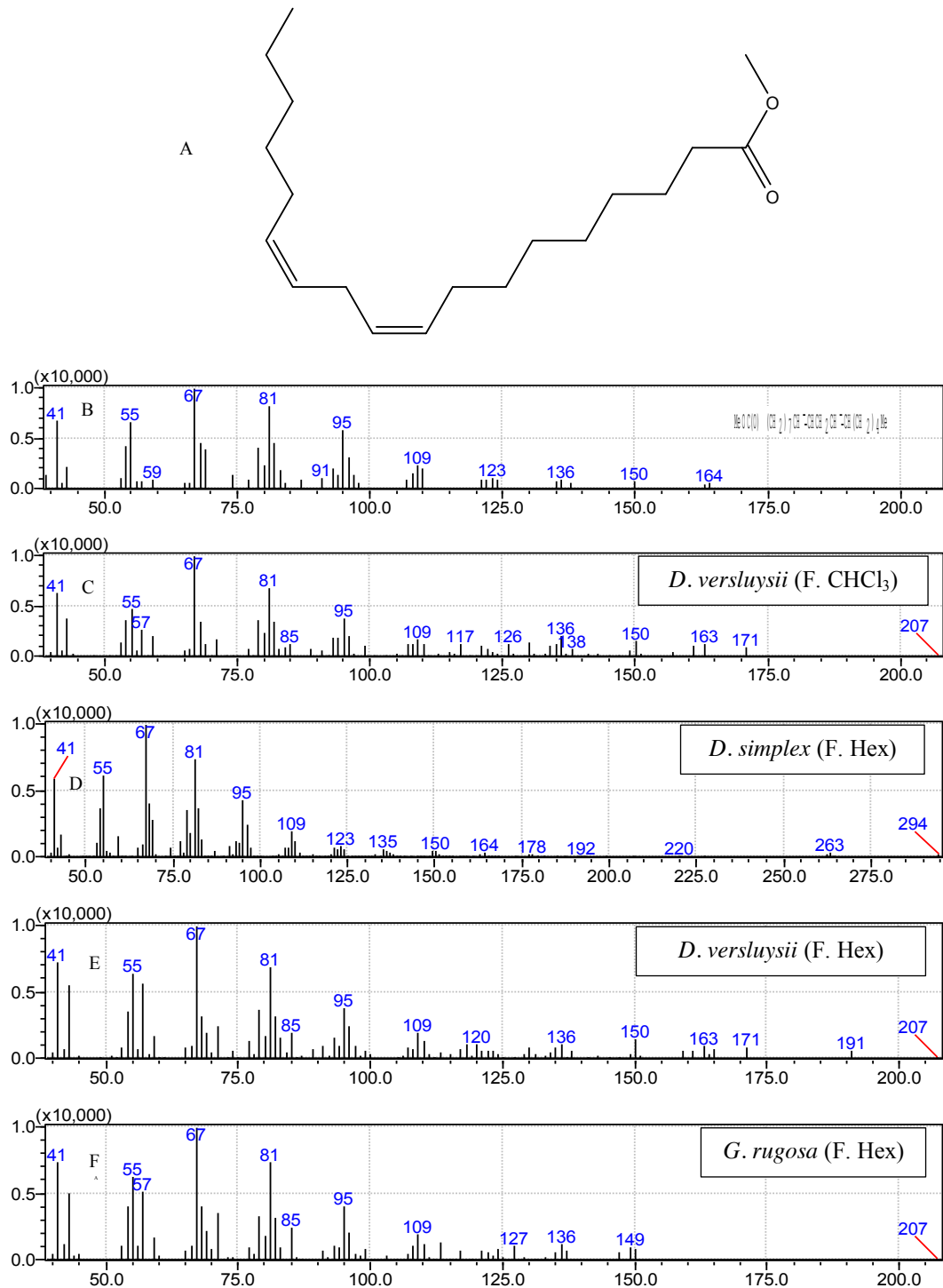


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.6.4 (9Z,12Z)-Octadeca-9,12-dienoato de metila

Outro éster insaturado identificado, nas frações hexânica e clorofórmica provenientes do extrato metanólico de *D. versluysii*, com similaridade de 85 e 83%, respectivamente; bem como nas frações hexânicas dos extratos metanólicos de *D. simplex* e *G. rugosa*, com similaridade de 92% na primeira e 88% na segunda; é o (9Z,12Z)-Octadeca-9,12-dienoato de metila (FIGURA 47), que possui fórmula molecular  $\text{C}_{19}\text{H}_{34}\text{O}_2$  e massa 294,48 g/mol. Os seguintes picos de relação m/z foram observados e comparados com o banco de dados do equipamento: 163, 150, 136, 123, 95, 85, 81, 67, 55 e 41. Em um estudo realizado com três espécies de algas vermelhas do gênero *Scinaia*, foi identificada a presença de diversos ésteres, entre eles o (9Z,12Z)-Octadeca-9,12-dienoato de metila, na espécie *S. hatei* (SHAMEEL; AFAQ-HUSAIN; ZARINA, 2011).

Figura 48 – A) Estrutura química do (9Z,12Z)-Octadeca-9,12-dienato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (9Z,12Z)-Octadeca-9,12-dienato de metila na fração DvFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DsFHex; E) fração DvFHex; F) fração GrFHex.

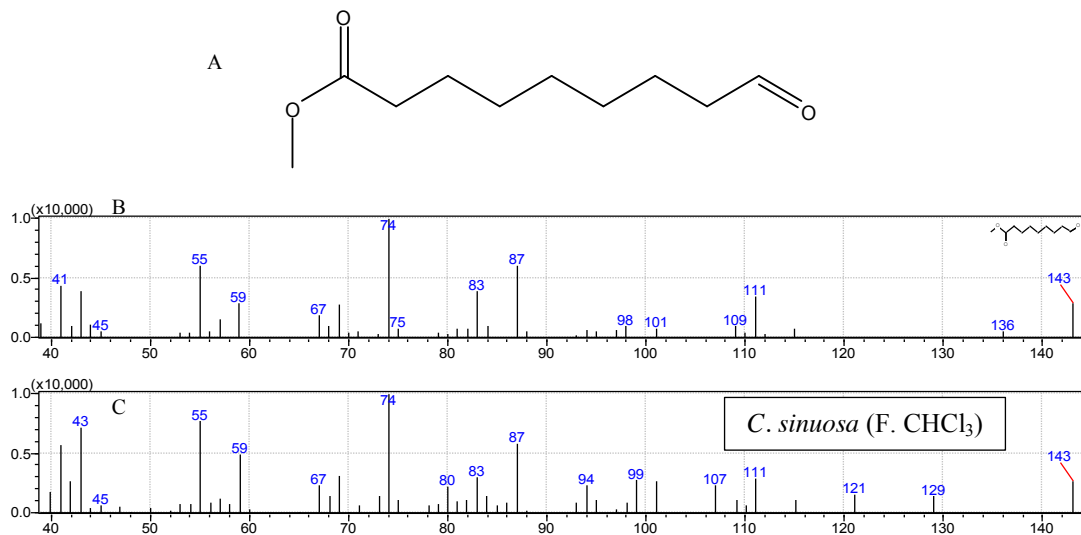


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.6.5 9-oxononanoato de metila

O éster, 9-oxononanoato de metila (FIGURA 48) ( $C_{10}H_{18}O_3$ ; MM = 186,25 g/mol), que possui picos de relação m/z 143, 129, 121, 111, 107, 101, 87, 83, 74, 67, 59, 55, 45, 43 e 41, foi identificado na fração clorofórmica de *C. sinuosa*, com similaridade de 81 %, relativa ao banco de dados do equipamento. Em um estudo analisando a atividade citotóxica e a composição do extrato de frutos de *Brucea javanica*, utilizando éter de petróleo como solvente extrator, este éster foi identificado em uma das subfrações obtidas (SU et al., 2013). Também foi identificado em óleo de sementes de *Lawsonia inermis* (JACOB; SARAL, 2013).

**Figura 49 – A) Estrutura química do 9-oxononanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o 9-oxononanoato de metila na fração  $CsFCHCl_3$ .**



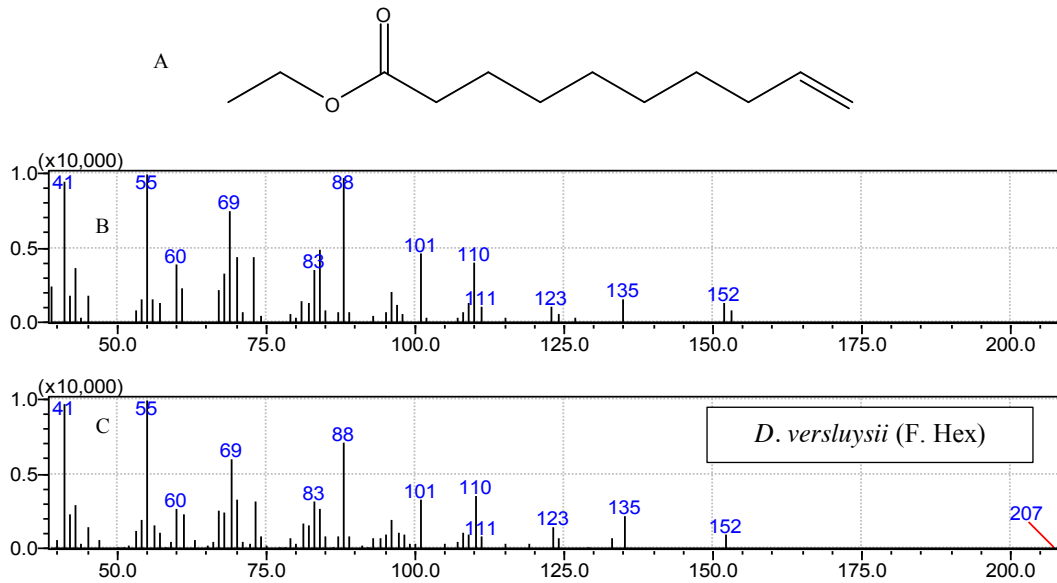
Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.6.6 Dec-9-enoato de etila

O éster insaturado dec-9-enoato de etila (FIGURA 49) (MM = 198,30 g/mol e fórmula  $C_{12}H_{22}O_2$ ) foi identificado na fração hexânica do extrato metanólico de *D. versluysii*, com similaridade de 92%. Este éster nunca foi identificado em espécies de algas até então, mas é comumente encontrado em bebidas alcólicas fermentadas provenientes de espécies vegetais, como no caso do vinho Madeira seco, produzido em Portugal, sendo encontrado antes de o processo de fermentação ser iniciado (PEREIRA; CACHO; MARQUES, 2014). Também foi identificado no vinho Passito após a realização da técnica de Microextração de Fase Sólida (SPME) (LOIZZO et al., 2013).



**Figura 50 – A) Estrutura química do dec-9-enoato de etila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o dec-9-enoato de etila na fração DvFHex.**

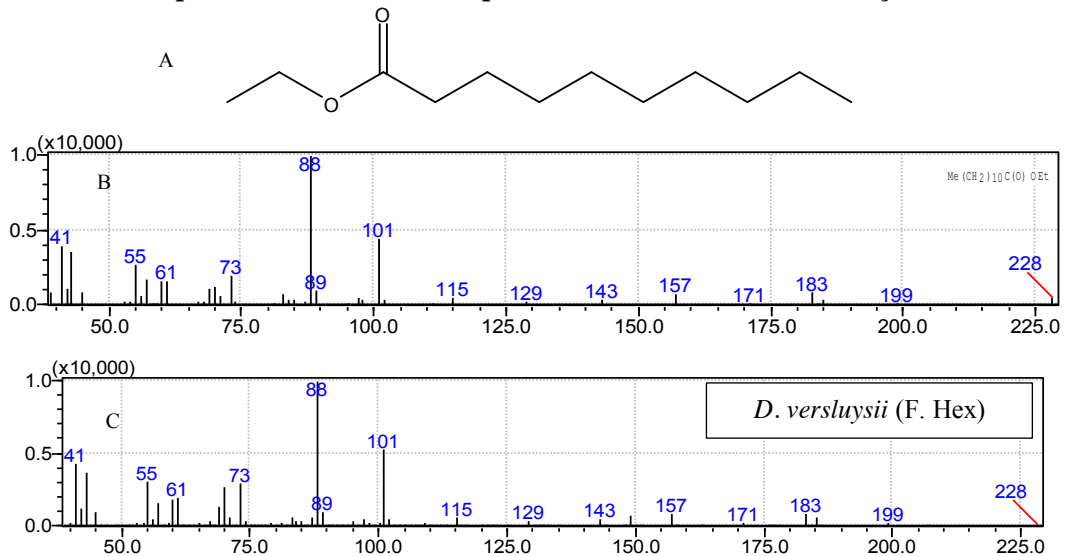


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.6.7 Decanoato de etila

O éster decanoato de etila (FIGURA 50), também conhecido como caprato de etila (MM = 200,32 g/mol, fórmula  $C_{12}H_{24}O_2$ ) foi identificado na fração hexânica de *D. versluysii*, com similaridade de 93%. Esta é a primeira vez que este éster é identificado em espécies de algas, apesar de já ter sido detectado em algumas espécies vegetais, como na seiva de *Cocos nucifera* (BORSE et al., 2007), e ser encontrado no vinho após o processo de fermentação, como por exemplo, no vinho produzido com a uva *Pinot noir* (*Vitis vinifera*) (SONG et al., 2014).

**Figura 51 – A) Estrutura química do decanoato de etila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o decanoato de etila na fração DvFHex.**

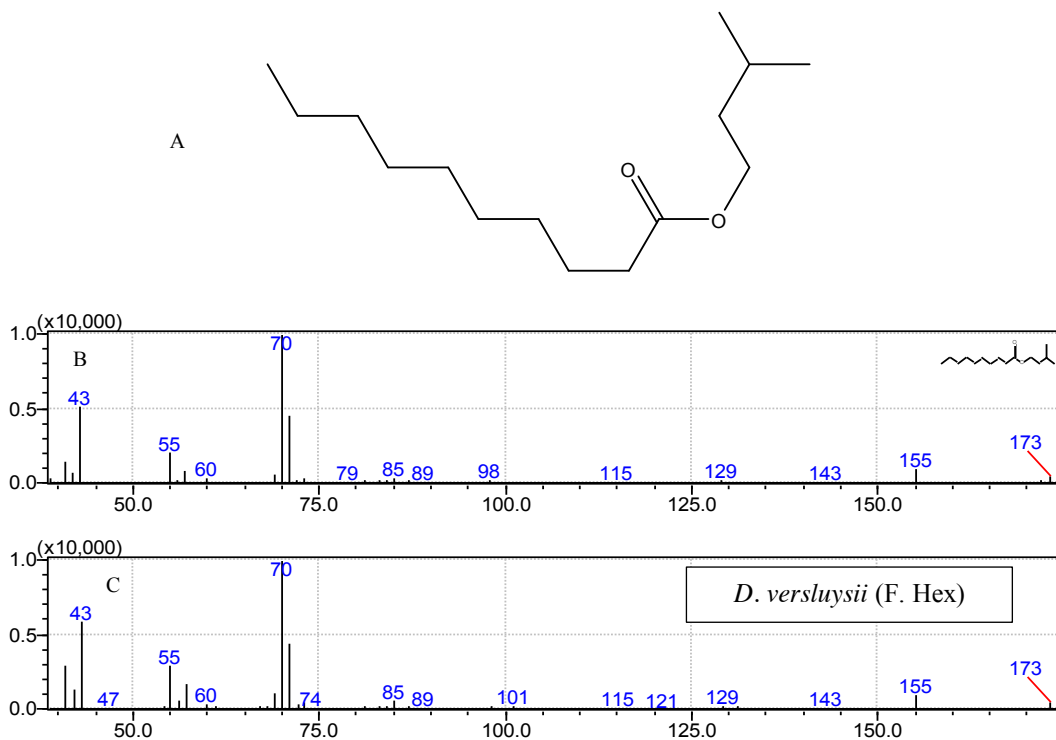


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.6.8 Decanoato de isopentila

O éster decanoato de isopentila (FIGURA 51), também conhecido como decanoato de isoamila e caprato de isoamila (MM = 242,40 g/mol, fórmula  $C_{15}H_{30}O_2$ ) foi identificado na fração hexânica de *D. versluysii*, com similaridade de 93%. Esta substância nunca foi anteriormente identificada em espécies vegetais.

**Figura 52 – A) Estrutura química do decanoato de isopentila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o decanoato de isopentila na fração fração DsFHex**

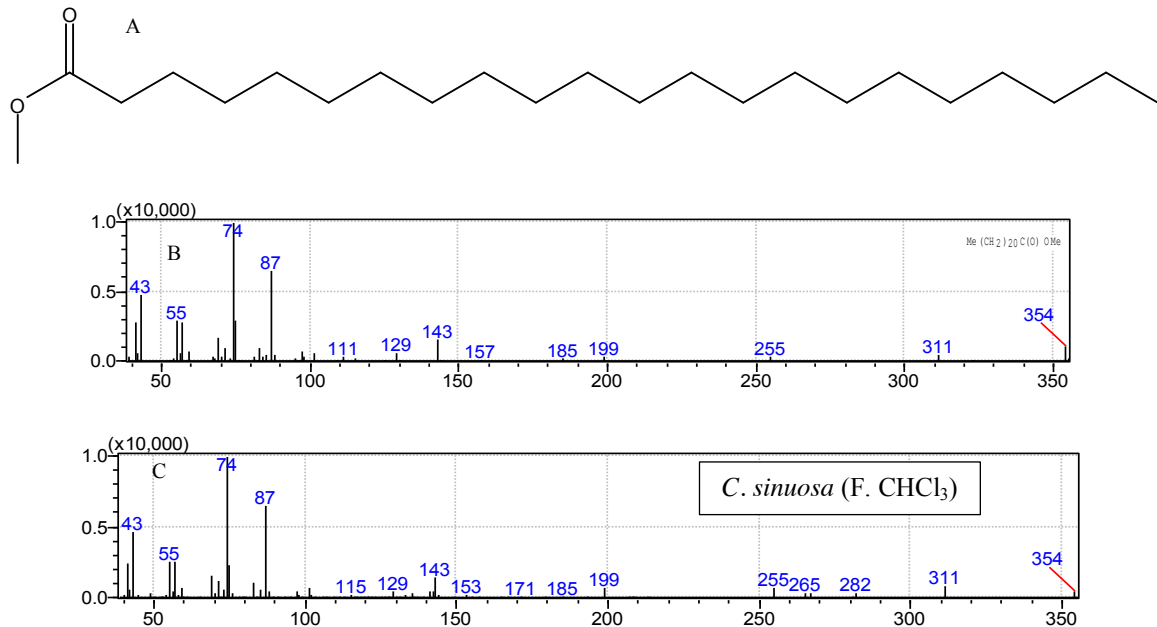


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.6.9 Docosanoato de metila

O éster docosanoato de metila (FIGURA 52), também conhecido como beenato de metila (MM = 354,61 g/mol, fórmula  $C_{23}H_{46}O_2$ ) foi identificado na fração clorofórmica de *C. sinuosa*, com similaridade de 90%. Este éster foi descrito em algas vermelhas das espécies *Scinaia hatei*, *S. moniliformis* subsp. *pakistanensis* e *Scinaia saifullahii* (SHAMEEL; AFAQ-HUSAIN; ZARINA, 2011).

**Figura 53 – A) Estrutura química do docosanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o docosanoato de metila na fração CsFCHCl<sub>3</sub>.**

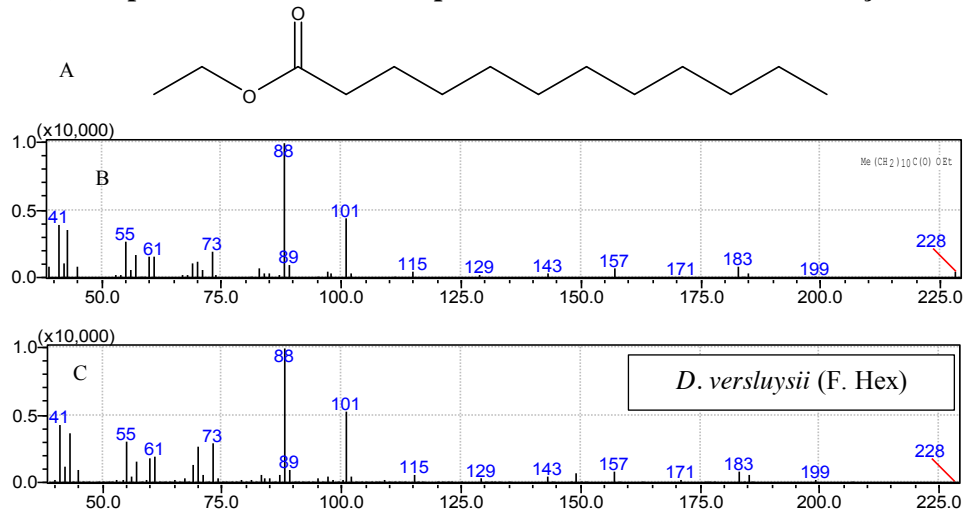


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.6.10 Dodecanoato de etila

O éster dodecanoato de etila (FIGURA 53), também conhecido como laurato de etila (MM = 228,37 g/mol, fórmula  $C_{14}H_{28}O_2$ ) foi identificado na fração hexânica de *D. versluysii*, com similaridade de 93% em relação ao banco de dados do equipamento. Apesar de este éster ainda não ter sido identificado em algas, foi identificado em algumas espécies vegetais, como *Cucumis melo*, no qual confere o odor doce e floral (CONDURSO et al., 2012). Também está presente na ameixa da espécie *Prunus domestica* (MAHMOOD; AHMED; KOSAR, 2009) e na pera da espécie *Pyrus communis* (NAJAR-RODRIGUEZ; ORSCHEL; DORN, 2013).

**Figura 54 – A) Estrutura química do dodecanoato de etila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o dodecanoato de etila na fração DvFHex.**

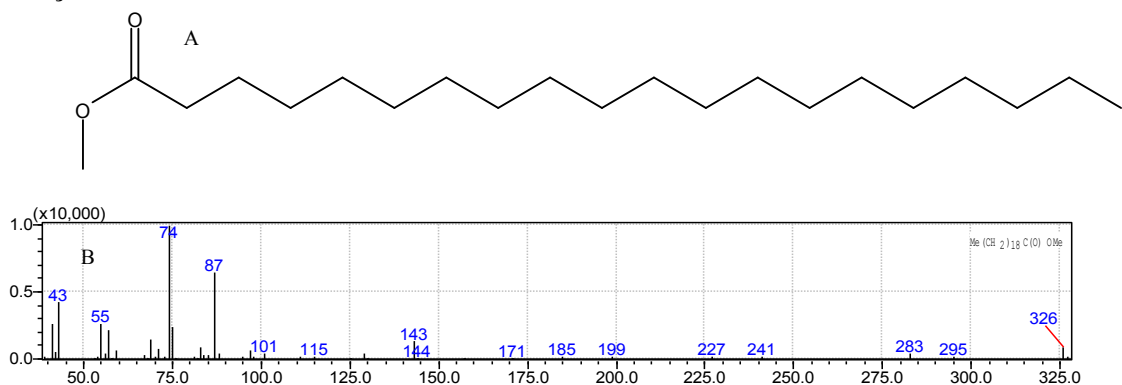


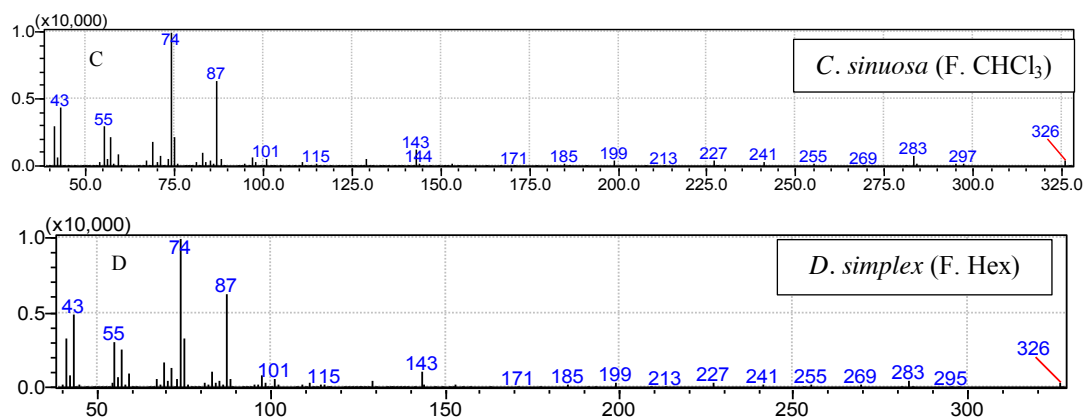
Fonte: o Autor, 2014.

#### 5.1.6.11 Eicosanoato de metila

O éster eicosanoato de metila (FIGURA 54) que também é conhecido pelo nome comum de araquidato de metila, possui massa molecular 326,56 g/mol e fórmula  $C_{21}H_{42}O_2$ . Foi identificado nas frações hexânica e clorofórmica de *D. simplex* e *C. sinuosa*, respectivamente, com similaridades de 95% para esta e 93% para aquela. Este éster foi identificado como um dos ésteres metílicos de ácidos graxos presentes no biodiesel, produzido a partir de microalgas verdes da espécie *Chaetomorpha linum* (ARESTA et al., 2005); está também presente no óleo das sementes de *Semecarpus anacardium* (RAMADAN et al., 2010), na fração hexânica de *Senecio stabianus* (TUNDIS et al., 2012), e nas algas vermelhas das espécies *Scinaia hatei*, *S. moniliformis* subsp. *pakistanensis* e *Scinaia saifullahii* (SHAMEEL; AFAQ-HUSAIN; ZARINA, 2011).

**Figura 55 – A) Estrutura química do eicosanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o eicosanoato de metila na fração CsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DsFHex.**



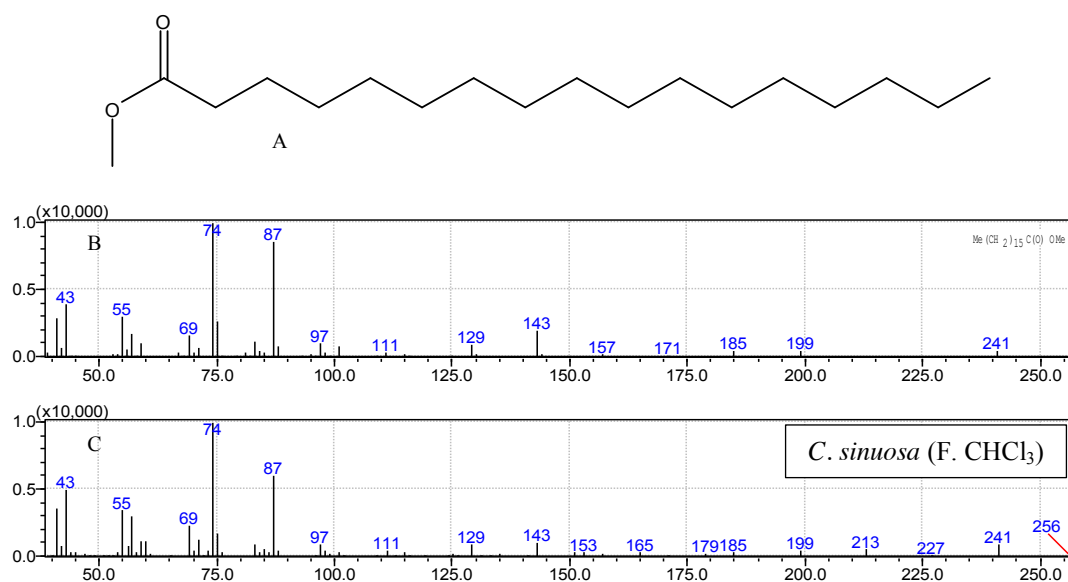


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.6.12 Heptadecanoato de metila

O éster heptadecanoato de metila (FIGURA 55), também conhecido como margarato de metila (MM = 284,48 g/mol, fórmula  $C_{18}H_{36}O_2$ ), foi identificado na fração clorofômica de *C. sinuosa* com similaridade de 87%. Este ácido graxo foi identificado como um dos constituintes das microalgas *Scenedesmus obliquus* e *Dunaliella salina* (RASOUL-AMINI et al., 2009).

**Figura 56 – A) Estrutura química do heptadecanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o heptadecanoato de metila na fração  $CsFCHCl_3$ .**



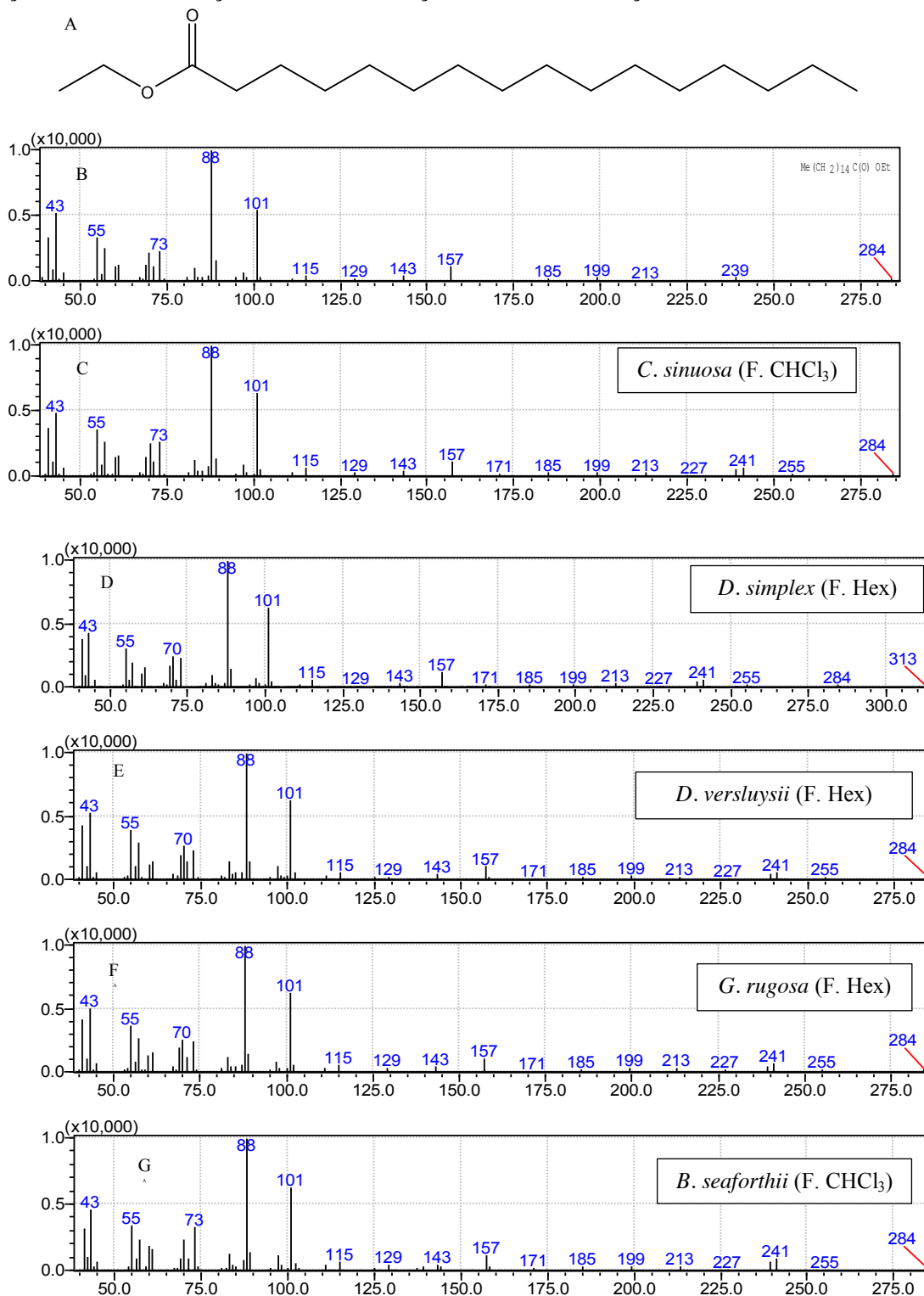
Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.6.13 Hexadecanoato de etila

O éster hexadecanoato de etila (FIGURA 56), cuja massa molecular é 284,48 g/mol e a fórmula molecular é  $C_{18}H_{36}O_2$  foi identificado nas frações clorofômicas de *B. seaforthii* e *C. sinuosa*, com 90 e 95 % de similaridade, respectivamente; e nas frações hexânicas de *D.*

*simplex*, *D. versluysii* e *G. rugosa*, tendo a primeira e a última 95 % de similaridade, enquanto a segunda tem 94%. A presença deste éster foi comprovada para as espécies de microalgas *Scenedesmus* sp. e *Chlorella vulgaris* (RZAMA et al., 1995).

**Figura 57 – A) Estrutura química do hexadecanoato de etila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o hexadecanoato de etila na fração CsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DsFHex; E) fração DvFHex; F) fração GrFHex; G) fração BsFCHCl<sub>3</sub>.**

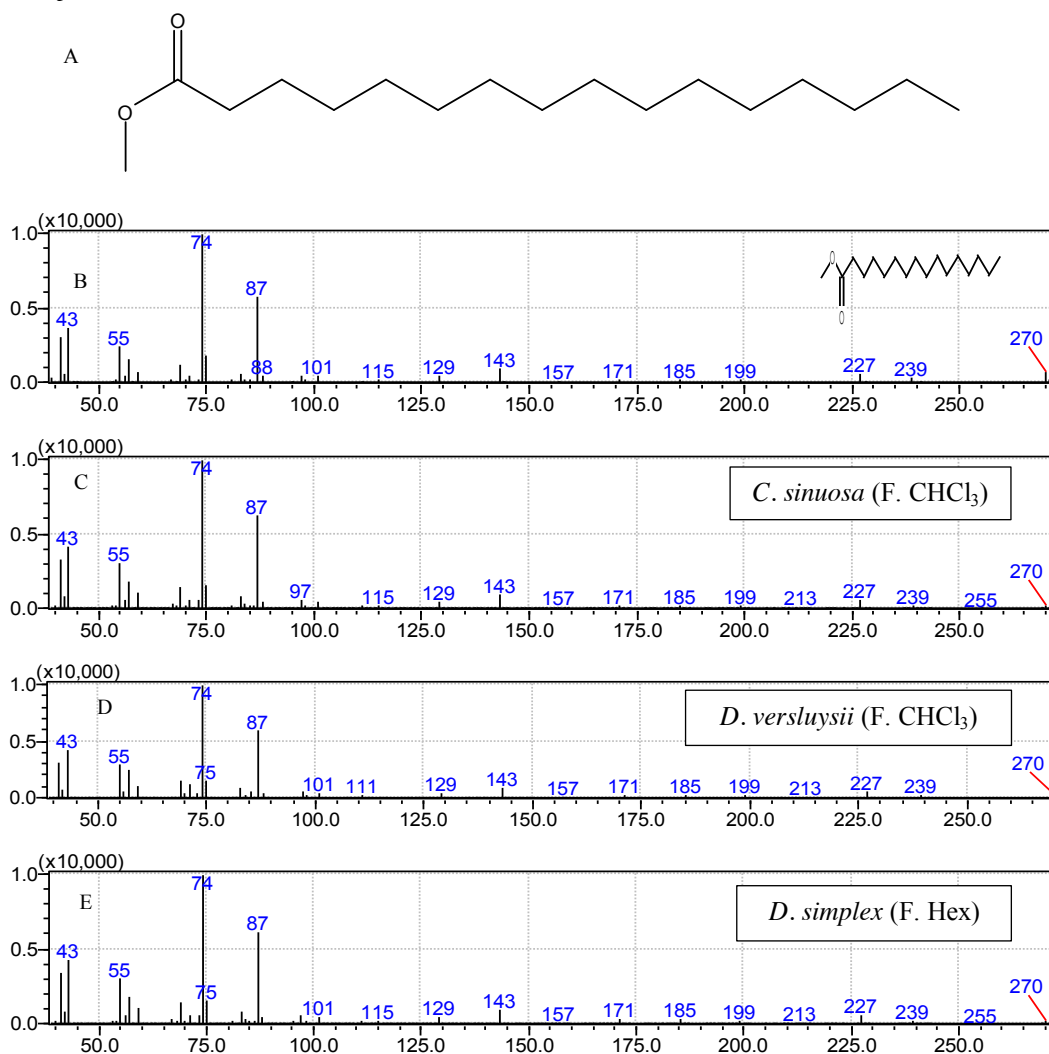


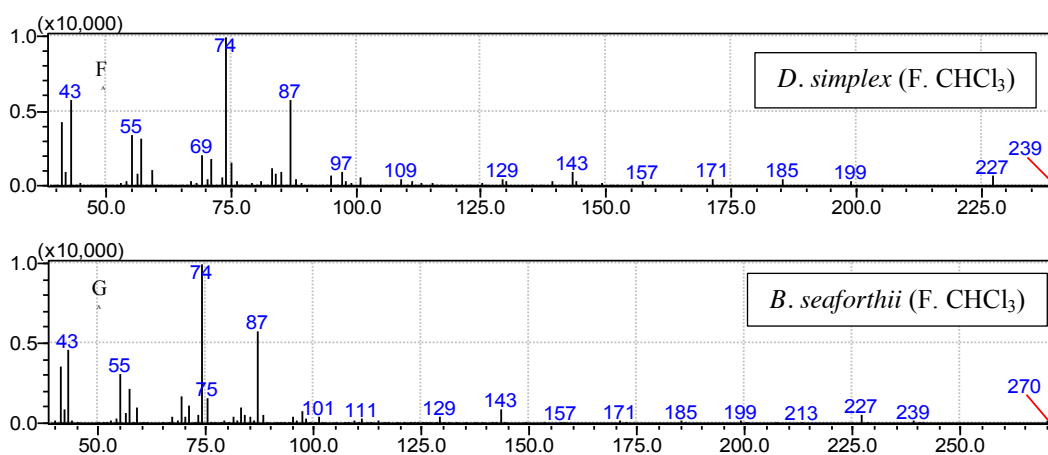
Fonte: Autor, 2014.

## 5.1.6.14 Hexadecanoato de metila

Outro éster identificado neste trabalho foi o hexadecanoato de metila (FIGURA 57) (MM = 270,45 g/mol, fórmula  $C_{17}H_{34}O_2$ ), presente nas frações clorofórmicas de *B. seaforthii*, *C. sinuosa*, *D. simplex* e *D. versluysii*, e também na fração hexânica de *D. simplex*, apresentando similaridades de 93, 96, 90, 94 e 95%, respectivamente. Este está também presente nas espécies de microalgas verdes *Dunaliella salina*, *Scenedesmus obliquus* (RASOUL-AMINI et al., 2009), *Scenedesmus* sp. e *Chlorella vulgaris* (RZAMA et al., 1995), na algas vermelhas *Bostrychia radicans* (OLIVEIRA et al., 2012) e *B. tenella* (FELÍCIO et al., 2010), e na alga verde *Capsosiphon fulvescens* (SUN; CHUNG; SHIN, 2011).

**Figura 58 – A) Estrutura química do hexadecanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o hexadecanoato de metila na fração CsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DvFCHCl<sub>3</sub>; E) fração DsFHex; F) fração DsFCHCl<sub>3</sub>; G) fração BsFCHCl<sub>3</sub>.**



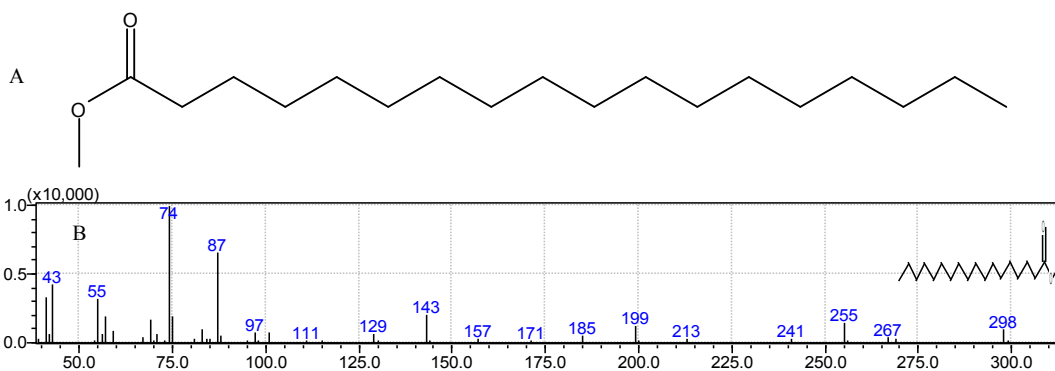


Fonte: Autor, 2014.

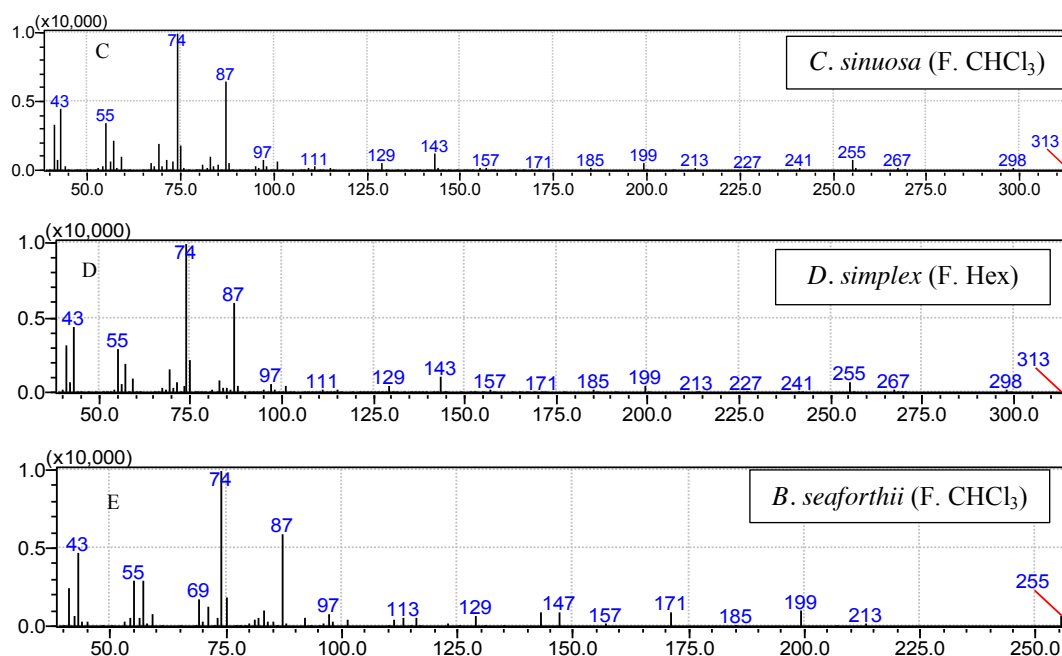
#### 5.1.6.15 Octadecanoato de metila

O estearato de metila, nome comum do éster octadecanoato de etila (FIGURA 58), que possui massa molecular 298,51 g/mol e fórmula  $C_{19}H_{38}O_2$ , foi identificado na fração hexânica de *D. simplex*, com similaridade de 96%, bem como nas frações clorofórmicas de *B. seaforthii* e *C. sinuosa*, 88 e 94% de similaridade, respectivamente. Em algas das espécies *Scenedesmus* sp. e *Chlorella vulgaris* este foi identificado como sendo um dos ésteres de maior concentração, relativa à área do pico (RZAMA et al., 1995), também observado nas espécies *Scinaia hatei*, *Scinaia moniliformis* subsp. *pakistanensis* e *Scinaia saifullahii* (SHAMEEL; AFAQ-HUSAIN; ZARINA, 2011) e *Asparagopsis taxiformis* (MANILAL et al., 2009).

**Figura 59 – A) Estrutura química do octadecanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a octadecanoato de metila na fração CsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DsFHex; E) fração BsFCHCl<sub>3</sub>**





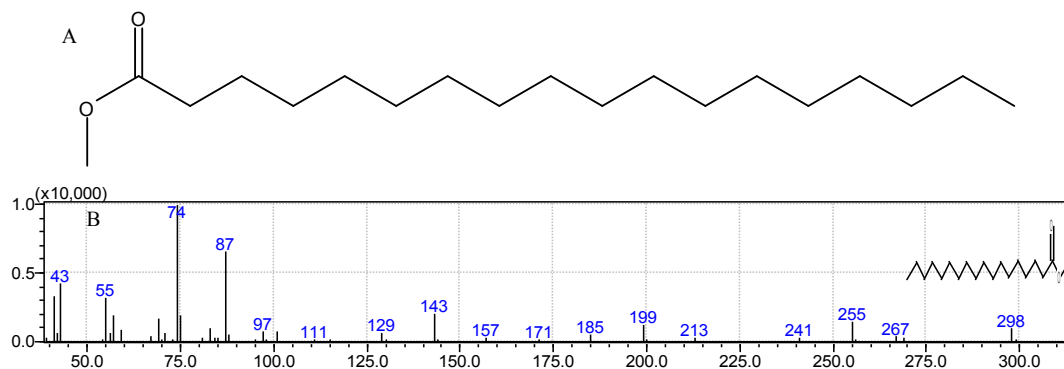


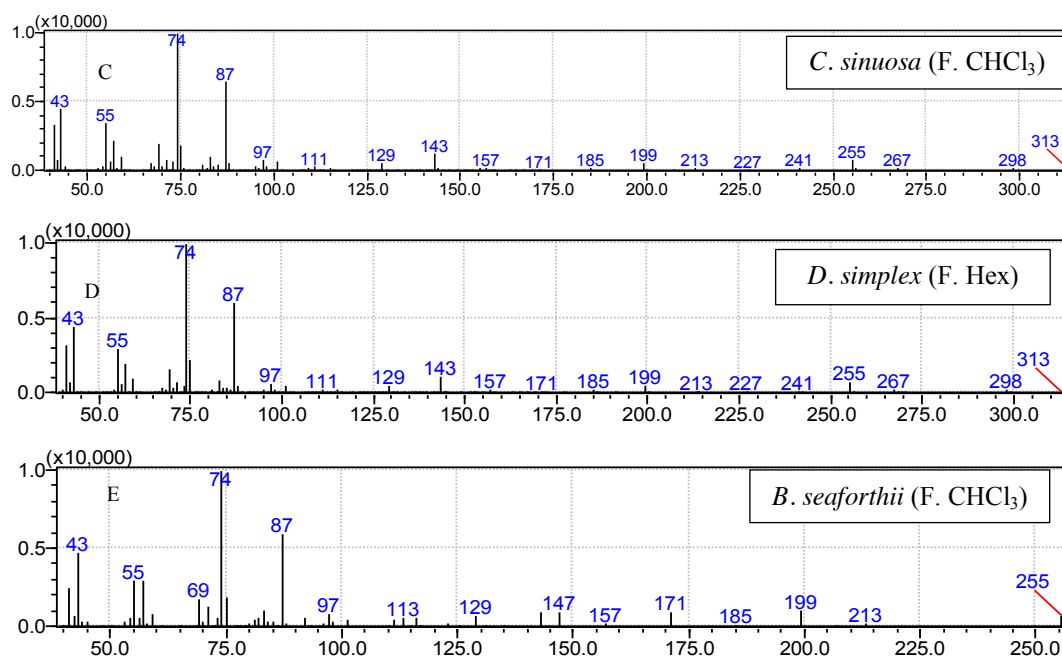
Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.6.16 Octadecanoato de etila

O estearato de metila, nome comum do éster octadecanoato de etila (FIGURA 59), que possui massa molecular 298,51 g/mol e fórmula  $C_{19}H_{38}O_2$ , foi identificado na fração hexânica de *D. simplex*, com similaridade de 96%, bem como nas frações clorofórmicas de *B. seaforthii* e *C. sinuosa*, 88 e 94% de similaridade, respectivamente. Em algas das espécies *Scenedesmus* sp. e *Chlorella vulgaris* este foi identificado como sendo um dos ésteres de maior concentração, relativa à área do pico (RZAMA et al., 1995), também observado nas espécies *Scinaia hatei*, *Scinaia moniliformis* subsp. *pakistanensis* e *Scinaia saifullahii* (SHAMEEL; AFAQ-HUSAIN; ZARINA, 2011) e *Asparagopsis taxiformis* (MANILAL et al., 2009).

**Figura 60 – A) Estrutura química do octadecanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a octadecanoato de metila na fração CsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DsFHex; E) fração BsFCHCl<sub>3</sub>.**



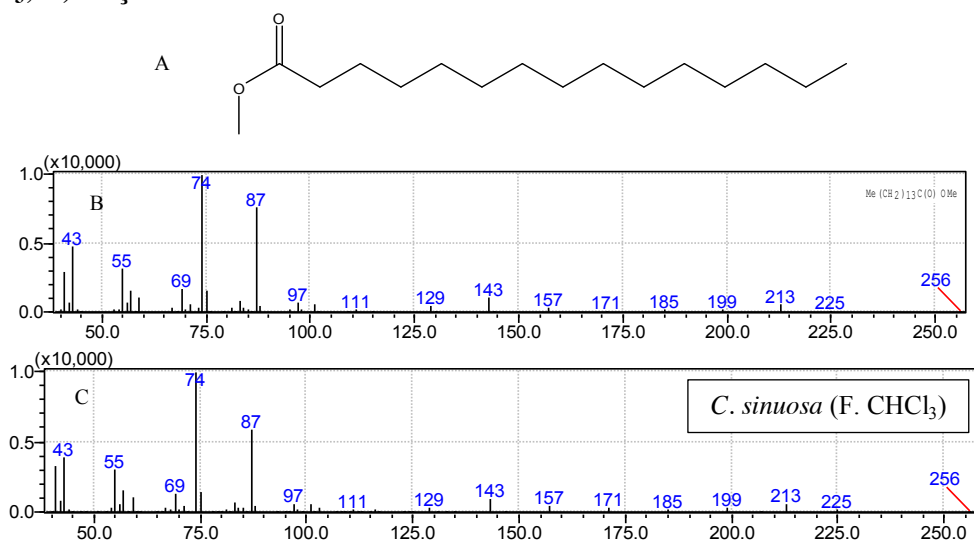


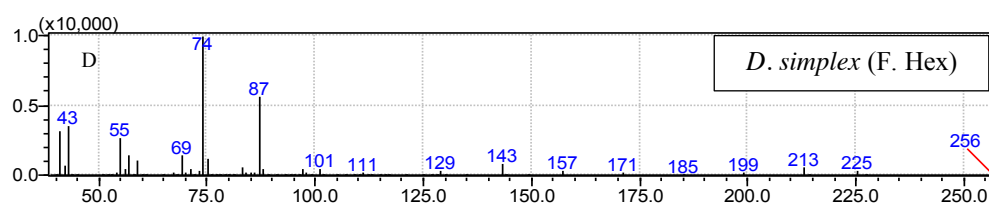
Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.6.17 Pentadecanoato de metila

O éster pentadecanoato de metila (FIGURA 60) foi identificado nas frações hexânica de *D. simplex* e clorofórmica de *C. sinuosa*, com similaridades de 95 e 94%, respectivamente. Um estudo realizado por Razma et al. (1995), onde foram analisados os compostos voláteis de microalgas verdes, detectou a presença deste éster nas espécies *Scenedesmus* sp. e *Chlorella vulgaris*.

**Figura 61 – A) Estrutura química do pentadecanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a pentadecanoato de metila na fração CsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DsFHex.**



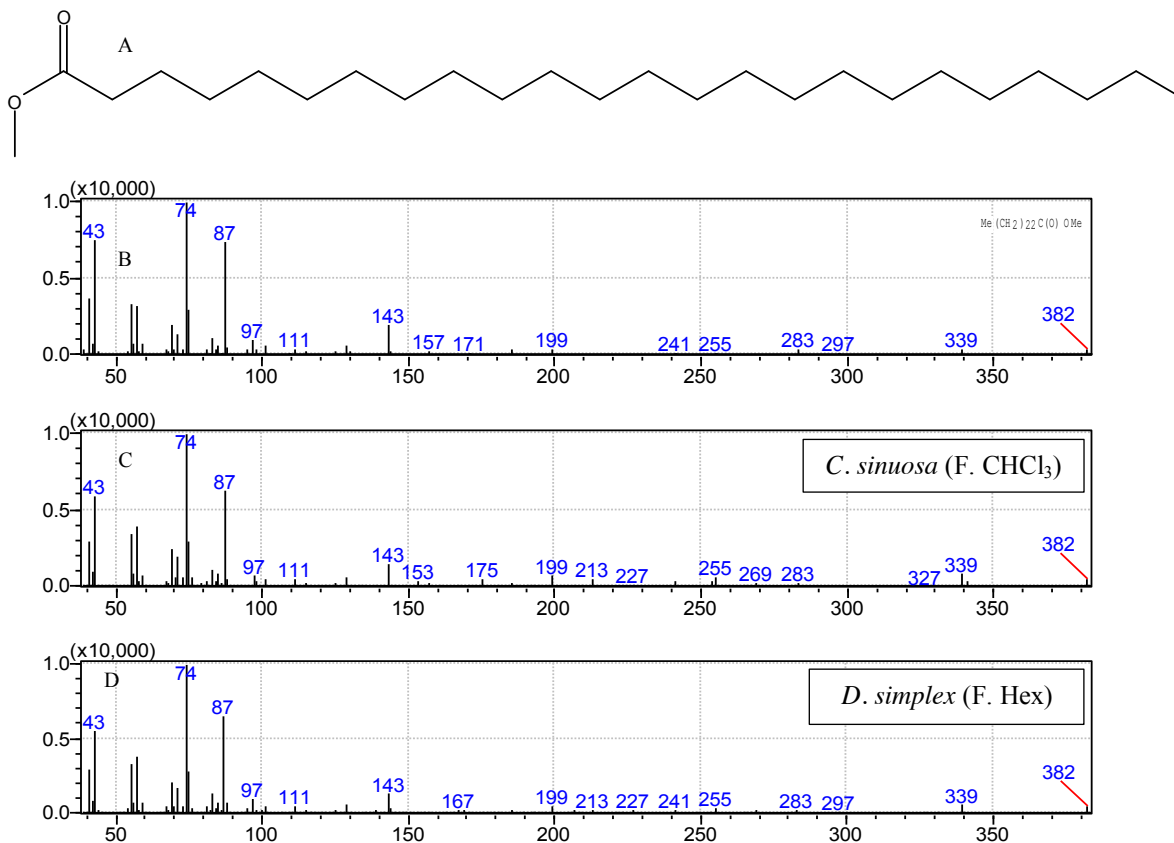


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.6.18 Tetracosanoato de metila

O éster tetracosanoato de metila (FIGURA 61) (MM = 382,67 g/mol, fórmula  $C_{25}H_{50}O_2$ ) foi identificado em duas frações analisadas neste trabalho, na fração hexânica de *D. simplex*, com similaridade de 94%; e na fração clorofórmica de *C. sinuosa*, 91% de similaridade. Este éster, também conhecido como lignocerato de metila, foi identificado em algas das espécies *Gracilaria birdiae* e *G. caudata*, sendo nesta primeira detectados apenas traços desta substância (TOMAZ et al., 2012); e em algas das espécies *Scinaia hatei* e *S. saifullahii* (SHAMEEL; AFAQ-HUSAIN; ZARINA, 2011).

**Figura 62 – A) Estrutura química do tetracosanoato; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tetracosanoato na fração CsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DsFHex.**

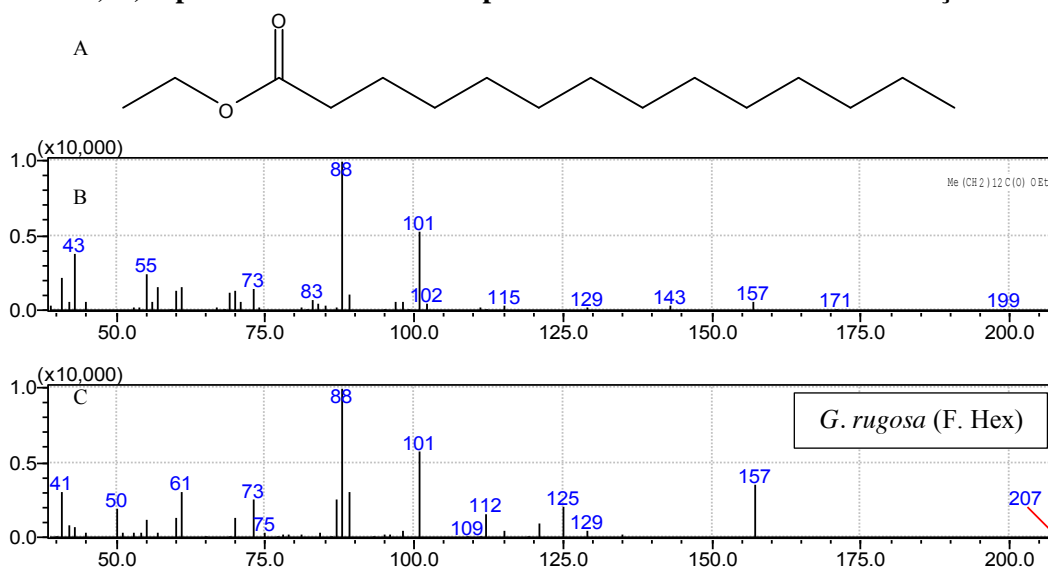


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.6.19 Tetradecanoato de etila

O éster tetradecanoato de etila (FIGURA 62) (MM = 256,43 g/mol, fórmula  $C_{16}H_{32}O_2$ ), também conhecido como miristato de etila, foi identificado na fração hexânica de *G. rugosa*, com similaridade ao banco de dados do equipamento de 97%. Esta substância foi identificada em microalgas *Synechocystis* sp. (PLAZA et al., 2010), onde algumas frações foram testadas para avaliar suas atividades antimicrobianas frente *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Candida albicans* e *Aspergillus niger*.

**Figura 63 – A) Estrutura química do tetradecanoato de etila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tetradecanoato de etila na fração GrFHex.**

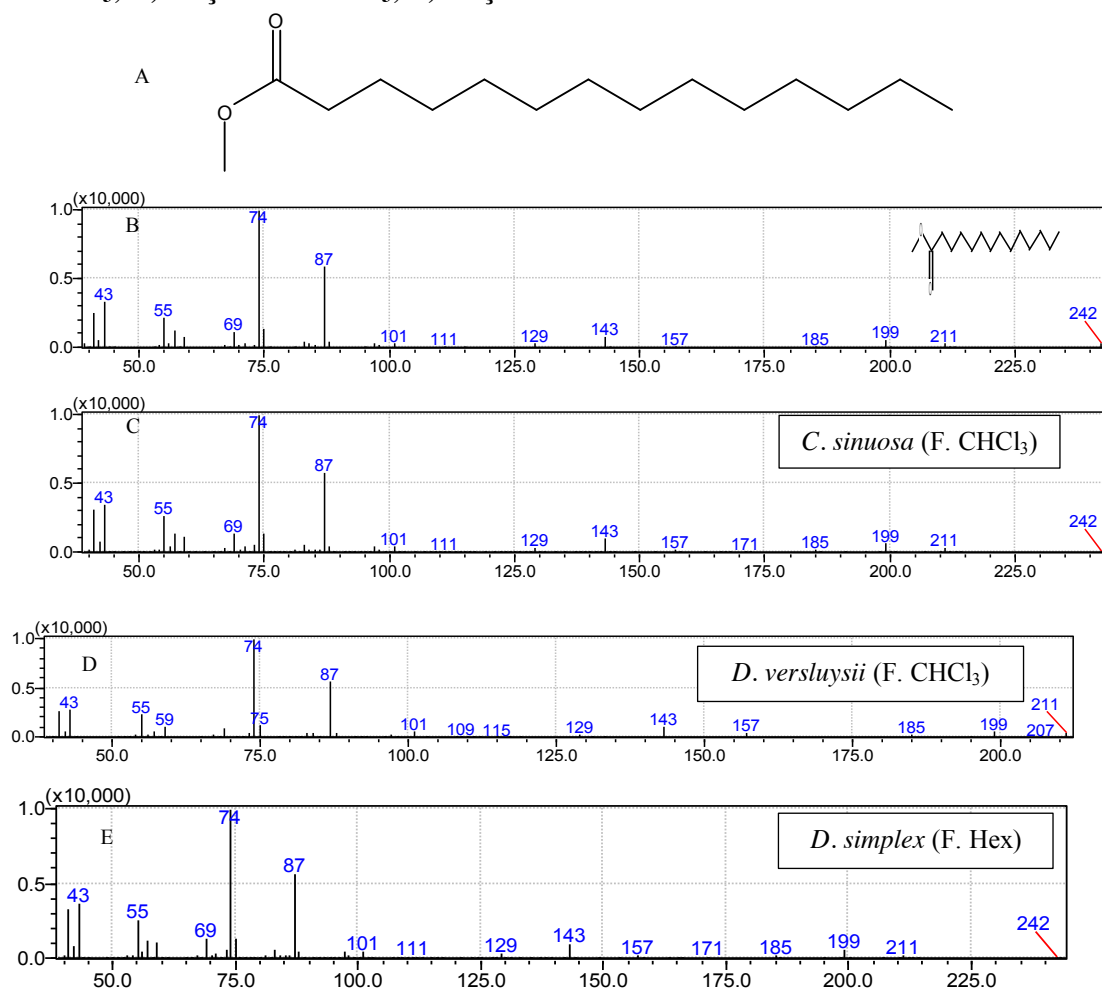


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.6.20 Tetradecanoato de metila

Nas frações clorofórmicas de *C. sinuosa* e *D. versluysii*, além da fração hexânica de *D. simplex*, o éster tetradecanoato de metila (FIGURA 63) (miristato de metila, MM = 242,40 /mol, fórmula  $C_{15}H_{30}O_2$ ), foi identificado após serem observadas similaridades de 96, 93 e 96%, respectivamente. Este éster foi identificado em algas da espécie *Scenedesmus rubescens*, *Dunaliella salina*, *Chlorella vulgaris* (RASOUL-AMINI et al., 2009), *Centroceras clavulatum* (ROCHA et al., 2011), *Scenedesmus* sp., *Chlorella vulgaris* (RZAMA et al., 1995), *Scinaia hatei*, *S. moniliformis* subsp. *pakistanensis*, *S. saifullahii* (SHAMEEL; AFAQ-HUSAIN; ZARINA, 2011) e *Cladophora rivularis* (KAMENARSKA et al., 2004).

Figura 64 – A) Estrutura química do tetradecanoato de metila; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tetradecanoato de metila na fração CsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DvFCHCl<sub>3</sub>; E) fração DsFHex.

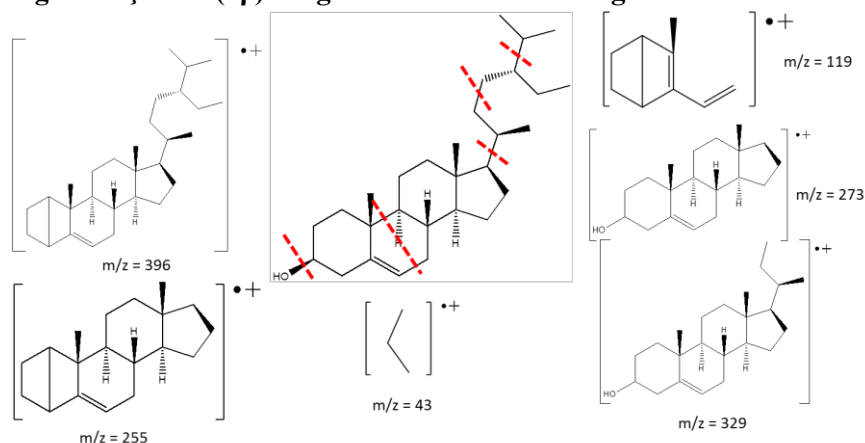


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.7 Esteróis

Após análise dos cromatogramas e espectros obtidos, foram identificados 04 esteróis nas frações clorofórmicas e hexânicas das cinco espécies testadas. A fragmentação do esterol (3 $\beta$ )-estigmast-5-en-3-ol pode ser observada na Figura 64, além dos principais fragmentos esperados.

**Figura 65 – Fragmentação do (3β)-estigmast-5-en-3-ol e os fragmentos característicos.**

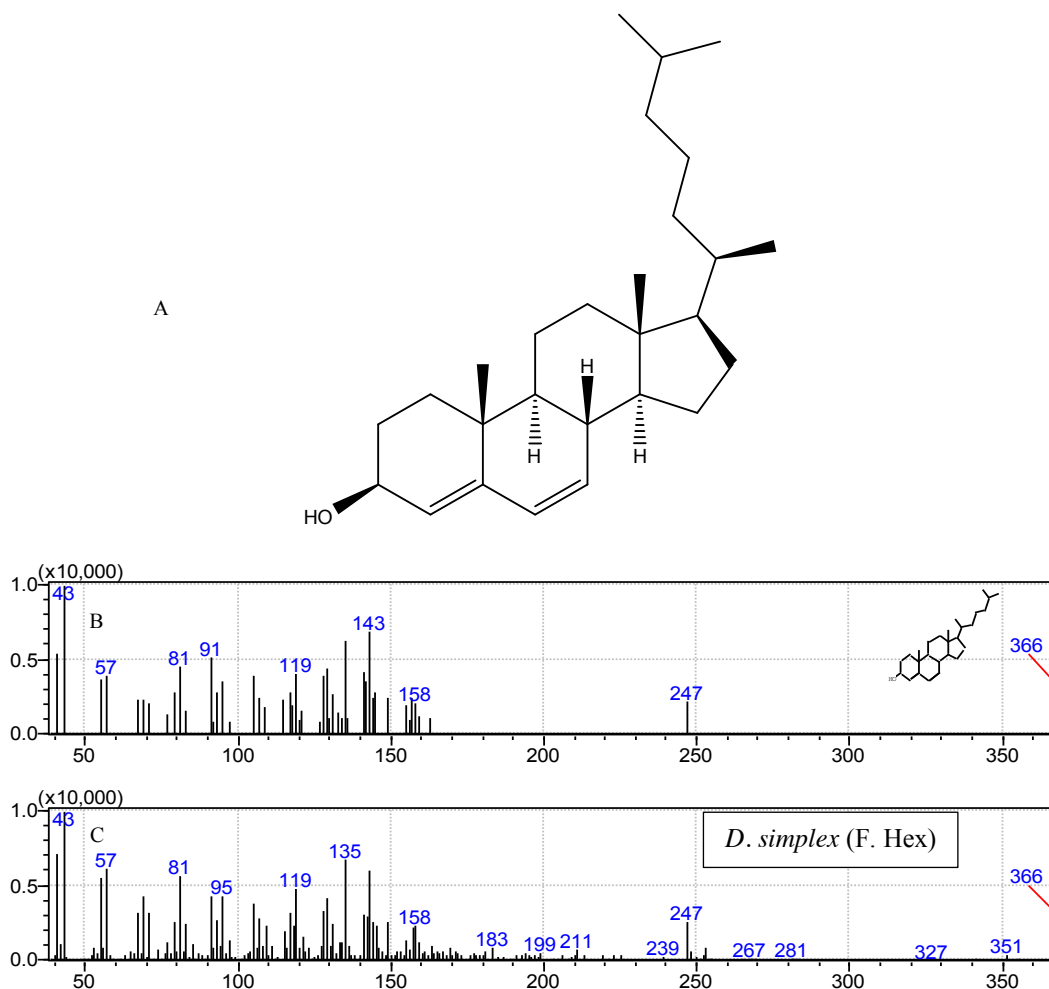


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.7.1 (3β)-Colesta-4,6-dien-3-ol

O esteroide (3β)-Colesta-4,6-dien-3-ol (FIGURA 65), de massa molecular 384,64 g/mol e fórmula  $C_{27}H_{44}O$ , identificado na fração hexânica do extrato metanólico de *Digenea simplex*, possui picos com relação m/z 366, 247, 158, 143, 135, 119, 95, 91, 81, 57 e 43, e uma similaridade de 91% com o banco de dados do equipamento. Este esteroide foi identificado na alga vermelha *Bostrychia tenella*, tanto em frações obtidas com hexano e com diclorometano (FELÍCIO et al., 2010). Também foi encontrado na fração hexânica do extrato metanólico do cerne da espécie vegetal *Brosimum potabile* (ABREU et al., 2010); e no óleo essencial de *Coriaria nepalensis*, que apresentou atividade antimicrobiana frente às cepas de bactérias Gram-positivas e Gram-negativas: *Staphylococcus aureus* MTCC902, *Micrococcus luteus* MTCC106, *Listeria monocytogenes* MTCC657, *Pseudomonas aeruginosa* MTCC424, *Salmoella typhimurium* MTCC733, *Klabsiella oxytoca* MTCC109 e *Escherichia coli* MTCC443; bem como apresentou atividade antifúngica frente às cepas: *Saccharomyces cereviceae* MTCC2627 e *Candida albicans* MTCC3017 (KUMAR et al., 2011).

Figura 66 – A) Estrutura química do (3 $\beta$ )-Colesta-4,6-dien-3-ol; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (3 $\beta$ )-Colesta-4,6-dien-3-ol na fração DvFHex.



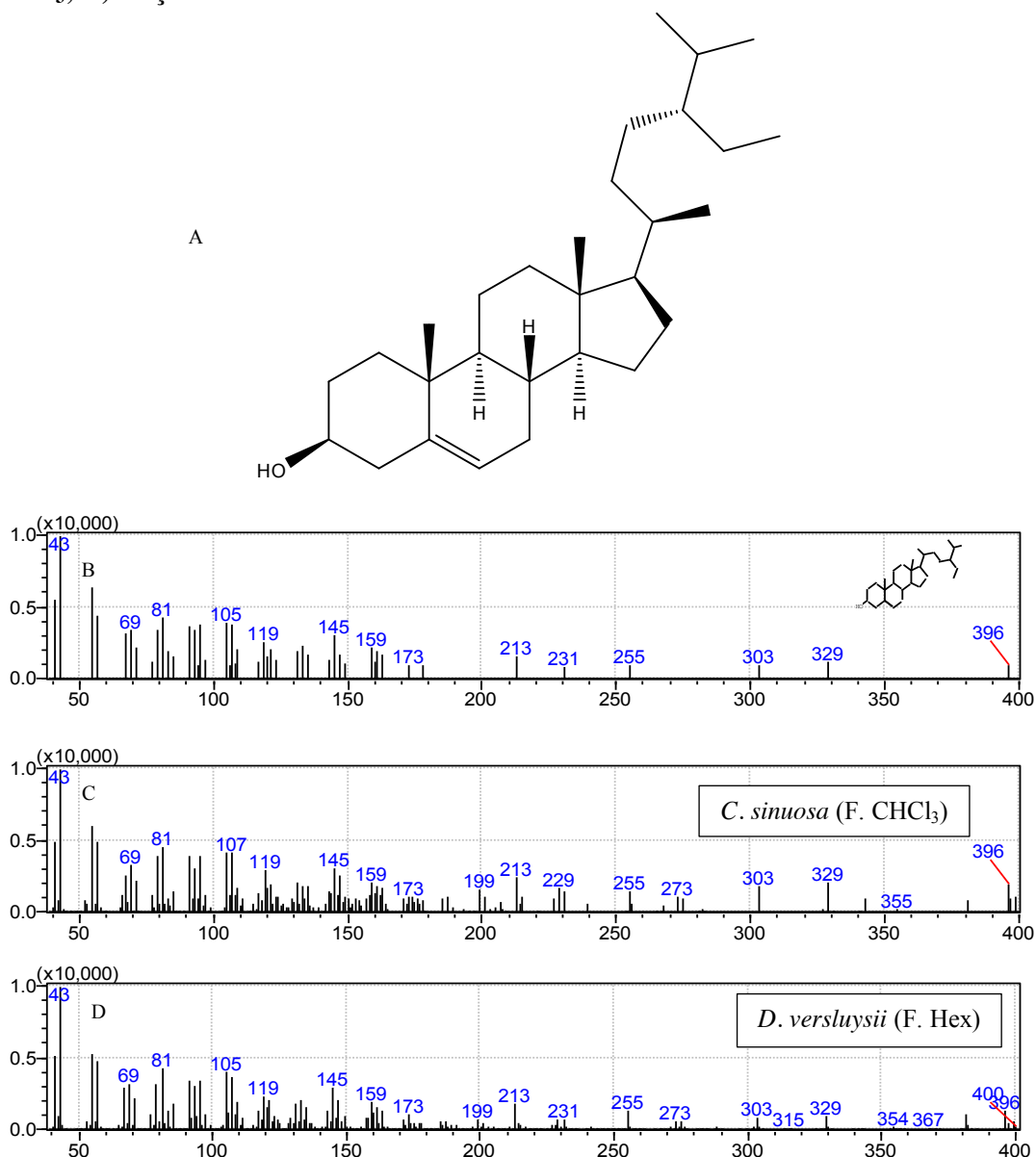
Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.7.2 (3 $\beta$ )-Estigmast-5-en-3-ol

O esteroide (3 $\beta$ )-estigmast-5-en-3-ol (FIGURA 66), também conhecido como  $\beta$ -sitosterol, possui massa 414,73 g/mol e fórmula C<sub>29</sub>H<sub>50</sub>O. Foi identificado nas frações hexânica do extrato metanólico de *D. versluysii*, e clorofórmica do extrato metanólico de *C. sinuosa*, pelos picos de relação m/z 396, 329, 303, 255, 231, 213, 173, 159, 145, 119, 107, 105, 81, 69, 43; com similaridade de 94 e 90%, respectivamente. Este esteroide foi identificado na alga parda *Cystoseira adriática*, onde, junto ao colesterol era um dos esteróis majoritários desta espécie (KAPETANOVIC et al., 2005). Foi encontrado também nas espécies vegetais: *Conium maculatum*, como um dos principais esteroides presentes (RADULOVIC; DJORDJEVIC, 2011); *Sterculia setigera*, planta utilizada na etnomedicina africana no tratamento de tuberculose (BABALOLA; ADELAKUN, 2013); e *Phoenix*

*theophrasti*, uma das espécies de tâmara, bastante consumida no mundo árabe, cujo extrato demonstrou baixa atividade antioxidante (LIOLIOS; SOTIROUDIS; CHINO, 2009).

**Figura 67 – A) Estrutura química do (3 $\beta$ )-estigmast-5-en-3-ol; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (3 $\beta$ )-estigmast-5-en-3-ol na fração CsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DvFHex.**



Fonte: Autor, 2014.

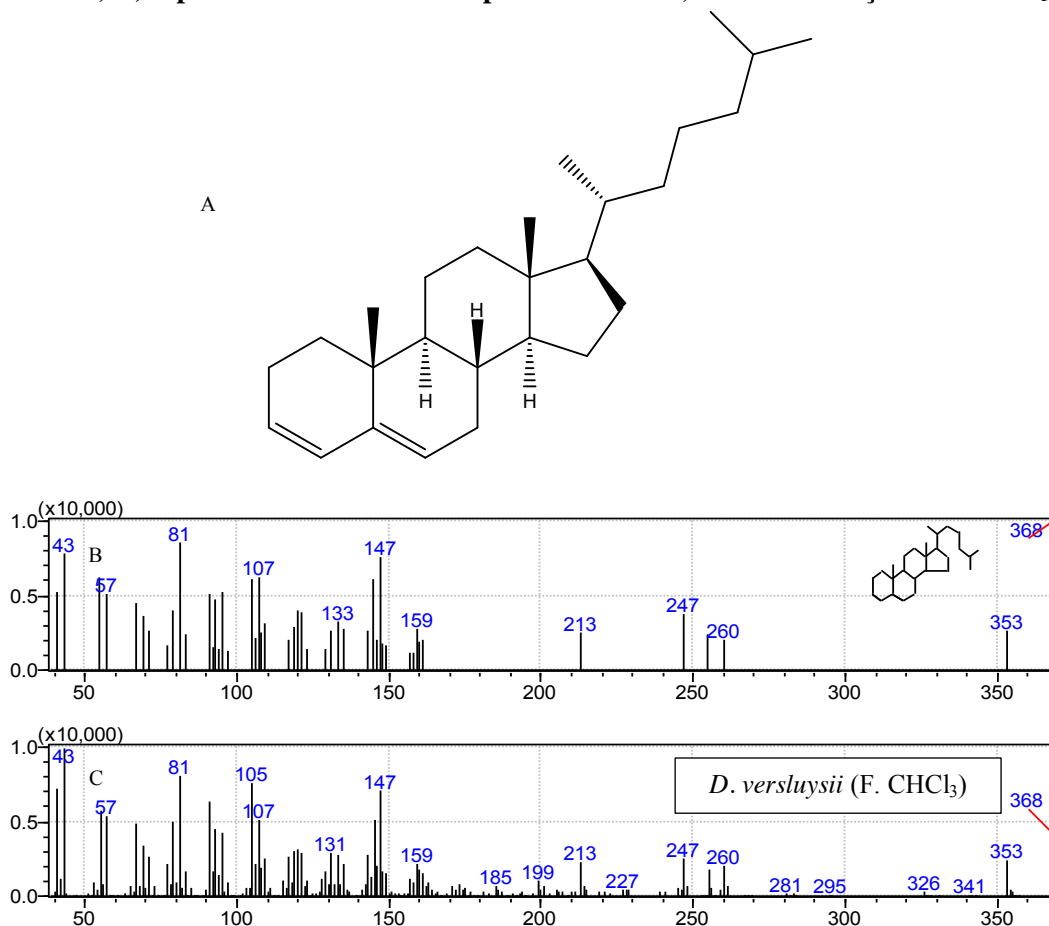
### 5.1.7.3 Colesta-3,5-dieno

O derivado de esterol colesta-3,5-dieno (FIGURA 67) (MM = 368,65 g/mol, fórmula C<sub>27</sub>H<sub>44</sub>) foi identificado na fração clorofórmica de *D. versluisii*, com similaridade de 93%. Este ácido graxo foi descrito anteriormente nas algas vermelhas das espécies *Gracilaria caudata* e *G. birdiae* (TOMAZ et al., 2012). Este também já foi encontrado em amostras de



líquens, organismos simbiotes, compostos de um parceiro fotobionte (alga) e de um micobionte (fungo), de estátuas de vilarejos da Itália (DE ANGELIS et al., 2003).

**Figura 68 – A) Estrutura química do colest-3,5-dieno; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o colest-3,5-dieno na fração DvFCHCl<sub>3</sub>.**

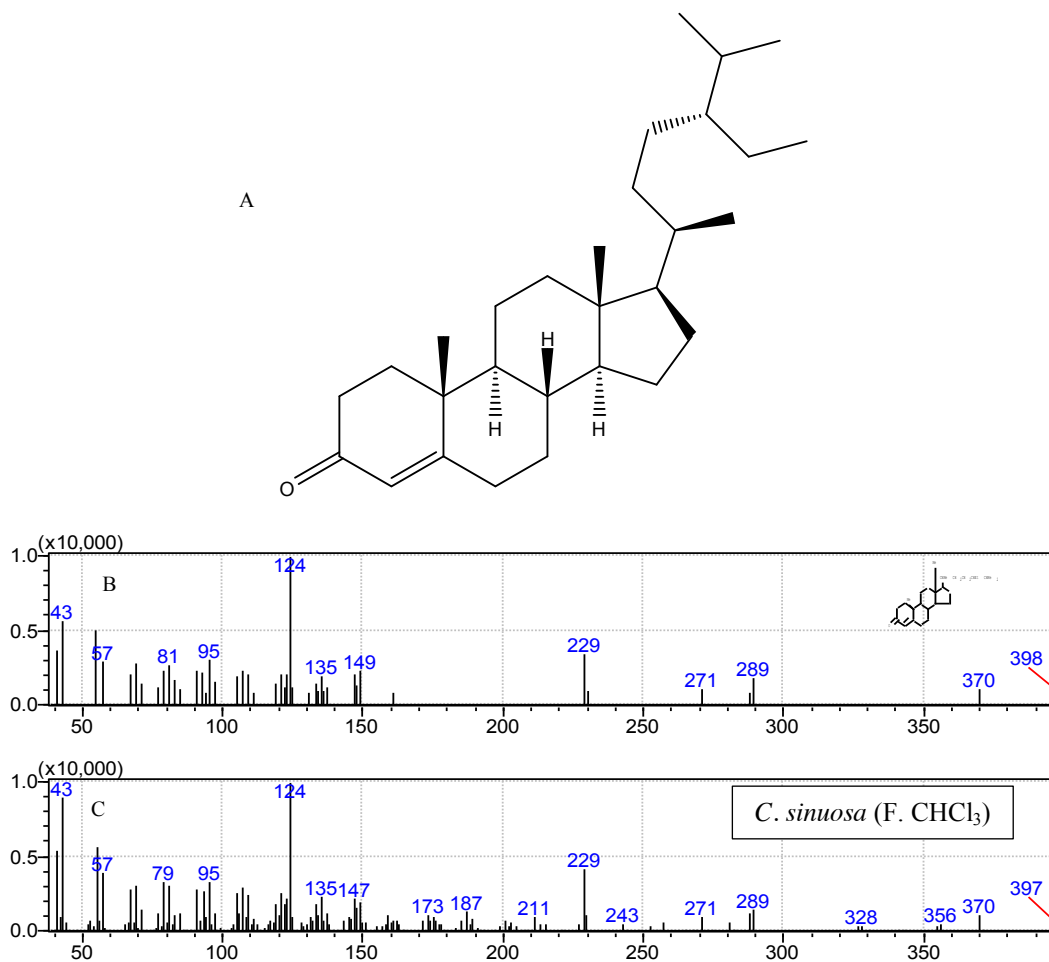


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.7.4 Estigmast-4-en-3-ona

O esteroide, estigmast-4-en-3-ona (FIGURA 68), de massa molecular 412,70 g/mol e fórmula molecular C<sub>29</sub>H<sub>48</sub>O, foi identificado na fração clorofórmica de *C. sinuosa* com similaridade de 87%, referente ao banco de dados do equipamento. Este esteroide é um dos constituintes da alga vermelha *Gymnogongrus flabelliformis* (YUAN et al., 2008), bem como das espécies vegetais, *Rhodomyrtus tomentosa* (HIRANRAT et al., 2012), *Brucea javanica* (SU et al., 2013), *Illicium verum* (PENG et al., 2013) e do fungo *Fusarium oxysporum* (NASCIMENTO et al., 2012).

Figura 69 – A) Estrutura química da estigmast-4-en-3-ona; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a estigmast-4-en-3-ona na fração CsFCHCl<sub>3</sub>.

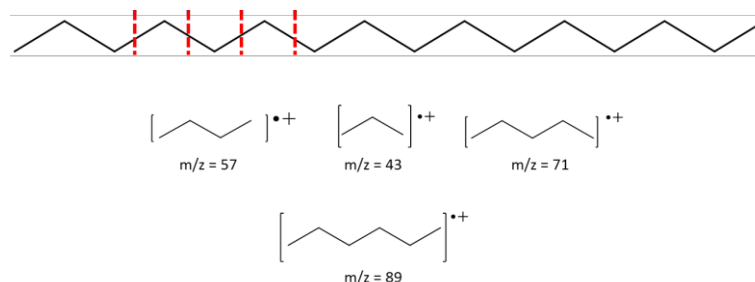


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.8 Hidrocarbonetos

Foram identificados 11 hidrocarbonetos nas frações apolares das cinco espécies de algas analisadas. A fragmentação do hexadecano pode ser visualizada na Figura 69, e serve como exemplo para o padrão de fragmentação dos hidrocarbonetos, ainda nesta figura podem ser visualizados também os fragmentos característicos dos hidrocarbonetos saturados, observados para o exemplo.

Figura 70 – Fragmentação do hexadecano e fragmentos característicos para hidrocarbonetos saturados.

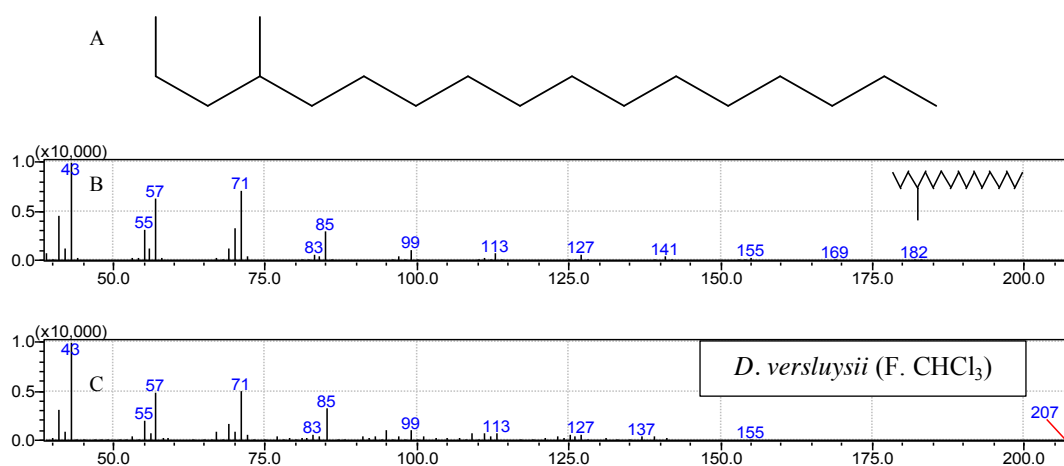


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.8.1 4-Metileptadecano

O alcano ramificado 4-metileptadecano (FIGURA 70) (MM= 254,50 g/mol), com fórmula molecular  $C_{18}H_{38}$ , foi identificado na fração clorofórmica do extrato metanólico de *D. versluisii*, com similaridade de 82% e picos de relação m/z: 155, 127, 113, 99, 85, 71, 57, 55 e 43. Esta é a primeira vez que a substância é relatada em organismos marinhos, porém já foi descrita anteriormente em espécies vegetais, tais como, *Polygala furcata* (YANG et al., 2010); *Erodium cicutarium* e *E. absinthioides*, presença observada através da análise da composição de voláteis do óleo essencial destas duas espécies (STOJANOVIĆ-RADIĆ et al., 2010).

**Figura 71 – A) Estrutura química do 4-metileptadecano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o 4-metileptadecano na fração DvFCHCl<sub>3</sub>.**

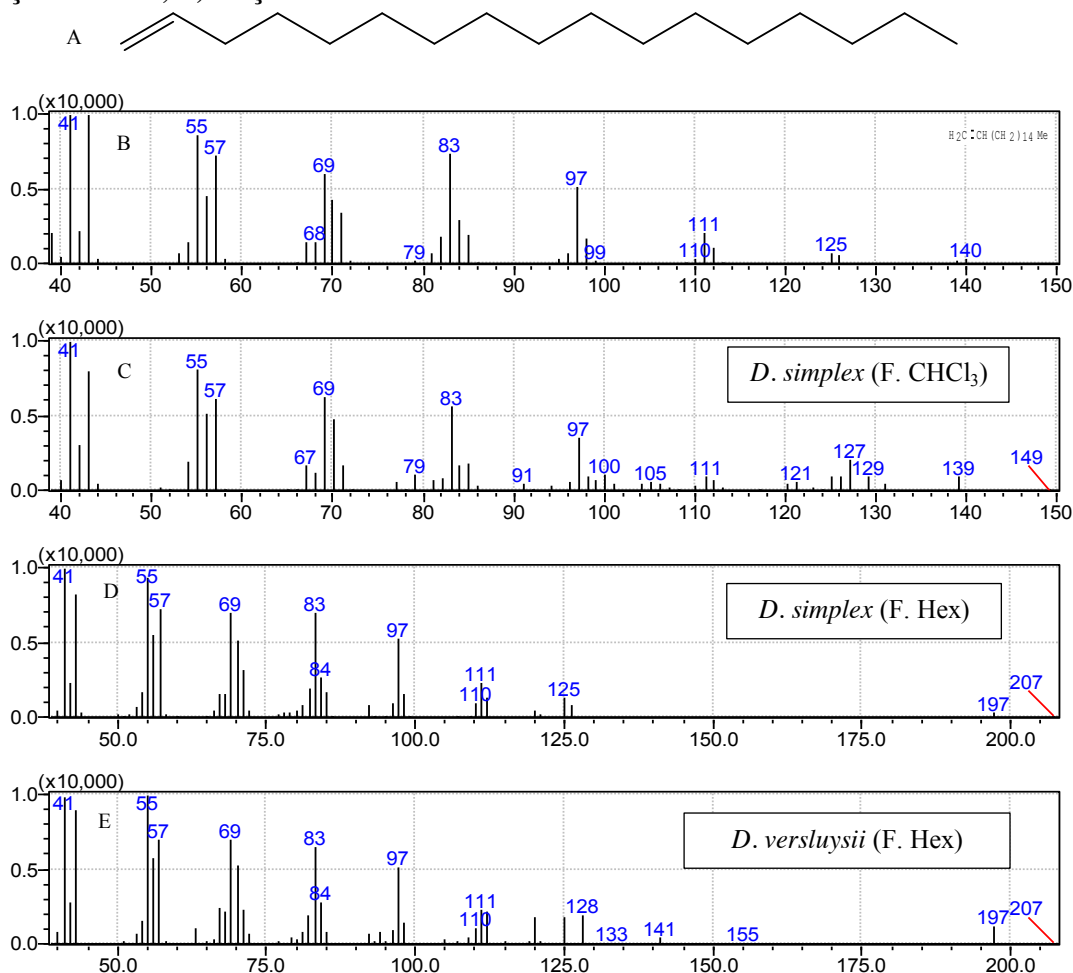


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.8.2 Heptadec-1-eno

O hidrocarboneto insaturado heptadec-1-eno (FIGURA 71) (MM = 238,47 g/mol, fórmula  $C_{17}H_{34}$ ) foi identificado nas frações hexânica e clorofórmica de *D. simplex*, com similaridades de 87 e 93% respectivamente; e na fração hexânica de *D. versluisii* com similaridade de 89%. Este hidrocarboneto já foi identificado em algas das espécies: *Chlorella vulgaris* e *Scenedesmus* sp., ambas algas verdes oriundas de água fresca (RZAMA et al., 1995); bem como na alga vermelha *Acanthophora spicifera* (ZAKARIA et al., 2011).

Figura 72 – A) Estrutura química do heptadec-1-eno; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o heptadec-1-eno na fração fração DsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DsFHex; E) fração DvFHex.

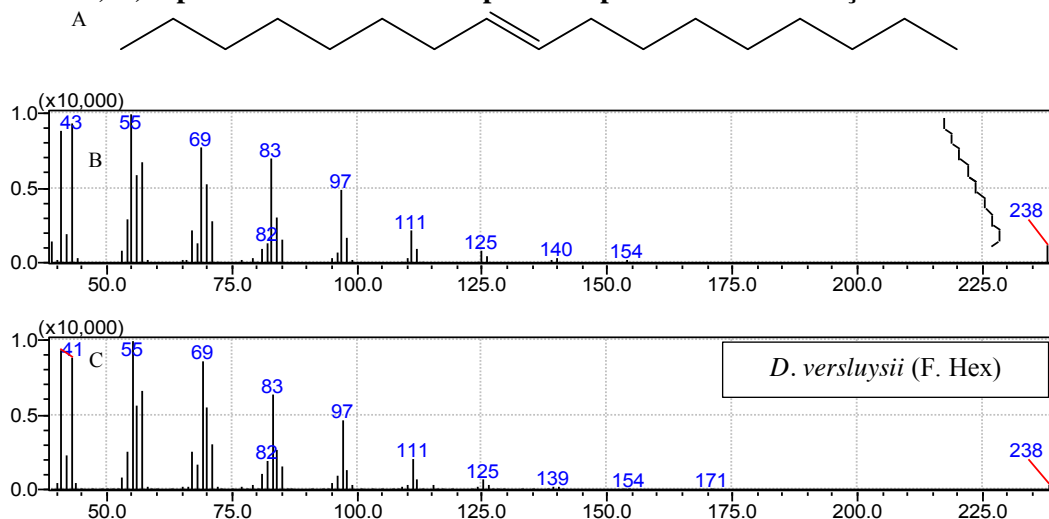


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.8.3 Heptadec-8-eno

Outro hidrocarboneto insaturado, heptadec-8-eno (FIGURA 72) (MM = 238,47 g/mol, fórmula C<sub>17</sub>H<sub>34</sub>) foi identificado na fração hexânica de *D. versluysii*, com similaridade de 97%. Em um trabalho realizado por Akakabe et al. (2007), este hidrocarboneto foi identificado na alga verde *Bryopsis maxima* e sua isomeria resolvida através da coinjeção dos dois isômeros deste hidrocarboneto (*Z/E*-heptadec-8-eno). Este também foi identificado em algas das espécies *Pyropia yezoensis*, *P. haitanensis*, *Bangia* sp., *Enteromorpha prolifera*, *Sargassum thunbergii*, *Gracilaria lemaneiformis* (ZHANG et al., 2013), *Caulerpa racemosa* (ALARIF et al., 2010), e em microalgas da espécie *Botryococcus braunii* (TALUKDAR et al., 2014).

Figura 73 – A) Estrutura química do heptadec-8-eno; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o heptadec-8-eno na fração DvFHex.

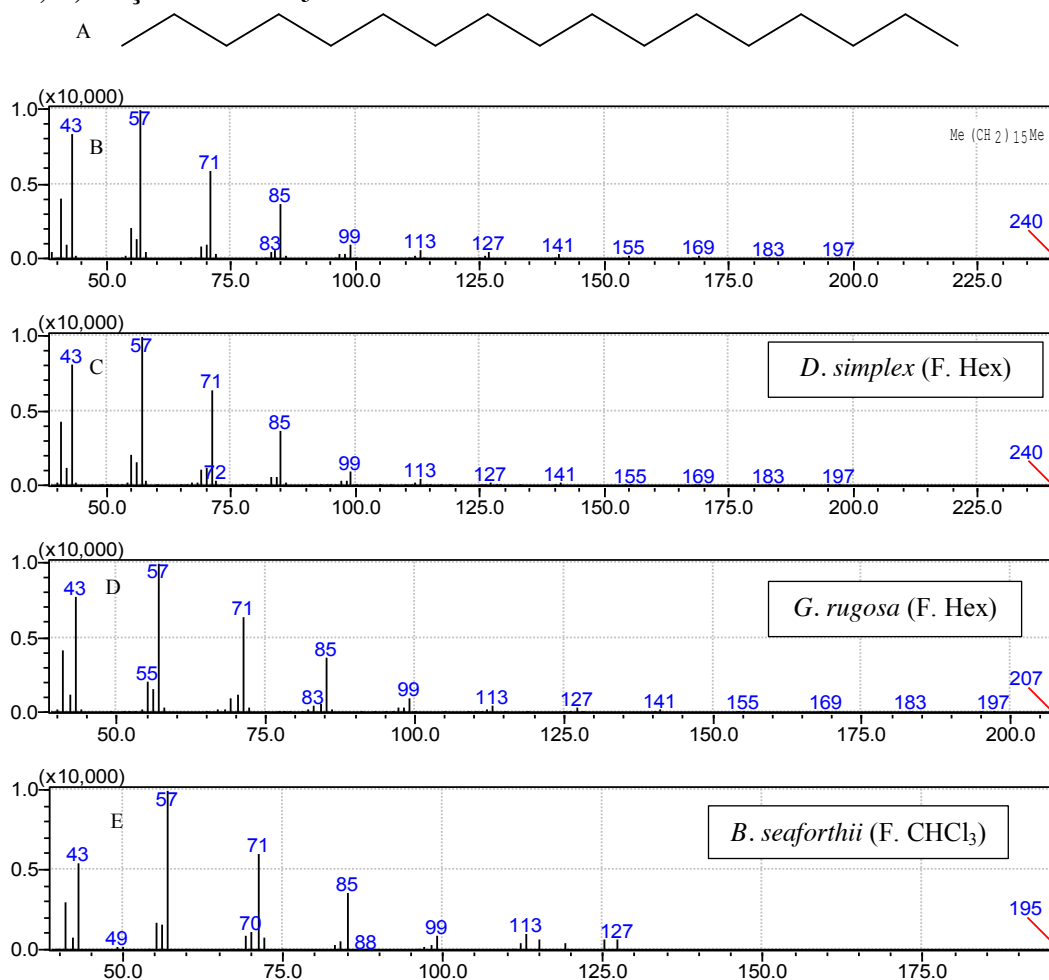


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.8.4 Heptadecano

O hidrocarboneto heptadecano (FIGURA 73) (MM = 240,47 g/mol, fórmula  $C_{17}H_{36}$ ) foi identificado nas frações hexânicas de *D. simplex* e *G. rugosa*, com similaridades de 97% para ambas, bem como na fração clorofórmica de *B. seaforthii*, similaridade de 91%. A alga vermelha *Bostrychia radicans* tem como um de seus constituintes este hidrocarboneto (OLIVEIRA et al., 2012); ele também está presente em algumas espécies do gênero *Gracilaria*, tais como *G. birdiae*, *G. caudata*, *G. cerviconis* e *G. domingensis* (TOMAZ et al., 2012), em microalgas da espécie *Chlorella vulgaris* (KEBELMANN et al., 2013), nas algas vermelhas *Jania rubens* (KARABAY-YAVASOGLU et al., 2007), *Corallina granifera*, *C. mediterranea*, *Gellidium latifolium*, *Ceramium elegans*, *Polysiphonia denudata*, *P. denudata* f. *fragilis*, *Laurencia papillosa* e *L. coronopus* (KAMENARSKA et al., 2006).

Figura 74 – A) Estrutura química do heptadecano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o heptadecano na fração DsFHex; D) fração GrFHex; E) fração BsFCHCl<sub>3</sub>.

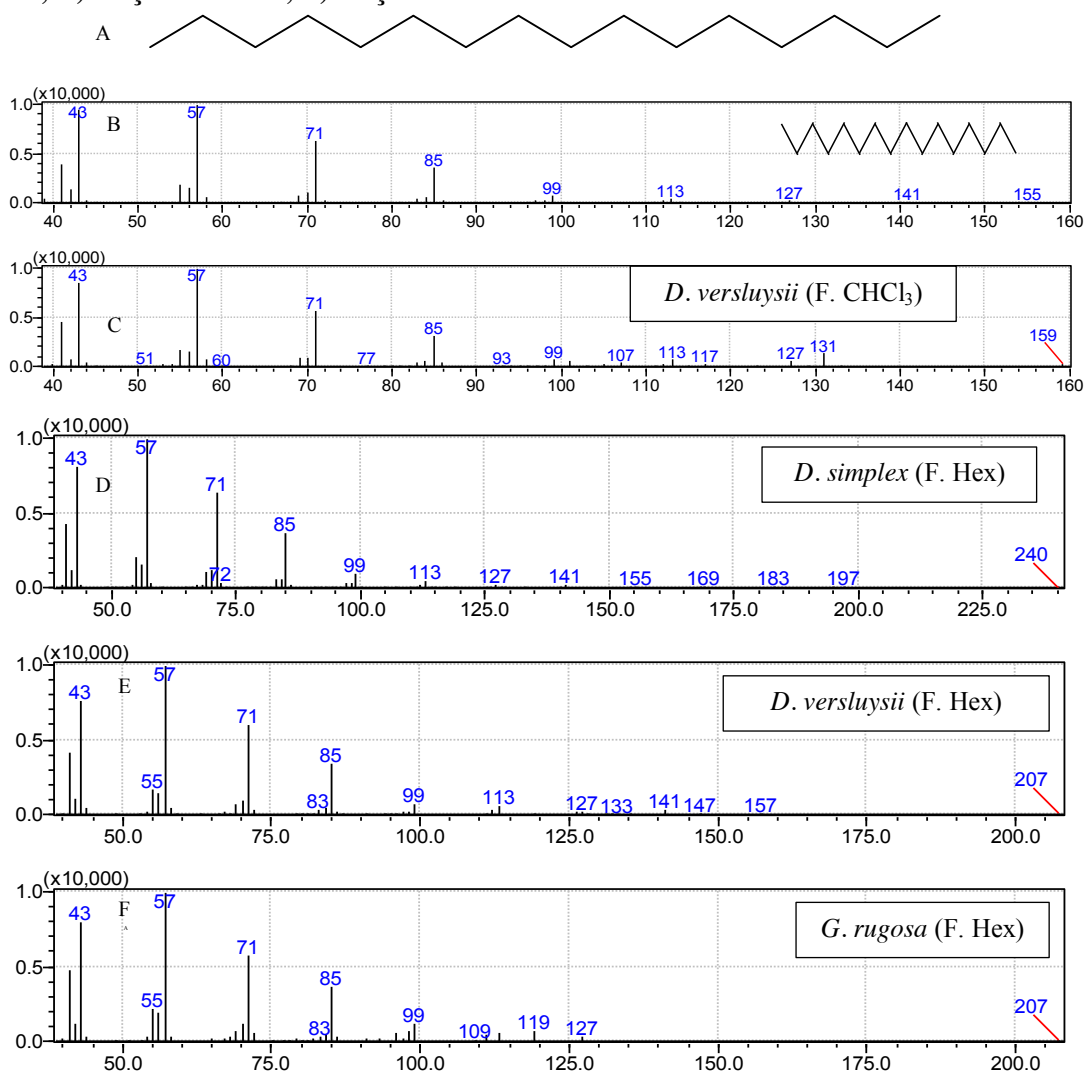


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.8.5 Hexadecano

O hidrocarboneto hexadecano (FIGURA 74) (MM = 226,45 g/mol, fórmula C<sub>16</sub>H<sub>34</sub>), que foi identificado nas frações hexânicas de *D. simplex*, *D. versluysii* e *G. rugosa*, e na fração clorofórmica de *D. versluysii*, com similaridades de 95, 96, 92 e 90%, respectivamente, foi descrito em microalgas das espécies *Prototheca zopfii* (TAKIMURA et al., 2014), *Dunaliella salina* (KRISHNAKUMAR; BAI; RAJAN, 2013) e *Botryococcus braunii* (TALUKDAR et al., 2014); na alga verde da espécie *Capsosiphon fulvescens* (SUN; CHUNG; SHIN, 2011).

Figura 75 – A) Estrutura química do hexadecano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o hexadecano na fração DvFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DsFHex; E) fração DvFHex; F) fração GrFHex.

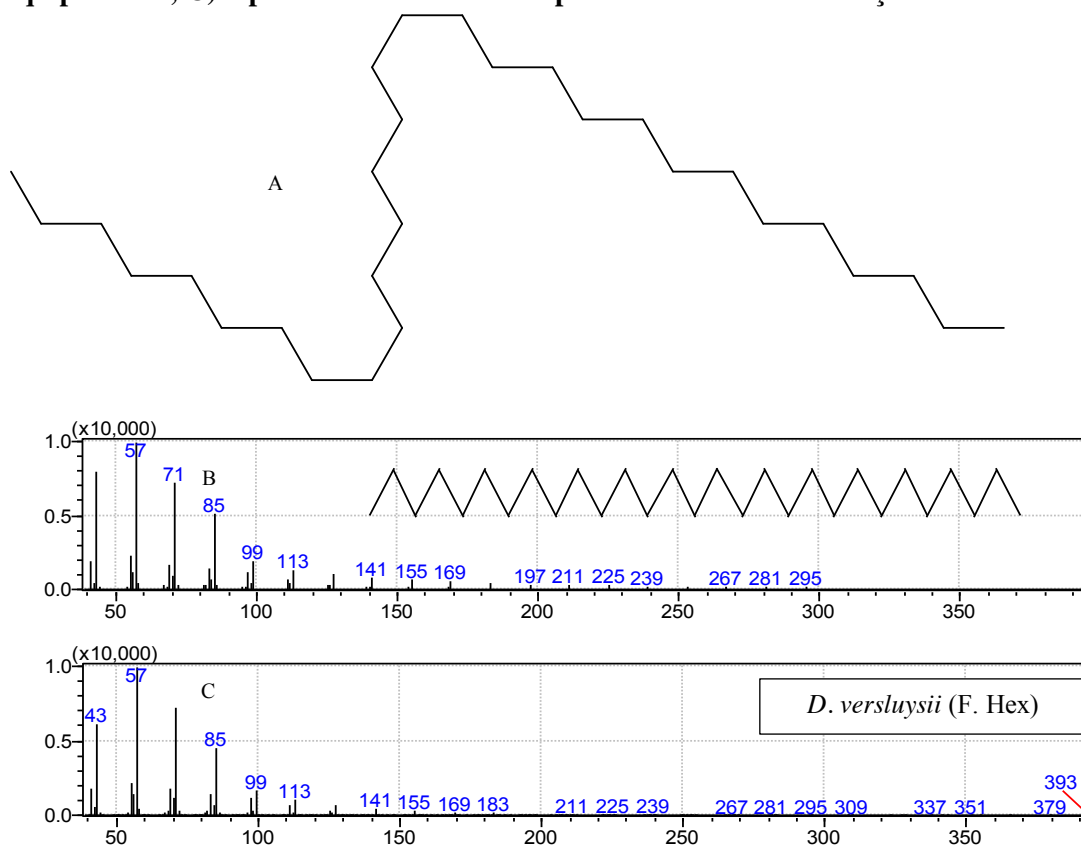


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.8.6 Nonacosano

O nonacosano (FIGURA 75), um hidrocarboneto saturado (MM = 408,80 g/mol e fórmula C<sub>29</sub>H<sub>60</sub>) foi identificado na fração hexânica de *D. versluysii* com similaridade de 95%. Este alcano também foi identificado na fração hexânica da espécie de alga vermelha *Acanthophora spicifera* (ZAKARIA et al., 2011); no óleo essencial de *Enteromorpha compressa* (SHANAB; SHALABY; EL-FAYOUMY, 2011); e na alga vermelha *Grateloupia turuturu* (KENDEL et al., 2012).

Figura 76 – A) Estrutura química do nonacosano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a nonacosano na fração DvFHex.



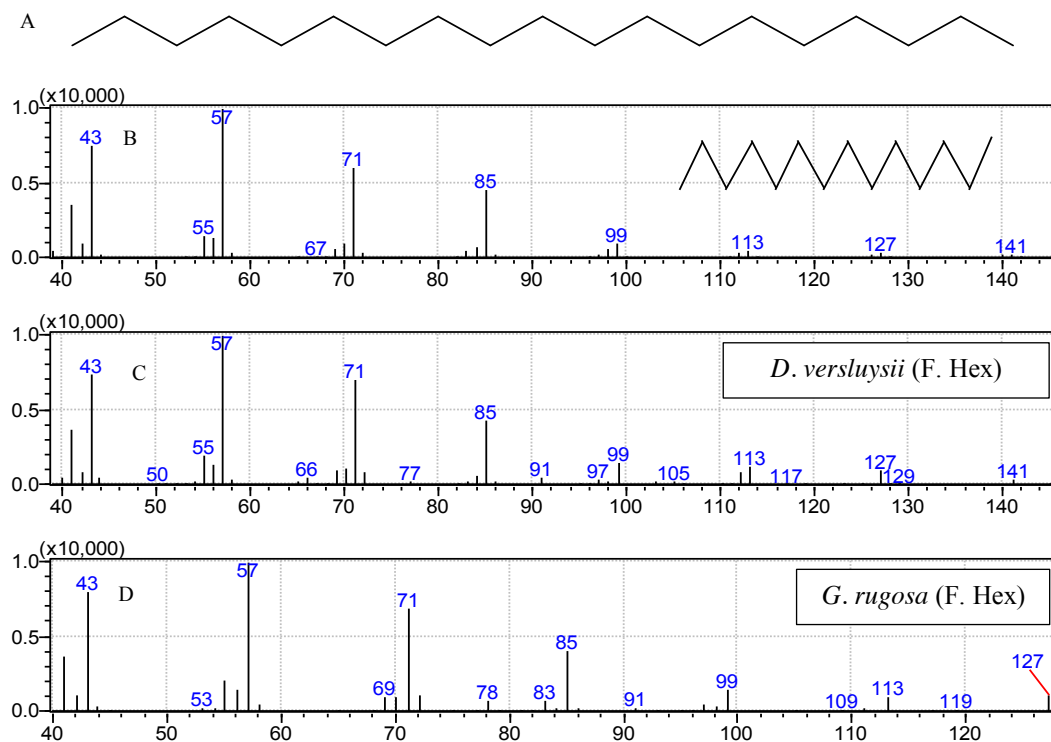
Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.8.7 Nonadecano

O nonadecano (FIGURA 76), alcano de massa molecular 268,53 g/mol e fórmula  $C_{19}H_{40}$ , foi identificado em duas frações hexânicas, provenientes de *D. versluysii* e *G. rugosa*, com similaridades de 92 e 91%, respectivamente. Este hidrocarboneto foi observado no óleo obtido de microalgas de *Chaetoceros* sp., que foi utilizado para produzir biodiesel (PADMANABHAN; STANLEY, 2012); nas algas das espécies *Enteromorpha intestinalis*, *Ulva rigida*, *U. fasciata*, *Hypnea cornuta* (MOUSTAFA; EL-SHOUBAKY; SALEM, 2008), *Capsosiphon fulvescens* (SUN; CHUNG; SHIN, 2011), *Jania rubens* (KARABAY-YAVASOGLU et al., 2007), *C. sinuosa* (DEMIREL et al., 2009), *Porphyra tenera* (KAJIWARA et al., 1990), entre outras.



Figura 77 – A) Estrutura química do nonadecano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a nonadecano na fração DvFHex; D) fração GrFHex.

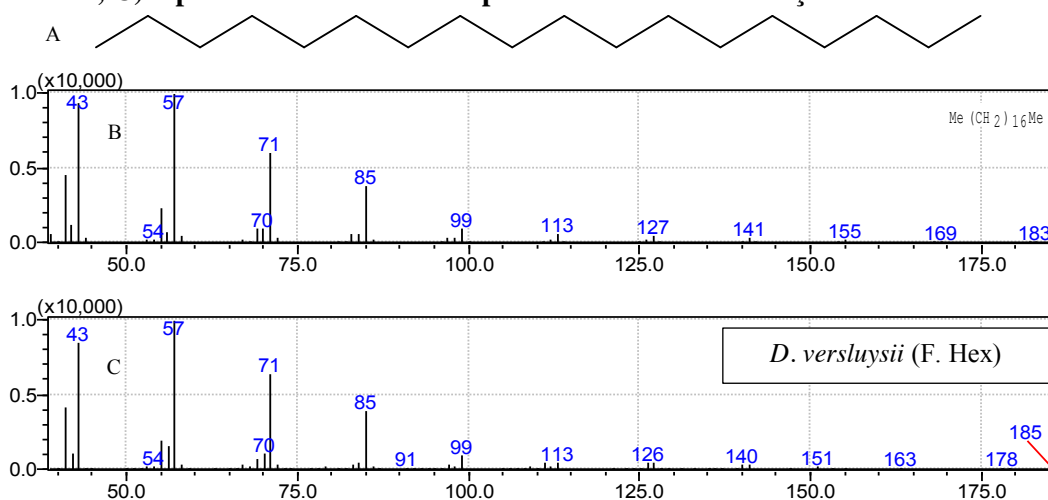


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.8.8 Octadecano

O hidrocarboneto saturado octadecano (FIGURA 77) (MM = 254,50 g/mol, fórmula  $C_{18}H_{38}$ ), foi identificado, com similaridade de 93%, na fração hexânica de *D. versluysii*. Este também está presente nas algas vermelhas das espécies *Jania rubens* (KARABAY-YAVASOGLU et al., 2007), *Bangia fuscopurpurea*, *Corallina mediterranea*, *Gellidium latifolium*, *Polysiphonia denudata*, *P. denudata* f. *fragili*, *Laurencia coronopus* (KAMENARSKA et al., 2006), *Acanthophora spicifera* (ZAKARIA et al., 2011), *Porphya tenera* (KAJIWARA et al., 1990); nas algas verdes *Scenedesmus* sp., *Chlorella vulgaris* (RZAMA et al., 1995), *Enteromorpha linza* (SUKATAR et al., 2006), *Capsosiphon fulvescens* (SUN; CHUNG; SHIN, 2011), *Enteromorpha* sp. (KAJIWARA et al., 1992) e *Cladophora rivularis* (KAMENARSKA et al., 2004).

**Figura 78 – A) Estrutura química do octadecano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a octadecano na fração DvFHex.**

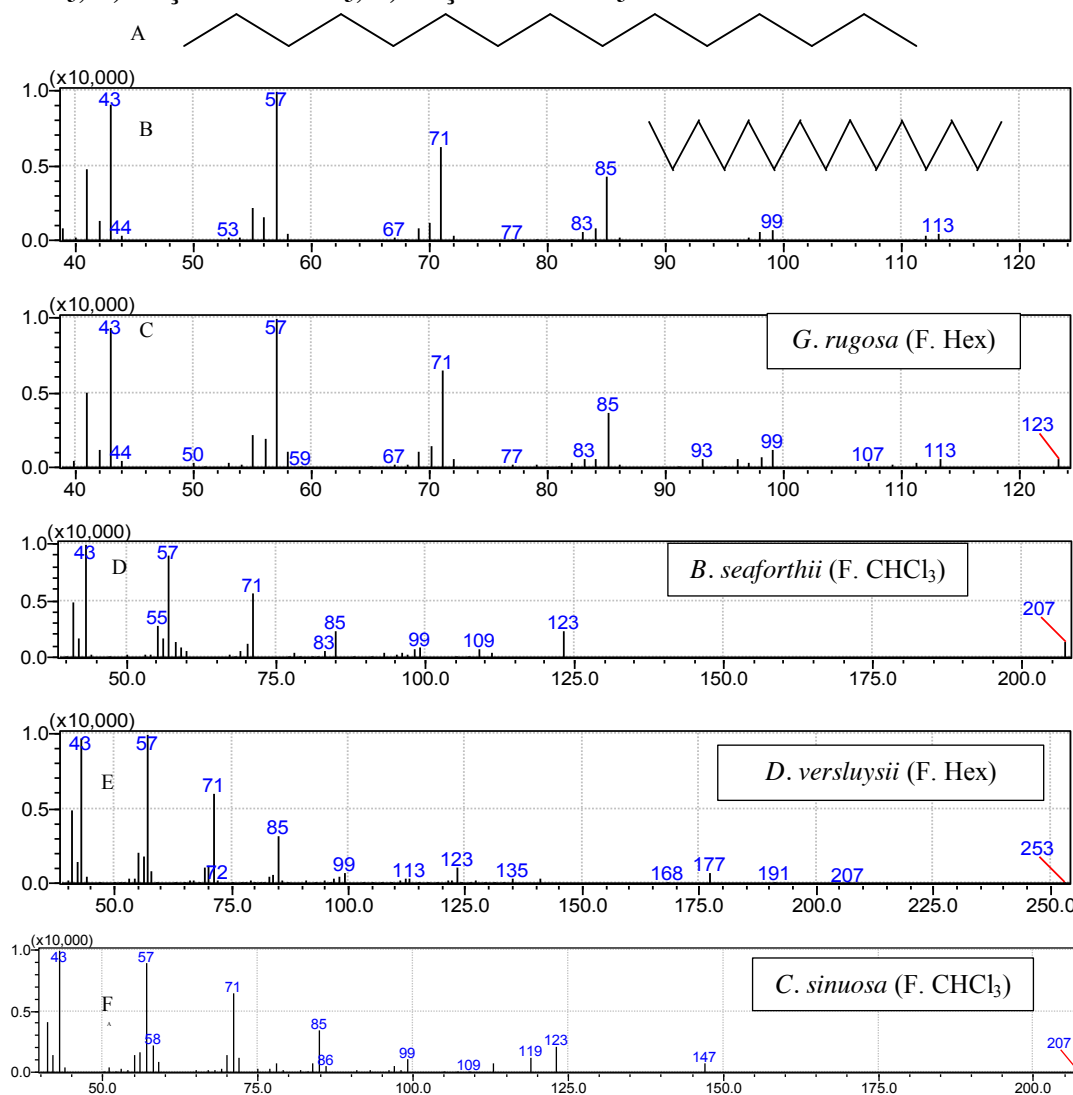


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.8.9 Pentadecano

O hidrocarboneto saturado de cadeia normal pentadecano (FIGURA 78) (MM = 212,42 g/mol e fórmula C<sub>15</sub>H<sub>32</sub>) foi identificado nas frações hexânicas de *D. versluysii* e *G. rugosa*, ambas com similaridades de 91%, e nas frações clorofórmicas de *C. sinuosa* e *B. seaforthii*, com similaridades de 85%, referentes ao banco de dados do equipamento. Este alceno foi identificado em diversas algas, incluindo as três ordens, Phaeophyta, Chlorophyta e Rodophyta, podendo ser citadas: *Cladophora vulgaris* (KAMENARSKA et al., 2004), *Porphyra tenera* (KAJIWARA et al., 1990), *Scytosiphon lomentaria* (KAJIWARA et al., 1991), *Dictyopteris membranacea* (EL HATTAB et al., 2007), *Jania rubens*, (KARABAY-YAVASOGLU et al., 2007), *Enteromorpha* sp. (KAJIWARA et al., 1992), *Capsosiphon fulvescens* (SUN; CHUNG; SHIN, 2011), *Enteromorpha linza* (SUKATAR et al., 2006), *Scenedesmus* sp., *Chlorella vulgaris* (RZAMA et al., 1995), *Gracilaria verrucosa* (AYDOĞMUŞ; TOPCU; GÜVEN, 2008), *Synechocystis* sp. (PLAZA et al., 2010), *Dictyota dichotoma* e *D. dichotoma* var. *implexa* (DEMIREL et al., 2009).

Figura 79 – A) Estrutura química do pentadecano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a pentadecano na fração GrFHex. D) fração BsFCHCl<sub>3</sub>; E) fração DvFCHCl<sub>3</sub>; F) fração CsFCHCl<sub>3</sub>

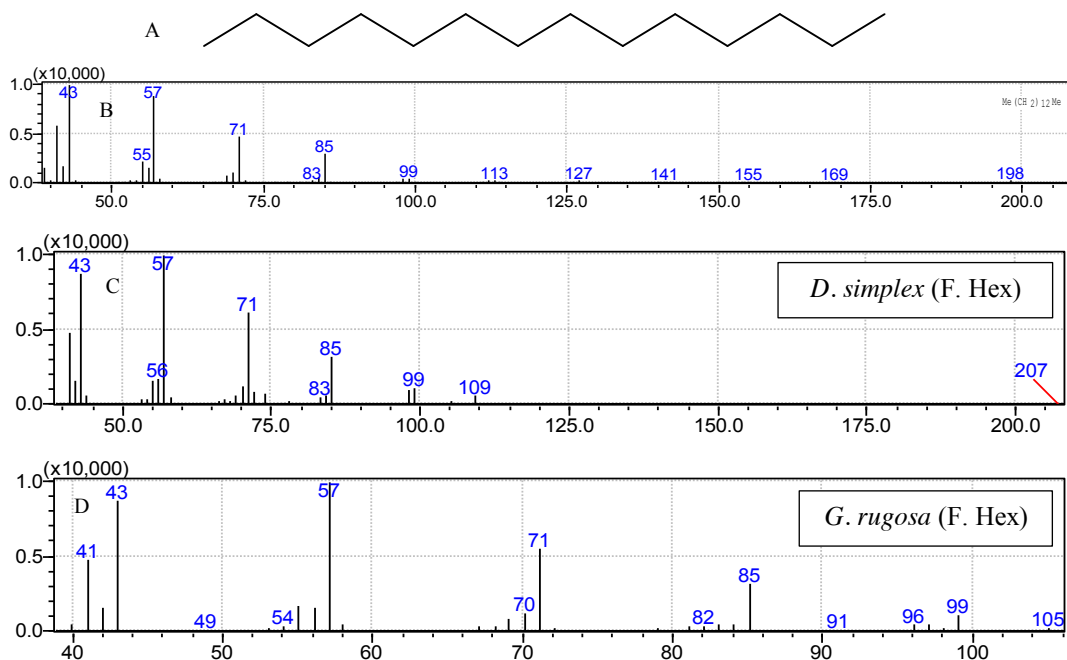


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.8.10 Tetradecano

O hidrocarboneto saturado de cadeia lateral com quatorze átomos de carbono conhecido como tetradecano (FIGURA 79) (MM =198,39 g/mol, fórmula C<sub>14</sub>H<sub>30</sub>) foi identificado nas frações hexânicas de *D. simplex* e *G. rugosa*, com similaridades de 91 e 92%, respectivamente. Este alcano foi identificado também em microalgas da espécie *Botryococcus braunii* (TALUKDAR et al., 2014), *Scenedesmus* sp., *Chlorella vulgaris* (RZAMA et al., 1995), nas algas vermelhas *Porphyra tenera* (KAJIWARA et al., 1990), *Jania rubens* (KARABAY-YAVASOGLU et al., 2007), *Bostrychia tenella* (FELÍCIO et al., 2010), na alga verde *Capsosiphon fulvescens* (SUN; CHUNG; SHIN, 2011).

**Figura 80** – A) Estrutura química do tetradecano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tetradecano na fração DvFHex; D) fração GrFHex.

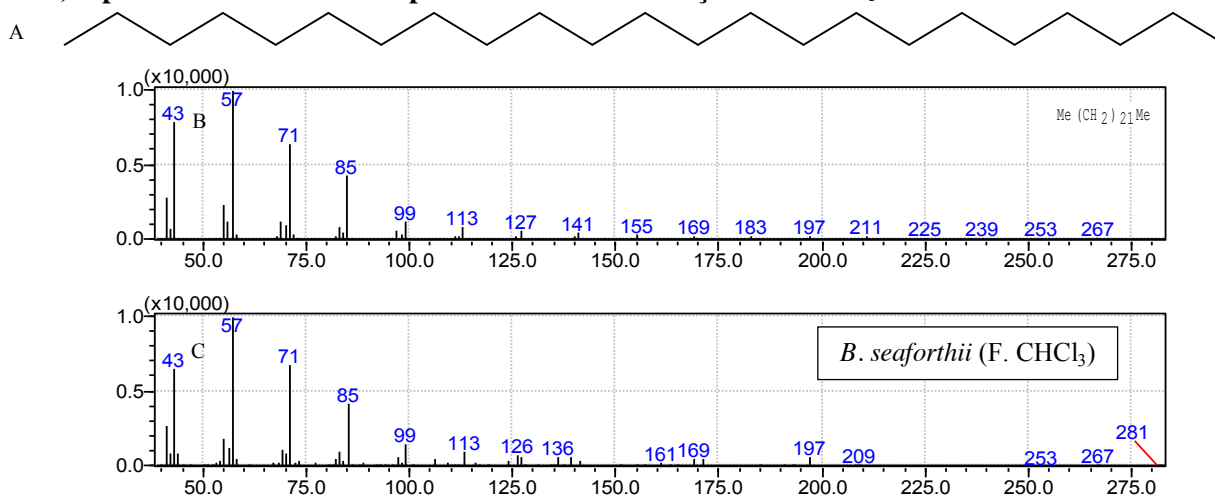


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.8.11 Tricosano

O alceno tricosano (FIGURA 80) (MM = 324,63 g/mol, fórmula  $C_{23}H_{48}$ ) foi identificado na fração clorofórmica de *B. seaforthii* (90% de similaridade). Este hidrocarboneto foi identificado em diversas espécies de algas, dentre elas, *Ulva rigida*, *Hypnea cornuta* (MOUSTAFA; EL-SHOUBAKY; SALEM, 2008), *Enteromorpha compressa* (SHANAB; SHALABY; EL-FAYOUMY, 2011), *E. linza* (SUKATAR et al., 2006), *Sargassum muticum* (PLOUGUERNÉ et al., 2010), *Grateloupia turuturu* (KENDEL et al., 2012) e *Capsosiphon fulvescens* (SUN; CHUNG; SHIN, 2011).

**Figura 81 – A) Estrutura química do tricosano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a tricosano na fração BsFCHCl<sub>3</sub>.**

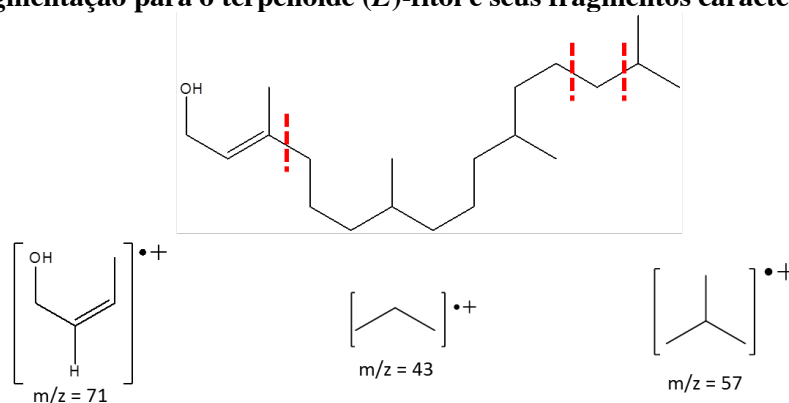


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.9 Terpenoides

Foram identificados 10 terpenoides diferentes nas 05 espécies analisadas. Para a fragmentação dos terpenoides, a Figura 81 traz como exemplo a fragmentação do (*E*)-fitol, um diterpeno de cadeia aberta, mostrando também os fragmentos característicos dos terpenos.

**Figura 82 - Fragmentação para o terpenoide (*E*)-fitol e seus fragmentos característicos.**



Fonte: Autor, 2014.

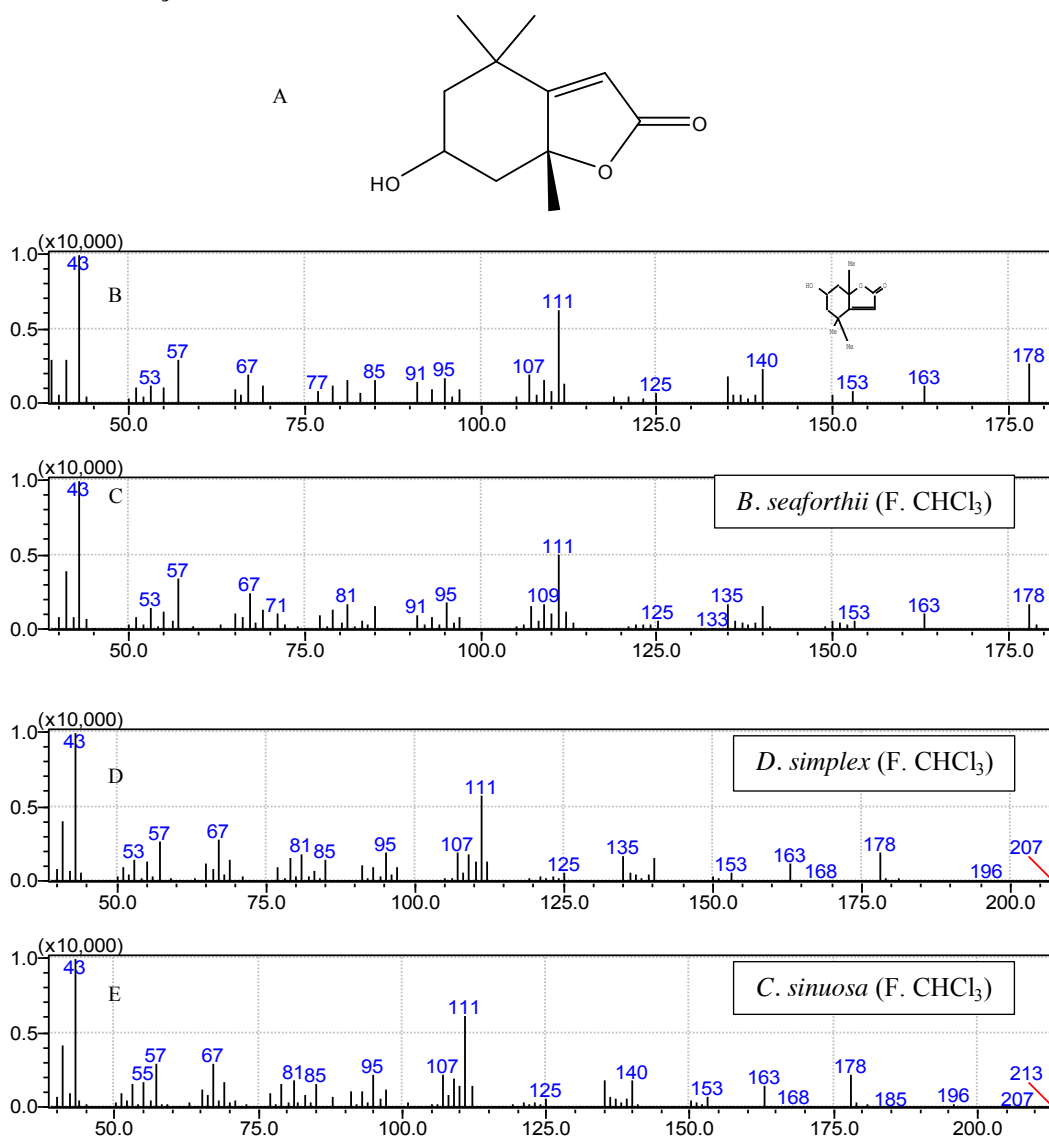
#### 5.1.9.1 (-)-Loliolida

A (-)-loliolida (FIGURA 82), que possui massa molecular 196,24 g/mol, e os picos com relação  $m/z$ :  $[M^+]$  196, 178, 163, 153, 140, 111, 95, 67, 57 e 43; que estão de acordo com os picos mostrados no espectro do banco de dados, bem como com os encontrados na literatura (PERCOT et al., 2009). É um monoterpenoide de fórmula molecular C<sub>11</sub>H<sub>16</sub>O<sub>3</sub>. Foi observado nas frações clorofórmicas dos extratos de *B. seaforthii*, *C. sinuosa* e *D. simplex*, com similaridade de 90%, 92% e 93%, respectivamente. Este já foi encontrado anteriormente em algas marinhas das espécies: *Asparagopsis taxiformis*; *Galaxaura rugosa*; *Dichotomaria*

*obtusata*; *Dichotomaria marginata*; *Dictyurus occidentalis*; *Caulerpa verticillata*; *Dictyota cervicornis*; *Dictyopteris justii*; *Sargassum* sp.; *Padina gymnospora*; *Dictyopteris plagiogramma* (FERREIRA et al., 2012b); *Ulva* sp. (RATNAYAKE et al., 2013); *Cystoseira indica* (SHAMEEL; SHEIKH; ZARINA, 2013) e *Gracilaria lemaneiformis* (LU et al., 2011). Uma das atividades atribuídas a loliolida é relativa à forte atividade alelopática em espécies vegetais (XIAN et al., 2006).

Uma das possíveis explicações para a ausência da (-)-loliolida nas frações hexânica e clorofórmica provenientes do extrato metanólico de *G. rugosa* analisadas, baseia-se nas diferenças ecológicas as quais esta é submetida, levando a alterações no grupo de metabólitos biossintetizados (SHAMEEL; SHEIKH; ZARINA, 2013).

**Figura 83 – A) Estrutura química da (-)-loliolida; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a (-)-loliolida na fração BsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DsFCHCl<sub>3</sub>; E) fração CsFCHCl<sub>3</sub>.**

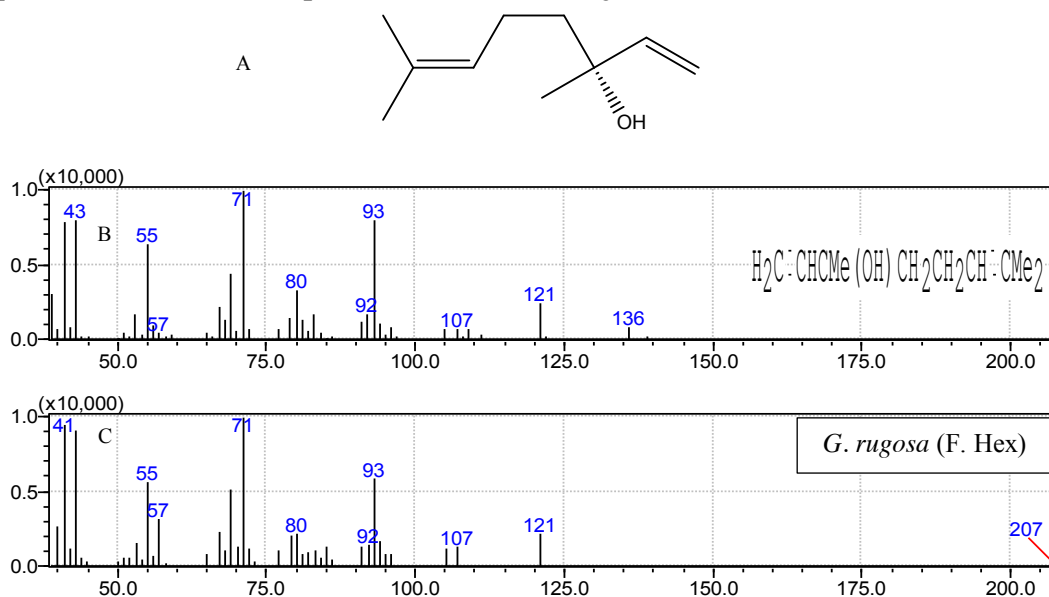


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.9.2 (3R)-3,7-Dimetilocta-1,6-dien-3-ol

O (3R)-3,7-Dimetilocta-1,6-dien-3-ol (FIGURA 83), também conhecido como (L)-linalol, possui massa e fórmula moleculares, 154,25 g/mol e  $C_{10}H_{18}O$ , respectivamente. No espectro obtido pela técnica de cromatografia gasosa acoplada ao espectrômetro de massas, foram observados os picos de relação m/z: 121, 107, 93, 80, 71, 55, 43 e 41, com similaridade de 91%, presente na fração hexânica do extrato de *G. rugosa*. O álcool linalol foi previamente identificado em óleos voláteis da microalga *Chlorella vulgaris* (RZAMA et al., 1995), porém não foi indicada a esteroquímica deste. Óleos essenciais vendidos na França e na Bulgária, contendo linalol, apresentaram atividade antifúngica, antibacteriana e antioxidante, sendo esta atividade atribuída a este álcool (LIS-BALCHIN; DEANS; EAGLESHAM, 1998).

**Figura 84 – A) Estrutura química do (L)-linalol; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (L)-linalol na fração GrFHex.**



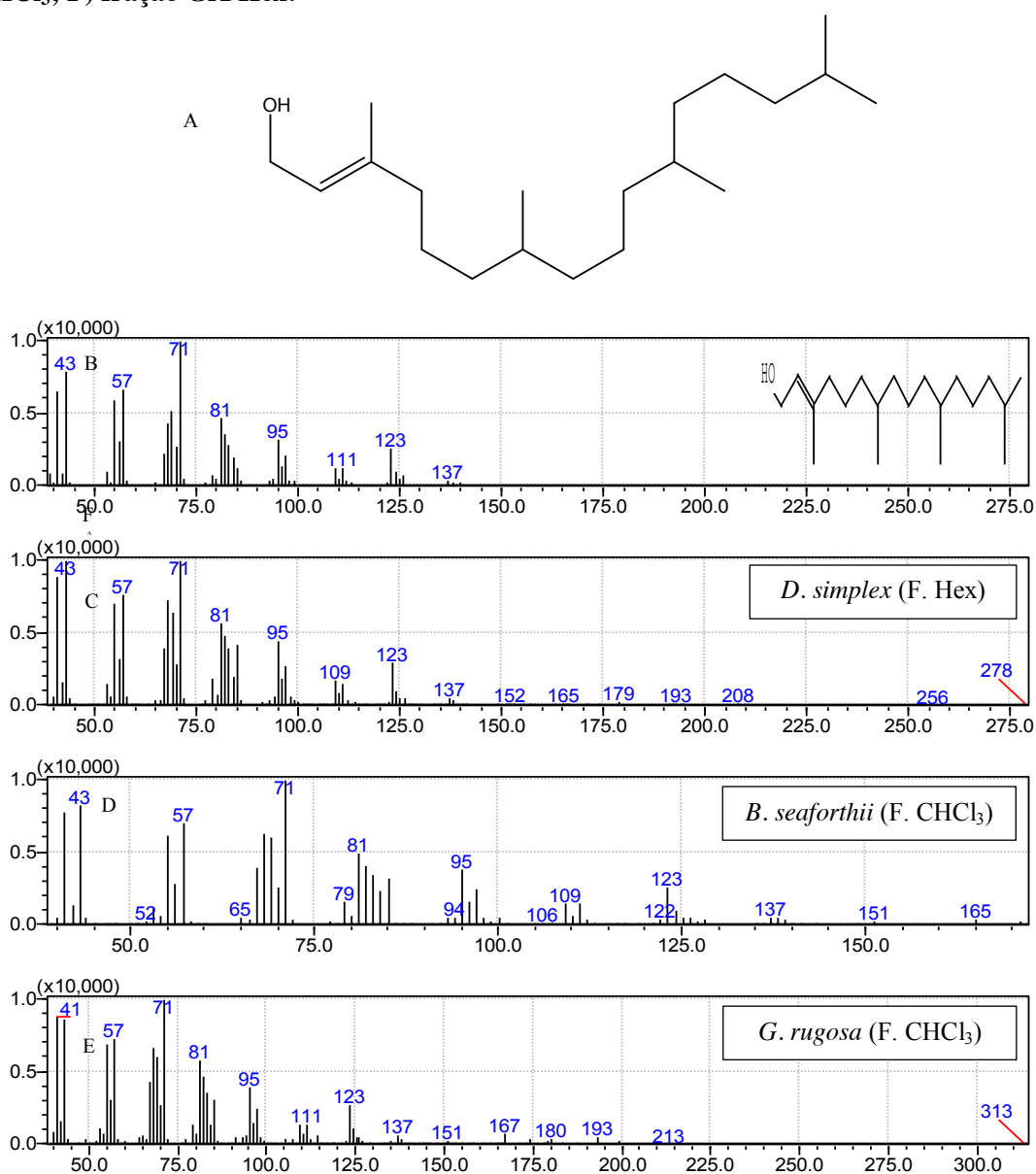
Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.9.3 (E)-Fitol

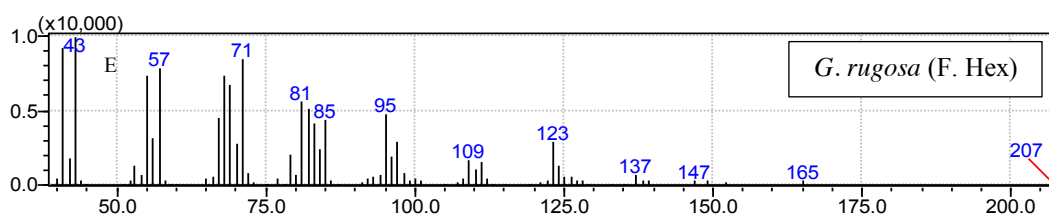
O (2E)-3,7,11,15-Tetrametilexadec-2-en-1-ol, comumente conhecido como (E)-fitol (FIGURA 84), que possui massa molecular 296,54 g/mol e fórmula molecular  $C_{20}H_{40}O$ , foi identificado nas frações hexânica e clorofórmica do extrato metanólico de *G. rugosa*, bem como na fração clorofórmica do extrato metanólico de *B. seaforthii*, e, na fração hexânica do extrato metanólico de *D. simplex*, com similaridades de 90, 90, 94 e 93%, respectivamente. A identificação foi realizada comparando os picos da relação m/z com o banco de dados da biblioteca NIST08, NIST08s e Wiley7.0: 137, 123, 109, 95, 81, 71, 57, 43 e 41. Este terpenoide foi identificado nas algas vermelhas das espécies *Cystoclonium purpureum*

(FINDLAY; PATIL, 1986) e *Bostrychia radicans* (OLIVEIRA et al., 2012); na alga marrom da espécie *Dilophus spiralis* (IOANNOU et al., 2009); na alga verde da espécie *Codium fragile* (YIN et al., 2005); nas espécies de água fresca *Microcystis aeruginosa*, *Cladophora glomerata*, *C. okamurai*, *Microspora floccosa* e *Nitella hyalina* (KHALID; SHAMEEL, 2012). Um estudo recente concluiu que o (*E*)-fitol diminui potencialmente a expressão da aromatase em células granulosas do ovário (GUO et al., 2014), evidenciando a importância na busca de fontes deste diterpeno.

**Figura 85 – A) Estrutura química do (*E*)-fitol; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o (*E*)-fitol na fração DsFHex; D) fração BsFCHCl<sub>3</sub>; E) fração GrCHCl<sub>3</sub>; F) fração GrFHex.**





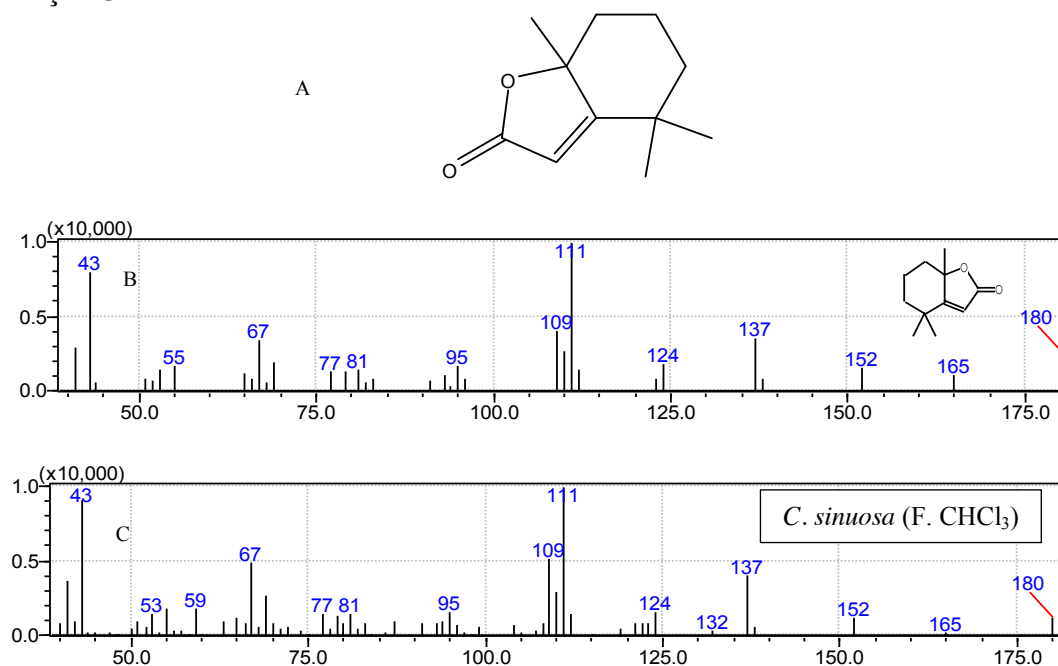


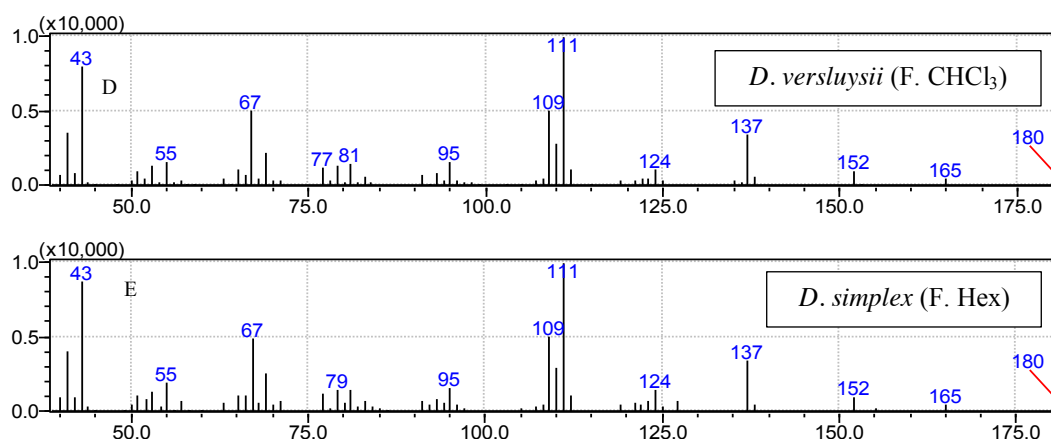
Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.9.4 4,4,7a-Trimetil-5,6,7,7a-tetraidro-1-benzofuran-2(4H)-ona

A 4,4,7a-trimetil-5,6,7,7a-tetraidro-1-benzofuran-2(4H)-ona (FIGURA 8), também conhecida por di-idroactinidiolida, possui massa molecular 180,25 g/mol e fórmula  $C_{11}H_{16}O_2$ , além de picos de relação m/z : 180, 165, 152, 137, 124, 111, 109, 95, 79, 67, 55 e 43. Este terpenoide, que foi identificado na fração hexânica de *D. simplex*, e nas frações clorofórmicas de *C. sinuosa* e *D. versluysii*, com similaridades de 90, 85 e 90%, respectivamente, também já foi identificado na alga verde *Cladophora rivularis* (KAMENARSKA et al., 2004); e nas algas vermelhas *Bangia fuscopurpurea*, *Granallina granifera*, *C. mediterranea*, *Callithamnion granulatum*, *Ceramium elegans*, *Polysiphonia desnudata*, *P. desnudata* f. *fragilis*, *Laurencia papillosa* e *L. coronopus* (KAMENARSKA et al., 2006).

**Figura 86 – A) Estrutura química da 4,4,7a-trimetil-5,6,7,7a-tetraidro-1-benzofuran-2(4H)-ona; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para a 4,4,7a-trimetil-5,6,7,7a-tetraidro-1-benzofuran-2(4H)-ona na fração CsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração GrCHCl<sub>3</sub>; E) fração GrFHex**



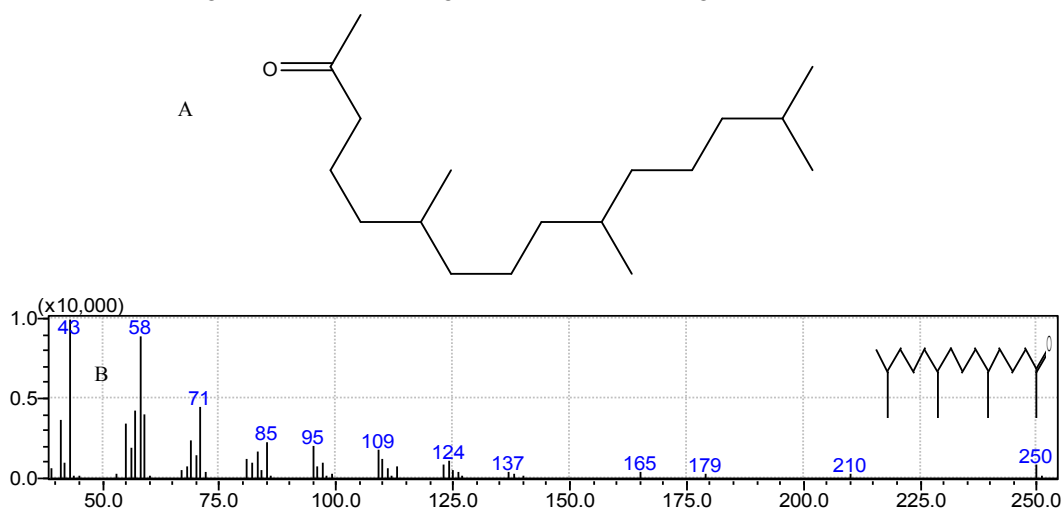


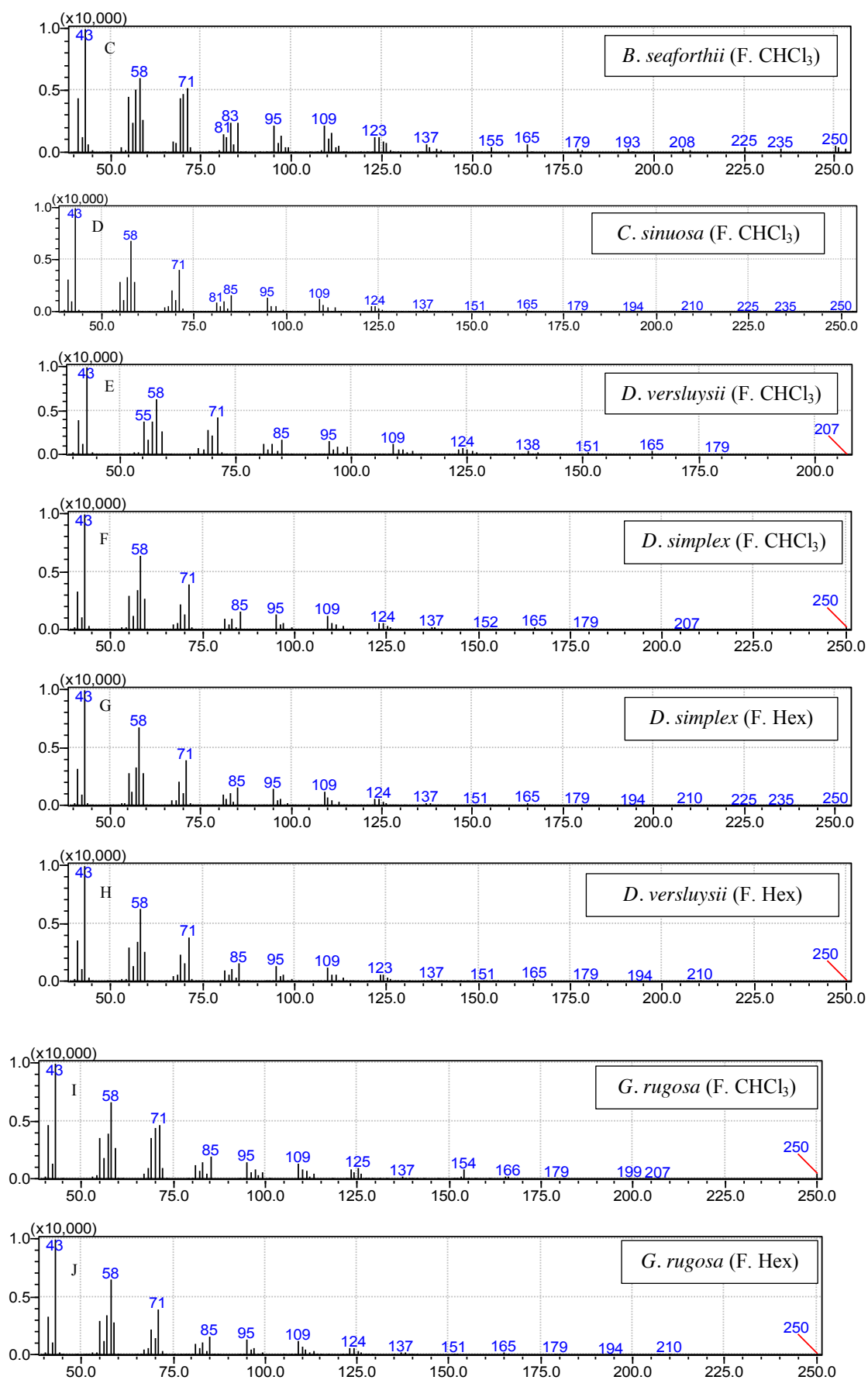
Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.9.5 6,10,14-trimetilpentadecan-2-ona

A cetona ramificada, 6,10,14-trimetilpentadecan-2-ona (FIGURA 86), (MM = 268,48 g/mol e fórmula  $C_{18}H_{36}O$ ) estava presente em todas as frações analisadas neste trabalho. Ela apresenta os picos de relação m/z: 250, 210, 179, 165, 137, 124, 109, 95, 85, 71, 58 e 43. As similaridades foram: 91% para a fração clorofórmica de *B. seaforthii*; fração clorofórmica de *C. sinuosa*, 93%; 92% para as frações hexânica e clorofórmica de *D. simplex*; frações hexânica e clorofórmica de *D. versuysii*, com 93 e 92%, respectivamente; 93% para a fração hexânica de *G. rugosa* e, 92% para a fração clorofórmica da mesma espécie. Esta cetona foi previamente descrita na alga vermelha *Porphyra tenera*, sendo encontrado no óleo essencial obtido de talos sexuais frescos desta alga (KAJIWARA et al., 1990); também nos óleos essenciais das algas verdes, *Chlorella vulgaris* e *Scenedesmus* sp. (RZAMA et al., 1995); bem, como na alga verde fresca *Capsosiphon fulvescens* (SUN; CHUNG; SHIN, 2011).

**Figura 87 – A) Estrutura química do 6,10,14-trimetilpentadecan-2-ona; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o 6,10,14-trimetilpentadecan-2-ona na fração BsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração CsFCHCl<sub>3</sub>; E) fração DvFCHCl<sub>3</sub>; F) fração DsFCHCl<sub>3</sub>; G) fração DsFHex H) fração DvFHex; I) fração GrCHCl<sub>3</sub>; J) fração GrFHex.**

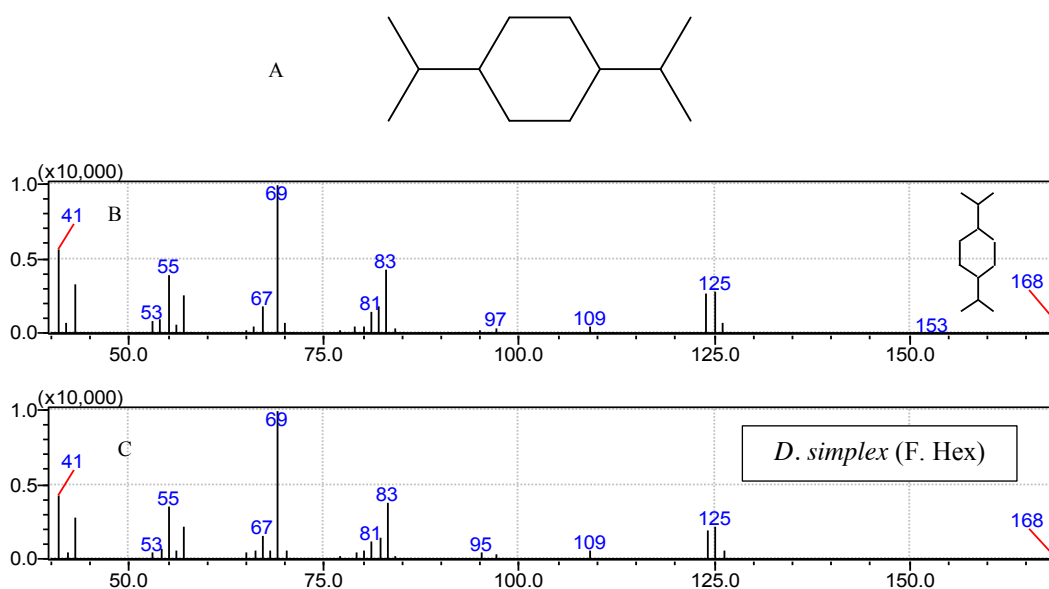




### 5.1.9.6 1,4-Diisopropilcicloexano

O cicloexano 1,4-diisopropilcicloexano (FIGURA 87) foi identificado na fração hexânica do extrato metanólico de *D. simplex* com similaridade de 94%, possuindo picos de relação m/z: 168, 125, 124, 109, 97, 95, 83, 69, 67, 55, 43, 41. Esta substância possui massa molecular 168,32 g/mol e fórmula molecular C<sub>12</sub>H<sub>24</sub>. Este cicloexano está sendo identificado pela primeira vez ocorrendo naturalmente em organismos vivos, já que não havia na literatura nenhum relato referente a sua presença seja em algas, ou espécies vegetais.

**Figura 88 – A) Estrutura química do 1,4-diisopropilcicloexano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o 1,4-diisopropilcicloexano na fração DsFHex.**

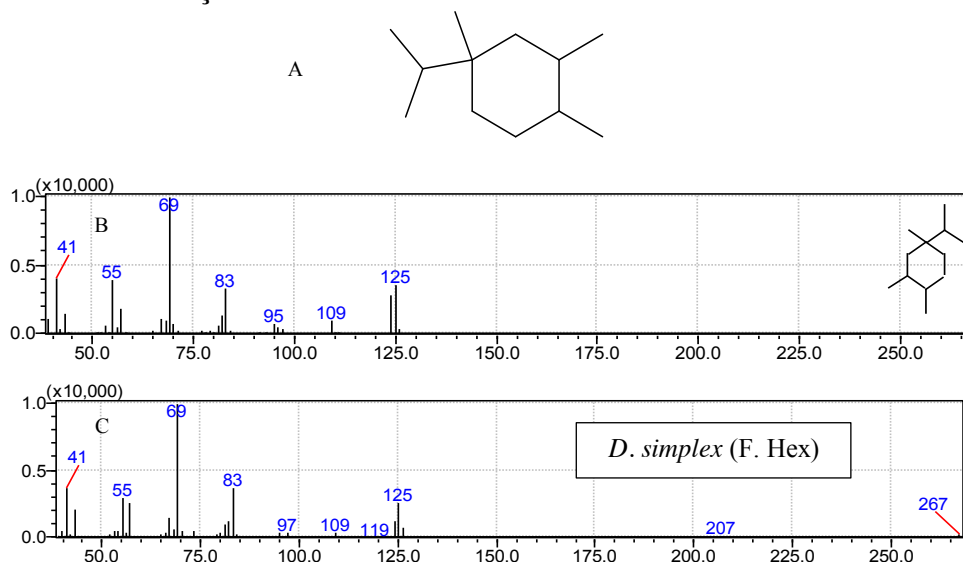


Fonte: Autor, 2014.

### 5.1.9.7 1-Isopropil-1,3,4-trimetilcicloexano

O cicloexano 1-isopropil-1,3,4-trimetilcicloexano (FIGURA 88) foi identificado na fração hexânica do extrato metanólico de *D. simplex* com similaridade de 90%, possuindo picos de relação m/z: 125, 124, 109, 97, 95, 83, 69, 67, 55, 43, 41. Esta substância possui massa molecular 168,32 g/mol e fórmula molecular C<sub>12</sub>H<sub>24</sub>. Este cicloexano está sendo identificado pela primeira vez ocorrendo naturalmente em organismos vivos, já que não havia na literatura nenhum relato referente a sua presença seja em algas, ou espécies vegetais.

**Figura 89 – A) Estrutura química do 1-isopropil-1,3,4-trimetilcicloexano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o 1-isopropil-1,3,4-trimetilcicloexano na fração DsFHex.**

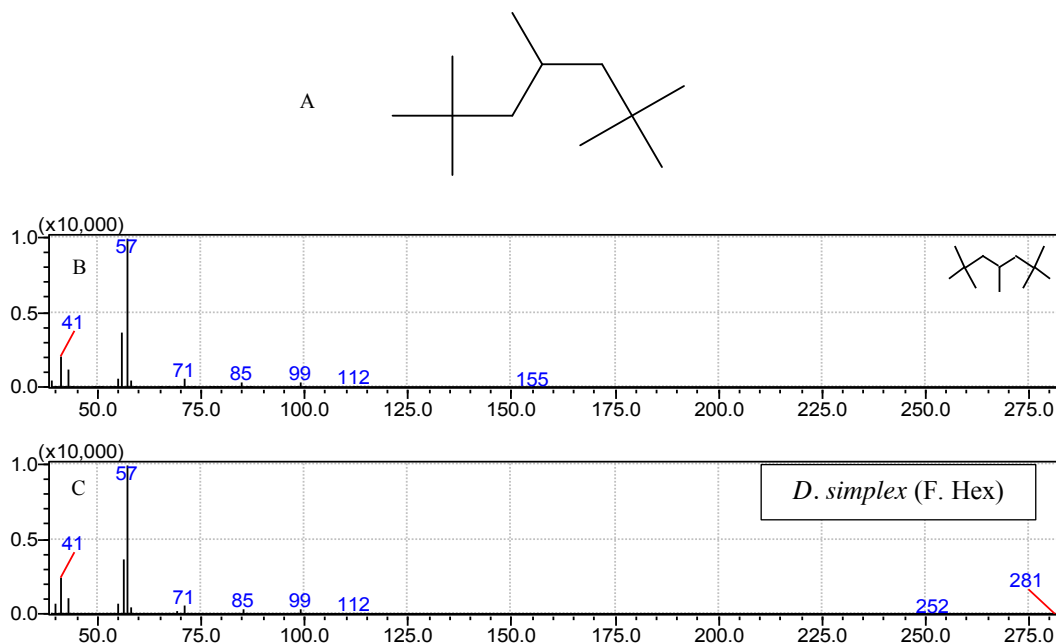


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.9.8 2,2,4,6,6-Pentametileptano

O alcano ramificado 2,2,4,6,6-pentametileptano (FIGURA 89), de massa molecular 160,26 g/mol e fórmula  $C_{12}H_{26}$ , identificado na fração hexânica do extrato metanólico de *D. simplex*, possui picos de relação m/z: 112, 99, 85, 71, 57 e 41, apresentando similaridade de 97% com o banco de dados do equipamento. Esta substância também já foi identificada na alga verde *Capsosiphon fulvescens* (SUN; CHUNG; SHIN, 2011); e no óleo essencial da espécie vegetal *Cinnamomum cassia* (CHOU et al., 2013).

**Figura 90 – A) Estrutura química do 2,2,4,6,6-pentametileptano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o 2,2,4,6,6-pentametileptano na fração DsFHex.**

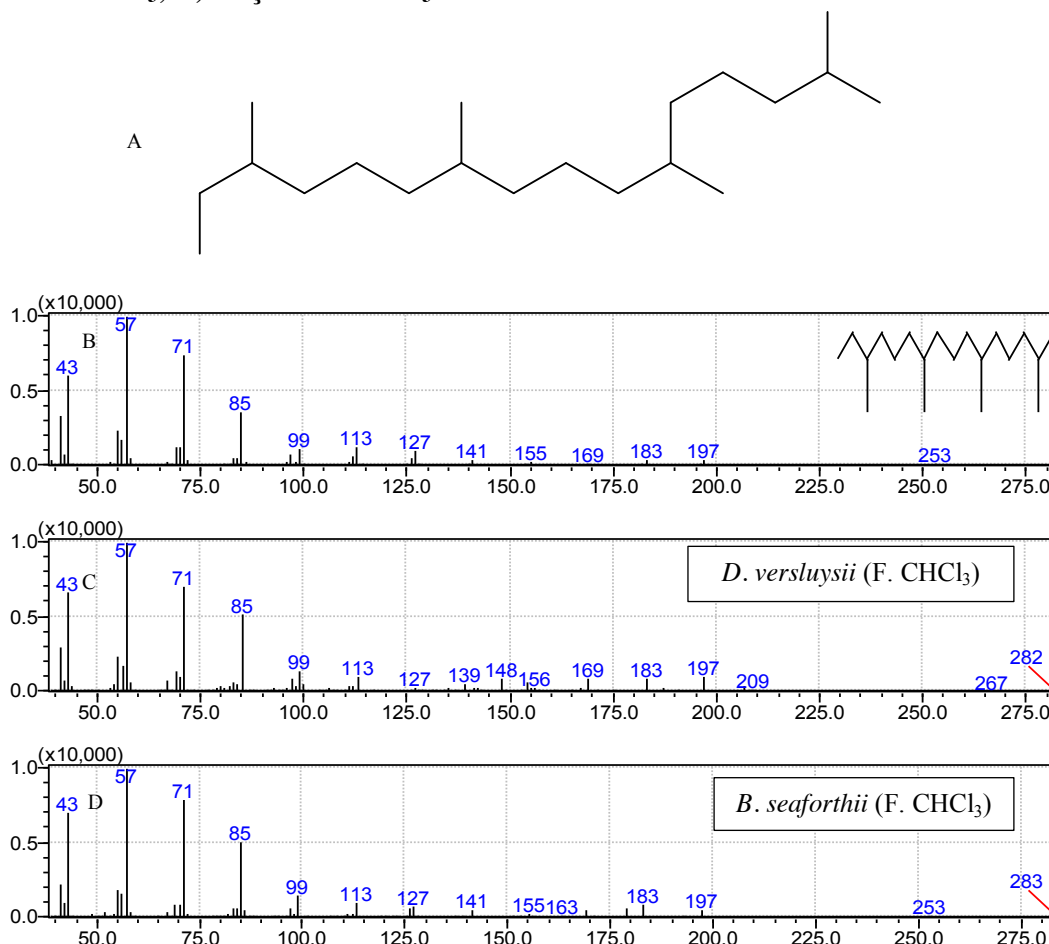


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.9.9 2,6,10,14-tetrametilexadecano

O 2,6,10,14-tetrametilexadecano (FIGURA 90) foi identificado nas frações clorofórmicas dos extratos metanólicos de *B. seaforthii* e *D. versluysii*, com similaridade aos bancos de dados do equipamento, de 92% e 89%, respectivamente, apresentando os picos de relação m/z: 197, 183, 127, 113, 99, 85, 71, 57 e 43, massa molecular 282,55 g/mol e fórmula  $C_{20}H_{42}$ . Este alceno foi identificado na microalga *Botryococcus braunii* (TALUKDAR et al., 2014); e, anteriormente, no extrato metanólico do caule de *Cayratia trifolia* (GOUR; PATNI, 2012); no óleo essencial obtido das partes aéreas de *Ficaria kochii* (TAVAKOLI et al., 2012); nas flores de *Brassica rapa*, *B. nigra*, *B. oleracea*, *B. juncea*, *B. napus* e *B. carinata* (KOBAYASHI et al., 2012); e nos frutos de *Pyrus ussuriensis* (QIN et al., 2012).

Figura 91 – A) Estrutura química do 2,6,10,14-tetrametilexadecano; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o 2,6,10,14-tetrametilexadecano na fração DvFCHCl<sub>3</sub>; D) fração BsFCHCl<sub>3</sub>.

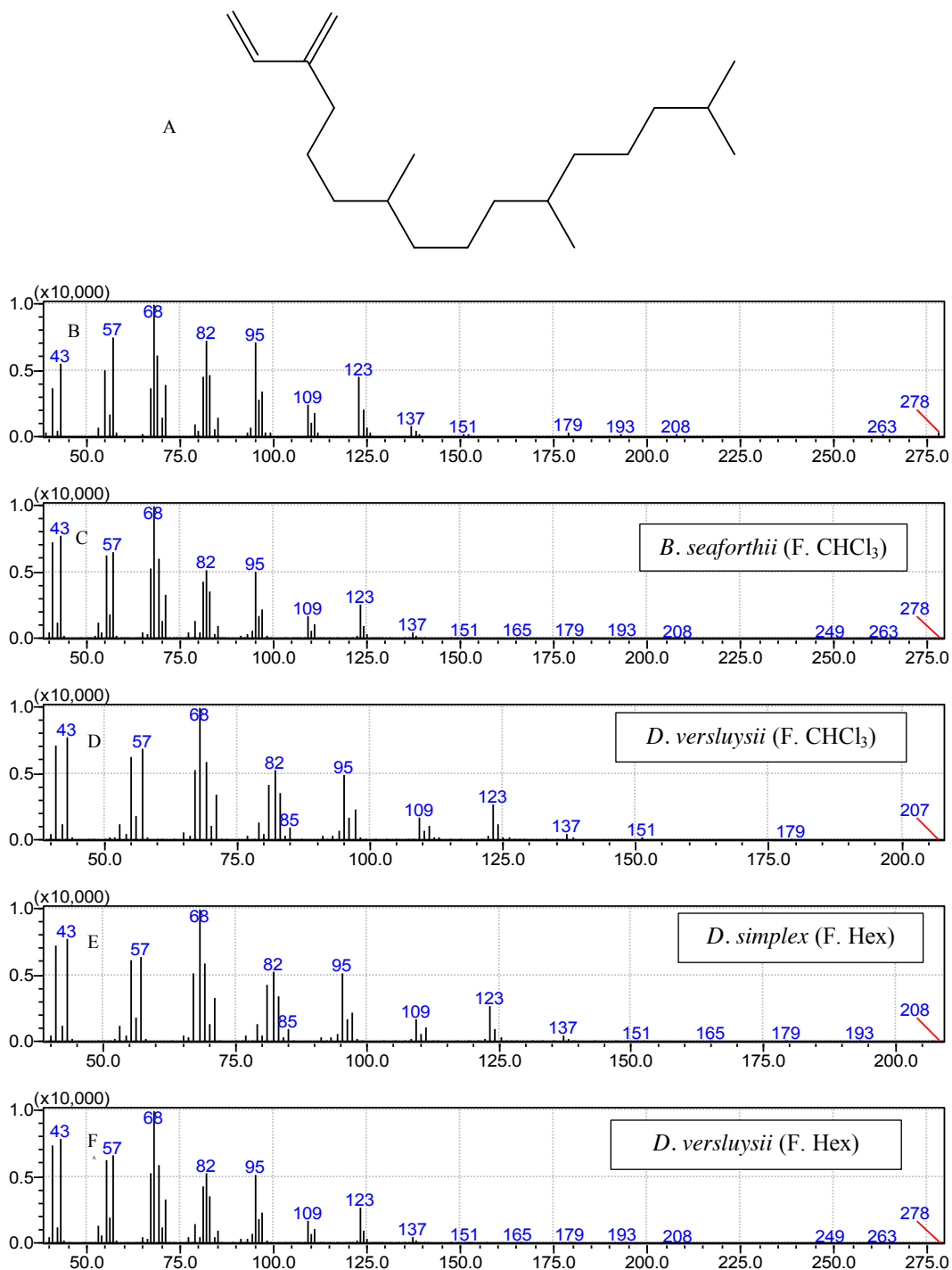


Fonte: Autor, 2014.

#### 5.1.9.10 7,11,15-trimetil-3-metilidenoexadec-1-eno

O 7,11,15-trimetil-3-metilidenoexadec-1-eno (FIGURA 91), também conhecido como neofitadieno, identificado nas frações hexânicas de *D. versluysii* e *D. simplex*, ambas com 90% de similaridade, bem como nas frações clorofórmicas de *D. versluysii* e *B. seaforthii*, com 91 e 90% de similaridade, respectivamente, todas provenientes de extratos metanólicos, este possui fórmula C<sub>20</sub>H<sub>38</sub>, massa molecular 278,52 g/mol e picos de relação m/z 278, 208, 193, 179, 165, 151, 137, 123, 109, 95, 82, 68, 57 e 43. O neofitadieno já foi identificado em microalgas do gênero *Synechocystis* (PLAZA et al., 2010); na alga marrom *Dictyopteris undulata* (JOSHI; KAZAOKA; TRISCHMAN, 2012); e na alga vermelha *Centroceras clavulatum* (ROCHA et al., 2011).

Figura 92 – A) Estrutura química do 7,11,15-trimetil-3-metilidenoexadec-1-eno; B) espectro do banco de dados do equipamento; C) espectro de massas obtido para o 7,11,15-trimetil-3-metilidenoexadec-1-eno na fração BsFCHCl<sub>3</sub>; D) fração DvFCHCl<sub>3</sub>; E) fração DsFHex; F) fração DvFHex.



Fonte: Autor, 2014.



## 6 CONCLUSÃO E PERSPECTIVAS

- Com este trabalho foi possível identificar hidrocarbonetos, terpenoides, ácidos graxos, esteróis, aldeídos, amidas, álcoois de cadeias longas e cetonas provenientes das frações apolares dos extratos metanólicos de algas marinhas presentes no litoral alagoano.
- Na fração clorofórmica de *B. seaforthii* a classe com maior porcentagem de substâncias identificadas foi a dos ácidos carboxílicos, com 27% de substâncias identificadas; e a substância com maior concentração relativa foi o ácido hexanoico.
- Na fração clorofórmica de *C. sinuosa* a classe com maior porcentagem de substâncias identificadas foi a dos ésteres, com 37% de substâncias identificadas; e a substância com maior concentração relativa foi o hexadecanoato de metila.
- Na fração clorofórmica de *D. simplex* a classe com maior porcentagem de substâncias identificadas foi a dos ácidos carboxílicos, com aproximadamente 31% de substâncias identificadas; e a substância com maior concentração relativa foi a (-)-loliolida. Já na fração hexânica foram 30% de ésteres, sendo o ácido hexanoico a substância majoritária.
- Na fração hexânica de *D. versluysii* a classe com maior porcentagem de substâncias identificadas foi a dos ésteres, com 31% de substâncias identificadas; e a substância com maior concentração relativa foi ácido hexadecanoico. Já na fração clorofórmica, foram 38% de ácidos carboxílicos, sendo o ácido hexanoico a substância majoritária.
- Na fração hexânica de *G. rugosa* foram 29% de hidrocarbonetos e na fração clorofórmica foram 60% de ácidos carboxílicos, em ambas o ácido hexadecanoico foi a substância majoritária.
- A amida *N,N*-dimetilexadecamida foi identificada pela primeira vez em espécies vegetais, enquanto que o éster 9-oxononanoato de metila e o hidrocarboneto 4-metileptadecano está sendo descrito pela primeira vez em algas.
- Os terpenoides 1,4-diisopropilcicloexano e 1-isopropil-1,3,4-trimetilcicloexano estão sendo identificados pela primeira vez em organismos vivos.
- As frações polares obtidas deverão ser analisadas para a possível identificação de compostos constituintes.
- Os extratos das algas marinhas analisados poderão ser estudados para a produção de biodiesel, já que possuem diversos ésteres já tradicionalmente estudados;

- Devido a grande quantidade de voláteis identificados, a maioria deles descritos na literatura, os extratos e frações dessas algas serão utilizados para ensaios biológicos envolvendo insetos e plantas;

## REFERÊNCIAS

- ABOAL, M. et al. The freshwater alga *Chroothecce richteriana* (Rhodophyta) as a potential source of lipids. **Food chemistry**, v. 162, p. 143–8, 1 nov. 2014.
- ABOU-EL-WAFA, G. S. E. et al. Pachydietyols B and C: new diterpenes from *Dictyota dichotoma* Hudson. **Marine drugs**, v. 11, n. 9, p. 3109–23, jan. 2013.
- ABREU, V. G. DA C. et al. Chemical constituents from the stem of *Brosimum portabile* (Moraceae). **Acta Amazonica**, v. 40, n. 4, p. 711–718, 2010.
- ADOLPH, S. et al. Cytotoxicity of diatom-derived oxylipins in organisms belonging to different phyla. **The Journal of experimental biology**, v. 207, n. Pt 17, p. 2935–46, ago. 2004.
- ADOLPH, S.; POULET, S. A; POHNERT, G. Synthesis and biological activity of  $\alpha,\beta,\gamma,\delta$ -unsaturated aldehydes from diatoms. **Tetrahedron**, v. 59, n. 17, p. 3003–3008, abr. 2003.
- AKAKABE, Y. et al. Induction of (Z)-8-heptadecene in marine green alga *Bryopsis maxima* by mechanical wounding. **Fisheries Science**, v. 73, n. 5, p. 1057–1060, out. 2007.
- AKAKABE, Y.; MATSUI, K.; KAJIWARA, T. 2,4-Decadienals are produced via (R)-11-HPITE from arachidonic acid in marine green alga *Ulva conglobata*. **Bioorganic & Medicinal Chemistry**, v. 11, n. 17, p. 3607–3609, ago. 2003.
- AKOTO, L. et al. Improved fatty acid detection in micro-algae and aquatic meiofauna species using a direct thermal desorption interface combined with comprehensive gas chromatography-time-of-flight mass spectrometry. **Journal of chromatography. A**, v. 1186, n. 1-2, p. 254–61, 4 abr. 2008.
- ALARIF, W. M. et al. Insecticidal Metabolites from the Green Alga *Caulerpa racemosa*. **CLEAN - Soil, Air, Water**, v. 38, n. 5-6, p. 548–557, 21 jun. 2010.
- ALMEIDA, W. R. et al. Cladophorales and Siphonocladales (Chlorophyta) from Bimarras Island, Todos os Santos Bay, Bahia State, Brazil. **IHERINGIA, Série Botânica**, v. 67, n. 2, p. 149–164, 2012.
- AMADO-FILHO, G. M. et al. Subtidal benthic marine algae of the marine state park of Laje de Santos (São Paulo, Brazil). **Brazilian Journal of Oceanography**, v. 54, n. 4, p. 225–234, 2006.
- AMBROZOVA, J. V. et al. Influence of extractive solvents on lipid and fatty acids content of edible freshwater algal and seaweed products, the green Microalga *Chlorella kessleri* and the Cyanobacterium *Spirulina platensis*. **Molecules (Basel, Switzerland)**, v. 19, n. 2, p. 2344–60, jan. 2014.
- AMICO, V. et al. Three acetogenins from the brown alga *Caulocystis cephalornithos*. **Journal of Natural Products**, v. 53, n. 5, p. 1379–1382, 1990.

ANASTASAKIS, K.; ROSS, A. B.; JONES, J. M. Pyrolysis behaviour of the main carbohydrates of brown macro-algae. **Fuel**, v. 90, n. 2, p. 598–607, fev. 2011.

ANDRADE, P. B. et al. Valuable compounds in macroalgae extracts. **Food chemistry**, v. 138, n. 2-3, p. 1819–28, 1 jun. 2013.

AQUINO NETO, F. R.; NUNES, D. S. S. Cromatografia gasosa. In: **Cromatografia - Princípios Básicos e Técnicas Afins**. Rio de Janeiro: Editora Interciência, 2003. p. 69–84.

ARESTA, M. et al. Production of biodiesel from macroalgae by supercritical CO<sub>2</sub> extraction and thermochemical liquefaction. **Environmental Chemistry Letters**, v. 3, p. 136–139, 2005.

ARESTA, M.; DIBENEDETTO, A.; BARBERIO, G. Utilization of macro-algae for enhanced CO<sub>2</sub> fixation and biofuels production: Development of a computing software for an LCA study. **Fuel Processing Technology**, v. 86, n. 14-15, p. 1679–1693, out. 2005.

ARIAS-PENARANDA, M. T. et al. *Scenedesmus incrassatulus* CLHE-Si01: a potential source of renewable lipid for high quality biodiesel production. **Bioresource technology**, v. 140, p. 158–64, jul. 2013.

AYDOĞMUŞ, Z.; TOPCU, G.; GÜVEN, K. C. Studies on chemical constituents of *Gracilaria verrucosa*. **Natural product research**, v. 22, n. 18, p. 1589–96, dez. 2008.

BABALOLA, I. T.; ADELAKUN, E. A. Isolation of stigmast-5-en-3  $\beta$  -ol (  $\beta$  -sitosterol ) from dichloromethane extract of *Sterculia setigera* Leaves ( *Sterculiaceae* ). **Archives of Applied Science Research**, v. 5, n. 5, p. 16–19, 2013.

BAHIA, R. G. et al. Rhodolith bed structure along a depth gradient on the northern coast of Bahia State, Brazil. **Brazilian Journal of Oceanography**, v. 58, n. 4, p. 323–337, 2010.

BARSANTI, L.; GUALTIERI, P. Anatomy. In: **Algae - Anatomy, Biochemistry and Biotechnology**. [s.l.] Taylor & Francis, 2006a. p. 35–134.

BARSANTI, L.; GUALTIERI, P. Algae and Men. In: **Algae - Anatomy, Biochemistry and Biotechnology**. [s.l.: s.n.]. p. 251–291.

BARSANTI, L.; GUALTIERI, P. General overview. In: **Algae: Anatomy, Biochemistry and Biotechnology**. [s.l.] Taylor & Francis, 2006c. p. 1–34.

BASANTI, L. et al. The world of Algae. In: EVANGELISTA, V. et al. (Eds.). **Algal Toxins: Nature, Occurrence, Effect and Detection**. Pisa - Itália: Springer, 2008. p. 1–15.

BERTIN, M. J. et al. The contribution of fatty acid amides to *Prymnesium parvum* Carter toxicity. **Harmful Algae**, v. 20, p. 117–125, dez. 2012.

BIANCO, E. M. et al. Larvicidal activity of seaweeds from northeastern Brazil and of a halogenated sesquiterpene against the dengue mosquito (*Aedes aegypti*). **Industrial Crops and Products**, v. 43, p. 270–275, maio 2013.

BONATO, P. S. Cromatografia gasosa. In: COLLINS, C. H.; BRAGA, G. L.; BONATO, P. S. (Eds.). **Fundamentos de Cromatografia**. Campinas: Editora Unicamp, 2006. p. 203–272.

BOONPRAB, K. et al. Hydroperoxy-arachidonic acid mediated n -hexanal and (Z)-3- and (E)-2-nonenal formation in *Laminaria angustata*. **Phytochemistry**, v. 63, p. 669–678, 2003.

BORSE, B. B. et al. Chemical composition of volatiles from coconut sap (neera) and effect of processing. **Food Chemistry**, v. 101, n. 3, p. 877–880, jan. 2007.

BRAITHWAITE, A.; SMITH, F. J. No Title. In: **Chromatography methods**. London: Blackie Academic & Professional, 1996. p. 163–258.

BURGOS, D. C.; PEREIRA, S. M. B.; BANDEIRA-PEDROSA, M. E. Levantamento florístico das rodofíceas do arquipélago de São Pedro e São Paulo (ASPSP) - Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 23, n. 4, p. 1110–1118, 2009.

CANTILLO-CIAU, Z. et al. The tropical brown alga *Lobophora variegata*: a source of antiprotozoal compounds. **Marine drugs**, v. 8, n. 4, p. 1292–304, jan. 2010.

CAVALIER-SMITH, T. Membrane heredity and early chloroplast evolution. **Trends in Plant Sciences**, v. 5, n. 4, p. 174–182, 2000.

CHOU, S.-T. et al. Cinnamomum cassia essential oil inhibits  $\alpha$ -MSH-induced melanin production and oxidative stress in murine B16 melanoma cells. **International journal of molecular sciences**, v. 14, n. 9, p. 19186–201, jan. 2013.

CONDURSO, C. et al. Effects of different rootstocks on aroma volatile compounds and carotenoid content of melon fruits. **Scientia Horticulturae**, v. 148, p. 9–16, dez. 2012.

CONRADO, F. M. et al. Erythrina velutina and Bryothamnion seaforthii lectins binding to proteins of primary central nervous system tumors. **Journal of Cancer Research and Experimental Oncology**, v. 4, n. 1, p. 21–26, 30 nov. 2012.

CREED, M. et al. Rhodophyceae. In: FORZZA, R. C. et al. (Eds.). **Catálogo de plantas e fungos do Brasil**. Rio de Janeiro: Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 2006. p. 416–436.

DE ANGELIS, F. et al. Investigation by solid-phase microextraction and gas chromatography/mass spectrometry of secondary metabolites in lichens deposited on stone monuments. **Rapid communications in mass spectrometry : RCM**, v. 17, n. 6, p. 526–31, jan. 2003.

DEMBITSKY, V. M.; SHKROB, I.; ROZENTSVET, O. A. Fatty acid amides from freshwater green alga *Rhizoclonium hieroglyphicum*. **Phytochemistry**, v. 54, n. 8, p. 965–7, ago. 2000.

DEMIREL, Z. et al. Antimicrobial and antioxidant activity of brown algae from the Aegean sea. **Journal of the Serbian Chemical Society**, v. 74, n. 6, p. 619–628, 2009.

EL BAZ, F. K. et al. Structural characterization and Biological Activity of Sulfolipids from selected Marine Algae. **Grasas y Aceites**, v. 64, n. 5, p. 561–571, 23 out. 2013.

EL GAMAL, A. A. Biological importance of marine algae. **Saudi pharmaceutical journal**, v. 18, n. 1, p. 1–25, jan. 2010.

EL HATTAB, M. et al. Comparison of various extraction methods for identification and determination of volatile metabolites from the brown alga *Dictyopteris membranacea*. **Journal of chromatography. A**, v. 1143, n. 1-2, p. 1–7, 2 mar. 2007.

FELÍCIO, R. et al. Trypanocidal, leishmanicidal and antifungal potential from marine red alga *Bostrychia tenella* J. Agardh (Rhodomelaceae, Ceramiales). **Journal of pharmaceutical and biomedical analysis**, v. 52, n. 5, p. 763–9, 5 set. 2010.

FERREIRA, L. D. S. et al. Concentration of Inorganic Elements Content in Benthic Seaweeds of Fernando de Noronha Archipelago by Synchrotron Radiation Total Reflection X-Ray Fluorescence Analysis (SRTXRF). **International journal of analytical chemistry**, v. 2012, p. 407274, jan. 2012a.

FERREIRA, L. D. S. et al. Apolar compounds in seaweeds from fernando de noronha archipelago (northeastern coast of Brazil). **International journal of analytical chemistry**, v. 2012, p. 431954, jan. 2012b.

FINDLAY, JOHN A.; PATIL, A. D. ANTIBACTERIAL CONSTITUENTS OF THE RED ALGA *CYSTOCLONIUM PURPUREUM*. **Phytochemistry**, v. 25, n. 2, p. 548–550, 1986.

FINK, P.; VON ELERT, E.; JÜTTNER, F. Volatile foraging kairomones in the littoral zone: attraction of an herbivorous freshwater gastropod to algal odors. **Journal of chemical ecology**, v. 32, n. 9, p. 1867–81, set. 2006.

GLAZER, A. N. Phycobiliproteins — a family of valuable, widely used fluorophores. **Journal of Applied Phycology**, v. 6, n. 2, p. 105–112, abr. 1994.

GOUR, K.; PATNI, V. Gas chromatography-mass spectrometry (gcms-qt 2010) analysis of methanolic extracts of *cayratia trifolia* (L.) domin (family: vitaceae): a plant from semi-arid regions of rajasthan, india. **Journal of Liquid Chromatography & Related Technologies**, v. 35, p. 1616–1626, 2012.

GU, Q. et al. Evaluation of ionic liquid stationary phases for one dimensional gas chromatography-mass spectrometry and comprehensive two dimensional gas chromatographic analyses of fatty acids in marine biota. **Journal of chromatography. A**, v. 1218, n. 20, p. 3056–63, 20 maio 2011.

GUEDES, E. A. C. et al. Antifungal activities of different extracts of marine macroalgae against dermatophytes and *Candida* species. **Mycopathologia**, v. 174, n. 3, p. 223–32, set. 2012.

GUEDES, E. A. C. et al. Larvicidal Activity against *Aedes aegypti* and Molluscicidal Activity against *Biomphalaria glabrata* of Brazilian Marine Algae. **Journal of parasitology research**, v. 2014, p. 501328, jan. 2014.

GUIRY, M. D.; GUIRY, G. M. **Algaebase**. Disponível em: <<http://www.algaebase.org/browse/taxonomy/?id=97240>>.

- GUIRY, M. D.; GUIRY, G. M. **Digenea simplex**. Disponível em: <[http://www.algaebase.org/search/species/detail/?species\\_id=Ze6487a65ab8b8e60&sk=0&from=results](http://www.algaebase.org/search/species/detail/?species_id=Ze6487a65ab8b8e60&sk=0&from=results)>. Acesso em: 26 jul. 2014b.
- GUIRY, M. D.; GUIRY, G. M. **Galaxaura rugosa**. Disponível em: <[http://www.algaebase.org/search/species/detail/?species\\_id=Z4587bef24db6a886&sk=0&from=results](http://www.algaebase.org/search/species/detail/?species_id=Z4587bef24db6a886&sk=0&from=results)>. Acesso em: 24 jul. 2014c.
- GUIRY, M. D.; GUIRY, G. M. **Algaebase**. Disponível em: <<http://algaebase.org/browse/taxonomy/?id=110025>>.
- GUIRY, M. D.; GUIRY, G. M. **Algaebase**. Disponível em: <<http://algaebase.org/browse/taxonomy/?id=5191>>.
- GUIRY, M. D.; GUIRY, G. M. **Saccharina japonica**. Disponível em: <[http://www.algaebase.org/search/species/detail/?species\\_id=V94f510d57b5b606a&sk=0&from=results](http://www.algaebase.org/search/species/detail/?species_id=V94f510d57b5b606a&sk=0&from=results)>. Acesso em: 25 jul. 2014f.
- GUIRY, M. D.; GUIRY, G. M. **Colpomenia sinuosa**. Disponível em: <[http://www.algaebase.org/search/species/detail/?species\\_id=j9134247ccbb4e865&sk=0&from=results](http://www.algaebase.org/search/species/detail/?species_id=j9134247ccbb4e865&sk=0&from=results)>. Acesso em: 26 jul. 2014g.
- GUO, J. et al. Two natural products , trans -phytol and estrogen in human ovarian granulosa cells by aromatase ( CYP19 ). **Toxicology and Applied Pharmacology**, v. 279, n. 1, p. 23–32, 2014.
- HEIBA, H. I. Fatty acid composition of eleven algae from coastal zones of Qatar. **Plant foods for human nutrition (Dordrecht, Netherlands)**, v. 39, n. 4, p. 401–5, dez. 1989.
- HIGA, T.; KUNIYOSHI, M. Toxins associated with medicinal and edible seaweeds. **Journal of Toxicology - Toxin Reviews**, v. 19, n. 2, p. 119–137, 2000.
- HIRANRAT, A et al. A new flavellagic acid derivative and phloroglucinol from *Rhodomyrtus tomentosa*. **Natural product research**, v. 26, n. 20, p. 1904–9, jan. 2012.
- HOBUSS, C. B. et al. Cultivation of algae in photobioreator and obtention of biodiesel. **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, v. 21, n. 2, p. 361–364, 2011.
- HOFFMAN, R. et al. First record of two seaweeds from the Israeli Mediterranean: *Galaxaura rugosa* (J. Ellis and Solander) J. V. Lamouroux (Rhodophyta) and *Codium Adhaerens* C. Agardh (Chloropyta). **Israel Journal of Plant Sciences**, v. 56, p. 123–127, 2008.
- HOLLER, F. J.; SKOOG, D. A.; CROUCH, S. R. Cromatografia Gasosa. In: **Princípios de Análise Instrumental**. 6<sup>a</sup> ed. Porto Alegre: Bookman, 2009. p. 802–829.
- HUNG, L. D. et al. A new screening for hemagglutinins from Vietnamese marine macroalgae. **Journal of Applied Phycology**, v. 24, n. 2, p. 227–235, 5 abr. 2011.
- IOANNOU, E. et al. 2,6-Cyclo-xenicanes from the brown algae *Dilophus fasciola* and *Dilophus spiralis*. **Tetrahedron**, v. 65, p. 10565–10572, dez. 2009.

IVANOVA, V.; STANCHEVA, M.; MERDZHANOVA, A. Fatty acids composition of macroalgae from Bulgarian Black Sea coast. **Analele Universitatii "Ovidius" Constanta - Seria Chimie**, v. 23, n. 1, p. 35–40, 1 jan. 2012.

JACOB, P. P.; SARAL, A. M. GC-MS ANALYSIS OF LAWSONIA INERMIS SEED OIL. **Internation journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences**, v. 5, n. 2, p. 617–618, 2013.

JOSHI, B. C.; KAZAOKA, M.; TRISCHMAN, J. A. New Sesquiterpene Hydroquinones from Marine Brown Alga *Dictyopteris undulata*. **Research Journal of Chemical Sciences**, v. 2, n. 9, p. 9–13, 2012.

JUBIE, S.; DHANABAL, S. P. Gas Chromatography- Mass Spectrometry Analysis and Antibacterial Activity of Fatty acid Mixture of *Spirulina platensis*. **Journal of pharmaceutical Sciences and Research**, v. 4, n. 6, p. 1836–1838, 2012.

KAJIWARA, T. et al. VOLATILE COMPOUNDS AND LONG-CHAIN ALDEHYDES FORMATION IN CONCHOCELIS-FILAMENTS OF A RED ALGA, PORPHYRA TENERA. **Phytochemistry**, v. 29, n. 7, p. 2193–2195, 1990.

KAJIWARA, T. et al. Dictyopterenes from three Japanese brown algae. **Phytochemistry**, v. 30, n. 6, p. 1805–1807, 1991.

KAJIWARA, T. et al. DISTRIBUTION OF LONG CHAIN ALDEHYDE-FORMING ACTIVITY FROM FATTY ACIDS AND CHANGES IN ITS ACTIVITY WITH GROWTH IN MARINE ALGAE. **Phytochemistry**, v. 31, n. 8, p. 2635–2639, 1992.

KAJIWARA, T. et al. Distribution of an enzyme system producing seaweed flavor : conversion of fatty acids to long-chain aldehydes in seaweeds. **Journal of Applied Phycology**, v. 5, p. 225–230, 1993.

KAMENARSKA, Z. et al. Comparative Study of the Volatile Compounds from Some Black Sea Brown Algae. **Botanica Marina**, v. 45, p. 502–509, 2002.

KAMENARSKA, Z. et al. Chemical composition and biological activity of the brackish-water green alga *Cladophora rivularis* (L.) Hoek. **Botanica Marina**, v. 47, n. 3, p. 215–221, 12 jan. 2004.

KAMENARSKA, Z. et al. Volatile compounds from some Black Sea red algae and their chemotaxonomic application. **Botanica Marina**, v. 49, n. 1, p. 47–56, 1 jan. 2006.

KAPETANOVIC, R. et al. Sterol composition of the Adriatic sea algae *Ulva lactuca*, *Codium dichotomum*, *Cystoseira adriatica* and *Fucus virsoides*. **Journal of the Serbian Chemical Society**, v. 70, n. 12, p. 1395–1400, 2005.

KARABAY-YAVASOGLU, N. U. et al. Antimicrobial Activity of Volatile Components and Various Extracts of the Red Alga *Jania rubens*. **Phytoterapy Research**, v. 21, p. 153–156, 2007.



- KEBELMANN, K. et al. Intermediate pyrolysis and product identification by TGA and Py-GC/MS of green microalgae and their extracted protein and lipid components. **Biomass and Bioenergy**, v. 49, n. 0, p. 38–48, fev. 2013.
- KENDEL, M. et al. Seasonal composition of lipids, fatty acids, and sterols in the edible red alga *Grateloupia turuturu*. **Journal of Applied Phycology**, v. 25, n. 2, p. 425–432, 25 jul. 2012.
- KENDEL, M. et al. Non-methylene interrupted and hydroxy fatty acids in polar lipids of the alga *Grateloupia turuturu* over the four seasons. **Lipids**, v. 48, n. 5, p. 535–45, maio 2013.
- KESEN, S. et al. GC–MS–olfactometric characterization of the key aroma compounds in Turkish olive oils by application of the aroma extract dilution analysis. **Food Research International**, v. 54, n. 2, p. 1987–1994, dez. 2013.
- KHALID, M. N.; SHAMEEL, M. Phycochemistry and Bioactivity of Twelve Freshwater Algae of Pakistan. **International Journal on Algae**, v. 14, n. 2, p. 163–181, 2012.
- KHANNOON, E. R. et al. New compounds, sexual differences, and age-related variations in the femoral gland secretions of the lacertid lizard *Acanthodactylus boskianus*. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 39, n. 2, p. 95–101, abr. 2011.
- KHANNOON, E. R. R. Secretions of pre-anal glands of house-dwelling geckos (Family: Gekkonidae) contain monoglycerides and 1,3-alkanediol. A comparative chemical ecology study. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 44, p. 341–346, out. 2012.
- KOBAYASHI, K. et al. Variation in floral scent compounds recognized by honeybees in Brassicaceae crop species. **Breeding science**, v. 62, n. 4, p. 293–302, dez. 2012.
- KRISHNAKUMAR, S.; BAI, V. D. M.; RAJAN, R. A. EVALUATION OF BIOACTIVE METABOLITES FROM HALOPHILIC MICROALGAE *DUNALIELLA SALINA* BY GC–MS ANALYSIS. **International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences**, v. 5, n. 4, p. 296–303, 2013.
- KUMAR, P. et al. Antimicrobial activities of essential oil and methanol extract of *Coriaria nepalensis*. **Natural product research**, v. 25, n. 11, p. 1074–81, jul. 2011.
- LAHAYE, M.; ROBIC, A. Structure and functional properties of ulvan, a polysaccharide from green seaweeds. **Biomacromolecules**, v. 8, n. 6, p. 1765–74, jun. 2007.
- LEE, R. E. Introduction. In: **Phycology**. 1. ed. New York: Cambridge University Press, 2008a. p. 1–30.
- LEE, R. E. Heterokontophyta, Phaeophyceae. In: **Phycology**. New York: Cambridge University Press, 2008b. p. 426–483.
- LEVINE, R. B.; BOLLAS, A.; SAVAGE, P. E. Process improvements for the supercritical in situ transesterification of carbonized algal biomass. **Bioresource Technology**, v. 136, p. 556–564, 2013.

- LIOLIOS, C. C.; SOTIROUDIS, G. T.; CHINOI, I. Fatty acids, sterols, phenols and antioxidant activity of Phoenix theophrasti fruits growing in Crete, Greece. **Plant foods for human nutrition (Dordrecht, Netherlands)**, v. 64, n. 1, p. 52–61, mar. 2009.
- LIS-BALCHIN, M.; DEANS, S. G.; EAGLESHAM, E. Relationship between bioactivity and chemical composition of commercial essential oils. **Flavour and Fragrance Journal**, v. 13, n. 2, p. 98–104, mar. 1998.
- LIU, H.; ZHANG, W.; CHEN, H. Low polar volatile constituents from *Isodon excisa* by GC-MS. **Journal of Medical Colleges of PLA**, v. 27, n. 6, p. 334–342, dez. 2012.
- LOIZZO, M. R. et al. Phenolics, aroma profile, and in vitro antioxidant activity of Italian dessert passito wine from Saracena (Italy). **Journal of food science**, v. 78, n. 5, p. C703–8, maio 2013.
- LU, H. et al. Secondary metabolites from the seaweed *Gracilaria lemaneiformis* and their allelopathic effects on *Skeletonema costatum*. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 39, n. 4-6, p. 397–400, ago. 2011.
- LU, N. et al. Fatty Acids Profiling and Biomarker Identification in Snow Alga *Chlamydomonas Nivalis* by NaCl Stress Using GC/MS and Multivariate Statistical Analysis. **Analytical Letters**, v. 45, n. 10, p. 1172–1183, jul. 2012.
- MA, J. et al. Headspace solid-phase microextraction with on-fiber derivatization for the determination of aldehydes in algae by gas chromatography-mass spectrometry. **Journal of separation science**, v. 34, n. 12, p. 1477–83, jun. 2011.
- MADHUMATHI, V.; VIJAYAKUMAR, S. Identification of novel cyanobacterial compounds for oral disease through in vitro and insilico approach. **Biomedicine & Aging Pathology**, p. 1–6, fev. 2014.
- MAHMOOD, A.; AHMED, R.; KOSAR, S. Phytochemical screening and biological activities of the oil components of *Prunus domestica* Linn. **Journal of Saudi Chemical Society**, v. 13, n. 3, p. 273–277, out. 2009.
- MANILAL, A. et al. Antimicrobial potential and seasonality of red algae collected from the southwest coast of India tested against shrimp, human and phytopathogens. **Annals of Microbiology**, v. 59, n. 2, p. 207–219, jun. 2009.
- MANOSROI, A. et al. Anticancer activities of the extract from Longkong (*Lansium domesticum*) young fruits. **Pharmaceutical biology**, v. 50, n. 11, p. 1397–407, nov. 2012.
- MEDINA-RAMIREZ, G. et al. Micro-heterogeneity and molecular assembly of the haemagglutinins from the red algae *Bryothamnion seaforthii* and *B. triquetrum* from the Caribbean Sea. **European Journal of Phycology**, v. 42, n. 1, p. 105–112, fev. 2007.
- MING, L. C. et al. Identification and Biochemical Composition of a Green Microalgae. **Asian Journal of Biotechnology**, v. 4, n. 1, p. 38–45, 2012.

MIRALTO, A. et al. The insidious effect of diatoms on copepod reproduction. **Nature**, v. 402, n. November, p. 173–176, 1999.

MOUSTAFA, A. M. Y.; EL-SHOUBAKY, G. A.; SALEM, E. A. E. Comparative phytochemical investigation of hydrocarbons content on some marine seaweeds algae. **Research journal of phytochemistry**, v. 2, n. 1, p. 10–17, 2008.

NAJAR-RODRIGUEZ, A; ORSCHEL, B.; DORN, S. Season-long volatile emissions from peach and pear trees in situ, overlapping profiles, and olfactory attraction of an oligophagous fruit moth in the laboratory. **Journal of chemical ecology**, v. 39, n. 3, p. 418–29, mar. 2013.

NASCIMENTO, A. M. et al. Bioactive extracts and chemical constituents of two endophytic strains of *Fusarium oxysporum*. **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, v. 22, n. 6, p. 1276–1281, 2012.

NASCIMENTO-NETO, L. G. et al. Characterization of isoforms of the lectin isolated from the red algae *Bryothamnion seaforthii* and its pro-healing effect. **Marine drugs**, v. 10, n. 9, p. 1936–54, set. 2012.

NELSON, D. L.; COX, M. M. Lipídeos. In: **Princípios de Bioquímica de Lehninger**. 5<sup>a</sup>. ed. São Paulo: Artmed, 2011. p. 343–370.

O'SULLIVAN, L. et al. Prebiotics from marine macroalgae for human and animal health applications. **Marine drugs**, v. 8, n. 7, p. 2038–64, jan. 2010.

OH, J. et al. Phytochemistry Natural product studies of U. S. endangered plants: Volatile components of *Lindera melissifolia* (Lauraceae) repel mosquitoes and ticks. **Phytochemistry**, v. 80, p. 28–36, 2012.

OLIVEIRA, A. L. L. et al. CHEMICAL CONSTITUENTS FROM RED ALGAE *Bostrychia radicans* (Rhodomelaceae): NEW AMIDES AND PHENOLIC COMPOUNDS. **Química Nova**, v. 35, n. 11, p. 2186–2188, 2012.

OLIVEIRA, E. C.; HORTA, P. A.; SILVA, B. N. T. **Bryothamnion seaforthii**. Disponível em: <[http://www.algaemarisbrasilis.ccb.ufsc.br/verimg.php?path=images\\_algas/98/AMB\\_Bryothamnion\\_seaforthii.jpg](http://www.algaemarisbrasilis.ccb.ufsc.br/verimg.php?path=images_algas/98/AMB_Bryothamnion_seaforthii.jpg)>. Acesso em: 25 jul. 2014.

ORFANIDIS, S.; BREEMAN, A. M. Geographic variation in thermal traits in *Digenea simplex* and *Champia Parvula* (Rhodophyta) in relation to present and glacial temperature regimes. **Journal of Phycology**, v. 35, p. 919–930, 1999.

PADMANABHAN, A.; STANLEY, S. A. Microalgae as an Oil Producer for Biofuel Applications. **Research Journal of Recent Sciences**, v. 1, n. 3, p. 57–62, 2012.

PENG, W. et al. BIOMEDICAL MOLECULAR CHARACTERISTICS OF YBSJ EXTRACTIVES FROM *ILLICIUM VERUM* FRUIT. **Biotechnology & Biotechnological Equipment**, v. 27, n. 6, p. 4311–4316, 2013.

PERCOT, A. et al. Loliolide in marine algae. **Natural product research**, v. 23, n. 5, p. 460–5, jan. 2009.

- PEREIRA, D. M. et al. Anti-proliferative activity of meroditerpenoids isolated from the brown alga *Styopodium flabelliforme* against several cancer cell lines. **Marine drugs**, v. 9, p. 852–862, jan. 2011.
- PEREIRA, H. et al. Polyunsaturated Fatty acids of marine macroalgae: potential for nutritional and pharmaceutical applications. **Marine drugs**, v. 10, n. 9, p. 1920–35, set. 2012.
- PEREIRA, V.; CACHO, J.; MARQUES, J. C. Volatile profile of Madeira wines submitted to traditional accelerated ageing. **Food chemistry**, v. 162, p. 122–34, 1 nov. 2014.
- PERES, T. B. Noções básicas de cromatografia. **Biológico**, v. 64, n. 2, p. 227–229, 2002.
- PLAZA, M. et al. Screening for bioactive compounds from algae. **Journal of pharmaceutical and biomedical analysis**, v. 51, n. 2, p. 450–5, 20 jan. 2010.
- PLOUGUERNÉ, E. et al. Anti-microfouling Activity of Lipidic Metabolites from the Invasive Brown Alga *Sargassum muticum* (Yendo) Fensholt. **Marine biotechnology**, v. 12, p. 52–61, 2010.
- QIN, G. et al. Evaluation of the volatile profile of 33 *Pyrus ussuriensis* cultivars by HS-SPME with GC-MS. **Food chemistry**, v. 134, n. 4, p. 2367–82, 15 out. 2012.
- RADULOVIC, N.; DJORDJEVIC, N. Steroids from Poison Hemlock (*Conium maculatum* L.): A GC-MS analysis. **Journal of the Serbian Chemical Society**, v. 76, n. 11, p. 1471–1483, 2011.
- RAGONESE, C. et al. Characterisation of lipid fraction of marine macroalgae by means of chromatography techniques coupled to mass spectrometry. **Food chemistry**, v. 145, p. 932–40, 15 fev. 2014.
- RAJAMURUGAN, R. et al. Polyphenol contents and antioxidant activity of *Brassica nigra* (L.) Koch. leaf extract. **Natural product research**, v. 26, n. 23, p. 2208–2210, 2012.
- RAMADAN, M. F. et al. Fat-Soluble Bioactives, Fatty Acid Profile and Radical Scavenging Activity of *Semecarpus anacardium* Seed Oil. **Journal of the American Oil Chemists' Society**, v. 87, n. 8, p. 885–894, 20 mar. 2010.
- RASOUL-AMINI, S. et al. PCR amplification of 18S rRNA, single cell protein production and fatty acid evaluation of some naturally isolated microalgae. **Food Chemistry**, v. 116, n. 1, p. 129–136, set. 2009.
- RATNAYAKE, R. et al. Cultivated sea lettuce is a multiorgan protector from oxidative and inflammatory stress by enhancing the endogenous antioxidant defense system. **Cancer prevention research (Philadelphia, Pa.)**, v. 6, n. 9, p. 989–99, set. 2013.
- RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHHORN, S. E. Protista II: Algas Vermelhas, Pardas e Verdes. In: **Biologia Vegetal**. 5<sup>a</sup>. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1996. p. 248–275.

- ROCHA, O. P. et al. Chemical profile and biological potential of non-polar fractions from *Centroceras clavulatum* (C. Agardh) Montagne (Ceramiales, Rhodophyta). **Molecules (Basel, Switzerland)**, v. 16, n. 8, p. 7105–14, jan. 2011.
- RODRIGUES, M. V. N. et al. O emprego de técnicas hifenadas no estudo de plantas medicinais. **Revista Multiciência**, v. 7, n. Construindo a História dos Produtos Naturais, 2006.
- RZAMA, A. et al. VOLATILE COMPOUNDS OF GREEN MICROALGAE GROWN ON REUSED WASTE WATER. **Phytochemistry**, v. 38, n. 6, p. 1375–1379, 1995.
- SAKAI, R. et al. Cellular and subcellular localization of kainic acid in the marine red alga *Digenea simplex*. **Cell and tissue research**, v. 322, n. 3, p. 491–502, dez. 2005.
- SHAMEEL, M.; AFAQ-HUSAIN, S.; ZARINA, A. Phycochemical Investigations on Three Species of the Genus *Scinaia Bivona-Bernardi* (Nemaliales, Rhodophycota) from the Coast of Karachi (Pakistan). **International Journal on Algae**, v. 13, n. 4, p. 363–378, 2011.
- SHAMEEL, M.; SHEIKH, W.; ZARINA, A. Phycochemical Studies on Fourteen Species of Phaeophycota from Karachi Coast of Pakistan. **International Journal on Algae**, v. 15, n. 2, p. 188–200, 2013.
- SHANAB, S. M. M.; SHALABY, E. A.; EL-FAYOUMY, E. A. *Enteromorpha compressa* exhibits potent antioxidant activity. **Journal of biomedicine & biotechnology**, v. 2011, p. 726405, jan. 2011.
- SHEVCHENKO, N. M. et al. Polysaccharides and sterols from green algae *Caulerpa lentillifera* and *C. sertularioides*. **Chemistry of Natural Compounds**, v. 45, n. 1, p. 1–5, 31 mar. 2009.
- SILVA, D. D. et al. Quantificação do Linalol no óleo essencial da *Aniba duckei* Korstermans utilizando uma nova coluna capilar POLYH4-MN em cromatografia gasosa. **Química Nova**, v. 26, n. 4, p. 461–465, 2003.
- SMIT, A. J. Medicinal and pharmaceutical uses of seaweed natural products: A review. **Journal of Applied Phycology**, v. 16, n. 4, p. 245–262, ago. 2004.
- SONG, J. et al. Pinot Noir wine composition from different vine vigour zones classified by remote imaging technology. **Food chemistry**, v. 153, p. 52–9, 15 jun. 2014.
- STOJANOVIĆ-RADIĆ, Z. et al. Chemical composition and antimicrobial activity of *Erodium* species: *E. ciconium* L., *E. cicutarium* L., and *E. absinthoides* Willd. (Geraniaceae). **Chemical Papers**, v. 64, n. 3, p. 368–377, 5 mar. 2010.
- SU, Z. et al. Chemical Composition and Cytotoxic Activities of Petroleum Ether Fruit Extract of Fruits of *Brucea javanica* (Simarubaceae). **Tropical Journal of Pharmaceutical Research**, v. 12, n. 5, p. 735–742, 2013.

SUKATAR, A. et al. Antimicrobial activity of volatile component and various extracts of *Enteromorpha linza* (Linnaeus) J. Agardh from the coast of Izmir, Turkey. **Annals of Microbiology**, v. 56, n. 3, p. 275–279, 2006.

SUN, S.-M.; CHUNG, G.-H.; SHIN, T.-S. Volatile compounds of the green alga, *Capsosiphon fulvescens*. **Journal of Applied Phycology**, v. 24, n. 5, p. 1003–1013, 27 set. 2011.

SUN, X. et al. Isolation and identification of two strains of pathogenic bacteria and their effects on the volatile metabolites of *Gracilariopsis lemaneiformis* (Rhodophyta). **Journal of Applied Phycology**, v. 24, n. 2, p. 277–284, 21 abr. 2011.

TAKANO, R. et al. Occurrence of Carrageenan Structure in an Agar from the Red Seaweed *Digenea simplex* (Wulfen) C. Agardh (Rhodomelaceae, Ceramiales) with a Short Review of Carrageenan-Agarocolloid Hybrid in the Florideophycidae. **Botanica Marina**, v. 46, n. 2, p. 142–150, 10 jan. 2003.

TAKIMURA, Y. et al. Achlorophyllous alga *Prototheca zopfii* oxidizes n-alkanes with different carbon-chain lengths through a unique subterminal oxidation pathway. **Journal of bioscience and bioengineering**, v. 117, n. 3, p. 275–7, mar. 2014.

TALUKDAR, J. et al. Liquid Hydrocarbon Production Potential of a Novel Strain of the Microalga *Botryococcus braunii*: Assessing the Reliability of in Situ Hydrocarbon Recovery by Wet Process Solvent Extraction. **Energy & Fuels**, v. 28, n. 6, p. 3747–3758, 2014.

TAVAKOLI, R. et al. Essential-oil and fatty-acid composition, and antioxidant activity of extracts of *Ficaria kochii*. **Chemistry & biodiversity**, v. 9, n. 12, p. 2732–41, dez. 2012.

TEIXEIRA, E. H. et al. In vitro inhibition of oral streptococci binding to the acquired pellicle by algal lectins. **Journal of applied microbiology**, v. 103, n. 4, p. 1001–6, out. 2007.

TIERNEY, M. S.; CROFT, A. K.; HAYES, M. A review of antihypertensive and antioxidant activities in macroalgae. **Botanica Marina**, v. 53, p. 387–408, 2010.

TOMAZ, A. C. D. A. et al. Analysis and characterization of methyl esters of fatty acids of some *Gracilaria* species. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 44, p. 303–306, out. 2012.

TORANE, R. C. et al. GC-MS Study of Nutritious leaves of *Ehretia laevis*. **Internacional Journal of ChemTech Research**, v. 3, n. 3, p. 1589–1591, 2011.

TUNDIS, R. et al. Studies on the potential antioxidant properties of *Senecio stabianus* Lacaita (Asteraceae) and its inhibitory activity against carbohydrate-hydrolysing enzymes. **Natural product research**, v. 26, n. 5, p. 393–404, jan. 2012.

TVRZICKA, E. et al. Fatty acids as biocompounds: their role in human metabolism, health and disease – a review. part 1: classification, dietary sources and biological functions. **Biomedical Papers**, v. 155, n. 2, p. 117–130, 1 jul. 2011.

VO, T.-S. et al. Potent effect of brown algae (*Ishige okamurae*) on suppression of allergic inflammation in human basophilic KU812F cells. **Food Science and Biotechnology**, v. 20, n. 5, p. 1227–1234, 31 out. 2011.

XIAN, Q. et al. Isolation and identification of antialgal compounds from the leaves of *Vallisneria spiralis* L. by activity-guided fractionation. **Environmental science and pollution research international**, v. 13, n. 4, p. 233–7, jul. 2006.

YAMANE, K. et al. Anaerobic coculture of microalgae with *Thermosiphon globiformans* and *Methanocaldococcus jannaschii* at 68°C enhances generation of n-alkane-rich biofuels after pyrolysis. **Applied and environmental microbiology**, v. 79, n. 3, p. 924–30, fev. 2013.

YANG, Z. et al. Rapid determination of volatile composition from *Polygala furcata* Royle by MAE–HS–SPME followed by GC–MS. **European Food Research and Technology**, v. 230, n. 5, p. 779–784, 30 jan. 2010.

YIN, S.-W. et al. A new clerosterol derivative, trans-phytol, and related metabolites from marine green alga *Codium fragile* (Codiaceae) and their chemotaxonomic significance. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 33, p. 1288–1292, dez. 2005.

YUAN, Z. et al. The chemical constituents from red alga *Gymnogongrus flabelliformis* Harv. **Chinese Journal of Oceanology and Limnology**, v. 26, n. 2, p. 190–192, 28 maio 2008.

ZAKARIA, N. A. et al. Phytochemical Composition and Antibacterial Potential of Hexane Extract from Malaysian Red Algae, *Acanthophora spicifera* (Vahl) Borgesen. **World Applied Sciences Journal**, v. 15, n. 4, p. 496–501, 2011.

ZHANG, M. et al. The metabolism of 8-heptadecene in *Pyropia* (Bangiaceae, Rhodophyta). **Journal of Applied Phycology**, v. 26, n. 2, p. 1181–1187, 19 dez. 2013.

## APÊNDICES

## APÊNDICE A – Classes e Espécies, pertencentes ao Filo Rhodophyta, identificadas no Brasil.

Classe	Espécie	Habitat
Bangiophyceae	<i>Bangia fuscopurpurea</i> (Dillwyn) Lyngbye	M
	<i>B. lutea</i> J.Agardh	M
	<i>Porphyra acanthophora</i> var. <i>brasiliensis</i> E.C.Oliveira & Coll	M
	<i>P. atropurpurea</i> (Olivi) De Toni	M
	<i>P. laciniata</i> C.Agardh	M
	<i>P. pujalsiae</i> Coll & E.C.Oliveira	M
	<i>P. roseana</i> M.A.Howe	M
	<i>P. spiralis</i> var. <i>amplifolia</i> E.C.Oliveira & Coll	M
	<i>P. umbilicalis</i> Kützing	M
	<i>Pyropia acanthophora</i> (E.C.Oliveira & Coll) M.C.Oliveira, D.Milstein & E.C.Oliveira	M
	<i>P. leucosticta</i> (Thuret) Neefus & J.Brodie	M
	<i>P. spiralis</i> (E.C.Oliveira & Coll) M.C.Oliveira, D.Milstein & E.C.Oliveira	M
	<i>Stylonema alsidii</i> (Zanardini) K.M.Drew	M
Compsopogonophyceae	<i>Erythrocladia pinnata</i> W.R.Taylor	M
	<i>E. carnea</i> (Dillwyn) J.Agardh	M
	<i>E. porphyroides</i> N.L.Gardner	M
	<i>Sahlingia subintegra</i> (Rosenvinge) Kornmann	M
Flordeophyceae	<i>Acanthophora muscoides</i> (Linnaeus) Bory de Saint-Vincent	M
	<i>A. spicifera</i> (M.Vahl) Børgesen	M
	<i>Acrochaetium agardhiellae</i> A.B.Joly & Cordeiro	M
	<i>A. avrainvilleae</i> Børgesen	M
	<i>A. barbadense</i> (Vickers) Børgesen	M
	<i>A. corymbiferum</i> (Thuret) Batters	M
	<i>A. densum</i> (K.M.Drew) Papenfuss	M
	<i>A. epispiculum</i> A.B.Joly & Cordeiro	M
	<i>A. flexuosum</i> Vickers	M
	<i>A. globosum</i> Børgesen	M
	<i>A. hallandicum</i> (Kylin) G.Hamel	M
	<i>A. liagorae</i> Børgesen	M
	<i>A. microscopicum</i> (Nägeli ex Kützing) Nägeli	M
	<i>A. phacelorhizum</i> Børgesen	M
	<i>A. sagraeanum</i> (Montagne) Bornet	M
	<i>A. savianum</i> (Meneghini) Nägeli	M
	<i>A. secundatum</i> (Lyngbye) Nägeli	M
	<i>A. unipes</i> Børgesen	M
	<i>Acrosorium ciliolatum</i> (Harvey) Kylin	M
	<i>A. odontophorum</i> M.A.Howe & W.R.Taylor	M
	<i>Acrosymphyton caribaeum</i> (J.Agardh) Sjöstedt	M
	<i>Acrothamnion butlerae</i> (F.S.Collins) Kylin	M
	<i>Agardhiella floridana</i> (Kylin) P.W.Gabrielsen ex Guimaraes & Oliviera	M
	<i>A. ramosissima</i> (Harvey) Kylin	M
	<i>A. subulata</i> (C.Agardh) Kraft & M.J.Wynne	M
	<i>Aglaothamnion boergesenii</i> (Aponte & D.L.Ballantine) L'Hardy-Halos & Rueness	M
	<i>A. cordatum</i> (Børgesen) Feldmann-Mazoyer	M
	<i>A. diaphanum</i> L'Hardy-Halos & Maggs	M
	<i>A. felipponei</i> (Howe) Aponte, Ballantine & J.N.Norris	M
	<i>A. halliae</i> (F.S.Collins) N.E.Aponte, D.L.Ballantine & J.N.Norris	M

CONTINUA



## APÊNDICE A – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>A. herveyi</i> (M.A.Howe) N.E.Aponte, D.L.Ballantine, & J.N.Norris	M
	<i>A. tenuissimum</i> (Bonnemaison) Feldmann-Mazoyer	M
	<i>A. uruguayense</i> (W.R.Taylor) N.E.Aponte, D.L.Ballantine & J.N.Norris	M
	<i>Amansia multifida</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>Amphiroa anastomosans</i> Weber-van Bosse	M
	<i>A. beauvoisii</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>A. brasiliana</i> Decaisne	M
	<i>A. fragilissima</i> (Linnaeus) J.V.Lamouroux	M
	<i>A. rigida</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>A. vanbosseae</i> Me.Lemoine	M
	<i>Anotrichium tenue</i> (C.Agardh) Nägeli	M
	<i>A. yagii</i> (Okamura) Baldock	M
	<i>Antithamnion antillanum</i> Børgesen	M
	<i>A. cristatum</i> (Kützing) Schiffner	M
	<i>A. villosum</i> (Kützing) Athanasiadis	M
	<i>Antithamnionella atlantica</i> (E.C.Oliveira) C.W.Schneider	M
	<i>A. boergesenii</i> (Cormaci & G.Furnari) Athanasiadis	M
	<i>A. breviramosa</i> (E.Y.Dawson) Wollaston	M
	<i>A. graeffei</i> (Grunow) Athanasiadis	M
	<i>Apoglossum gregarium</i> (E.Y.Dawson) M.J.Wynne	M
	<i>A. spathulatum</i> (Sonder) Womersley & Shepley	M
	<i>Archestenogramma brasiliense</i> (A.B.Joly) C.W.Schneider, Chengsupanimit & G.W.Saunders	M
	<i>Arthrocardia anceps</i> (Yendo) Johansen	M
	<i>A. flabellata</i> (Kützing) Manza	M
	<i>A. variabilis</i> (Harvey) Weber-van Bosse	M
	<i>Asparagopsis taxiformis</i> (Delile) Trevisan de Saint-Léon	M
	<i>Asteromenia peltata</i> (W.R.Taylor) Huisman & A.J.K.Millar	M
	<i>Balliopsis prieurii</i> (Kützing) G.W.Saunders & Necchi	AD
	<i>Batrachospermum brasiliense</i> Necchi	AD
	<i>B. cayennense</i> Montagne ex Kützing	AD
	<i>B. longiarticulatum</i> Necchi	AD
	<i>B. macrosporum</i> Montagne	AD
	<i>B. orthostichum</i> Skuja	AD
	<i>Bostrychia calliptera</i> (Montagne) Montagne	M
	<i>B. kelanensis</i> Grunow	M
	<i>B. montagnei</i> Harvey	M
	<i>B. moritziana</i> (Sonder ex Kützing) J.Agardh	M
	<i>B. pilulifera</i> Montagne	M
	<i>B. radicans</i> (Montagne) Montagne	M
	<i>B.a scorpioides</i> (Hudson) Montagne	M
	<i>B. scorpioides</i> var. <i>montagnei</i> (Harvey) Post	M
	<i>B. sertularia</i> Montagne	M
	<i>B. tenella</i> (J.V.Lamouroux) J.Agardh	M
	<i>Botryocladia botryoides</i> (Wulfen) Feldmann	M
	<i>B. occidentalis</i> (Børgesen) Kylin	M
	<i>B. pyriformis</i> (Børgesen) Kylin	M
	<i>B. wynnei</i> Ballantine	M
	<i>Branchioglossum minutum</i> C.W.Schneider	M
	<i>Bryocladia cuspidata</i> (J.Agardh) De Toni	M
	<i>B. thyrsgera</i> (J.Agardh) F.Schmitz	M
	<i>Bryothamnion seaforthii</i> (Turner) Kützing	M
	<i>B. triquetrum</i> (S.G.Gmelin) M.A.Howe	M
	<i>Calliblepharis fimbriata</i> (Greville) Kützing	M
	<i>C. jubata</i> (Goodenough & Woodward) Kützing	M

CONTINUA

## APÊNDICE A – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>C. occidentalis</i> Joly & Yamaguishi-Tomita	ND
	<i>Callithamniella flexilis</i> Baardseth	M
	<i>C. tingitana</i> (Schousboe ex Bornet) Feldmann-Mazoyer	M
	<i>Callithamnion callithamnioides</i> (A.B.Joly & Ugadim) M.J.Wynne	M
	<i>C. corymbosum</i> (Smith) Lyngbye	M
	<i>C. dasytrichum</i> Montagne	M
	<i>C. tetragonum</i> (Withering) S.F.Gray	M
	<i>Callophyllis divaricata</i> (Greville) M.A.Howe & W.R.Taylor	M
	<i>C. laciniata</i> (Hudson) Kützing	M
	<i>C. microdonta</i> (Greville) Falkenberg	M
	<i>Caloglossa apomeiotica</i> J.A.West & Zuccarello	M
	<i>C. confusa</i> Kravesky, J.A.West & Kamiya	M
	<i>C. leprieurii</i> (Montagne) G.Martens	M
	<i>C. monosticha</i> M.Kamiya	M
	<i>C. ogasawaraensis</i> Okamura	M
	<i>Catenella caespitosa</i> (Withering) L.M.Irvine	M
	<i>C. impudica</i> (Montagne) J.Agardh	M
	<i>Caulacanthus rigidus</i> Kützing	M
	<i>C. ustulatus</i> (Mertens ex Turner) Kützing	M
	<i>Centroceras clavulatum</i> (C.Agardh) Montagne	M
	<i>C. gasparrinii</i> (Meneghini) Kützing	M
	<i>Centrocerocolax ubatubensis</i> A.B.Joly	M
	<i>Ceramium affine</i> Setchell & N.L.Gardner	M
	<i>C. arborescens</i> J.Agardh	M
	<i>C. brasiliense</i> A.B.Joly	M
	<i>C. brevizonatum</i> H.E.Petersen	M
	<i>C. brevizonatum</i> var. <i>caraibicum</i> H.E.Petersen & Børgesen	M
	<i>C. ciliatum</i> (J.Ellis) Ducluzeau	M
	<i>C. cimbricum</i> H.E.Petersen	M
	<i>C. clarionense</i> Setchell & N.L.Gardner	M
	<i>C. codii</i> (H.Richards) Mazoyer	M
	<i>C. comptum</i> Børgesen	M
	<i>C. corniculatum</i> Montagne	M
	<i>C. dawsonii</i> A.B.Joly	M
	<i>C. deslongchampsii</i> Chauvin ex Duby	M
	<i>C. diaphanum</i> (Lightfoot) Roth	M
	<i>C. filicula</i> Harvey ex Womersley	M
	<i>C. fujiianum</i> M.B.Barros-Barreto & C.A.Maggs	M
	<i>C. leutzelburgii</i> Schmidt	M
	<i>C. leutzelburgii</i> var. <i>australis</i> A.B.Joly	M
	<i>C. luetzelburgii</i> O.C.Schmidt	M
	<i>C. luetzelburgii</i> var. <i>australe</i> A.B.Joly	M
	<i>C. nitens</i> (C.Agardh) J.Agardh	M
	<i>C. obsoletum</i> C.Agardh	M
	<i>C. siliquosum</i> (Kützing) Maggs & Hommersand	M
	<i>C. siliquosum</i> var. <i>lophophorum</i> (Feldman-Mazoyer) Serio	M
	<i>C. tenerrimum</i> (G.Martens) Okamura	M
	<i>C. tenuicorne</i> (Kützing) Waern	M
	<i>C. tenuissimum</i> J.Agardh	ND
	<i>C. uruguayense</i> W.R.Taylor	M
	<i>C. vagans</i> P.C.Silva	M
	<i>C. virgatum</i> Roth	M
	<i>Ceratodictyon intricatum</i> (C.Agardh) R.E.Norris	M
	<i>C. planicaule</i> (W.R.Taylor) M.J.Wynne	M
	<i>C. variabile</i> (J.Agardh) R.E.Norris	M
	<i>Champia compressa</i> Harvey	M

CONTINUA

## APÊNDICE A – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>C. feldmannii</i> Díaz-Piferrer	M
	<i>C. minuscula</i> A.B.Joly & Ugadim	M
	<i>C. parvula</i> (C.Agardh) Harvey	M
	<i>C. salicornioides</i> Harvey	M
	<i>C. vieillardii</i> Kützing	M
	<i>Cheilosporum planiusculum</i> (Kützing) Yendo	M
	<i>Chondracanthus acicularis</i> (Roth) Fredericq	M
	<i>C. chamissoi</i> (C.Agardh) Kützing	M
	<i>C. elegans</i> (Greville) Guiry	M
	<i>C. saundersii</i> C.W.Schneider & C.E.Lane	M
	<i>C. teedei</i> (Mertens ex Roth) Kützing	M
	<i>Chondria arcuata</i> Hollenberg	M
	<i>C. atropurpurea</i> Harvey	M
	<i>C. capillaris</i> (Hudson) M.J.Wynne	M
	<i>C. collinsiana</i> M.A.Howe	M
	<i>C. dangeardii</i> E.Y.Dawson	M
	<i>C. dasyphylla</i> (Woodward) C.Agardh	M
	<i>C. decipiens</i> Kylin	M
	<i>C. floridana</i> (F.S.Collins) M.A.Howe	M
	<i>C. leptacremom</i> (Melvill ex G.Murray) De Toni	M
	<i>C. littoralis</i> Harvey	M
	<i>C. platyramea</i> A.B.Joly & Ugadim	M
	<i>C. polyrhiza</i> F.S.Collins & Hervey	M
	<i>C. sedifolia</i> Harvey	M
	<i>Chrysymenia dickieana</i> J.Agardh	M
	<i>C. enteromorpha</i> Harvey	M
	<i>C. planifrons</i> (Melvill) J.Agardh	M
	<i>C. ventricosa</i> (J.V.Lamouroux) J.Agardh	M
	<i>Claudea elegans</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>Coelarthrum cliftonii</i> (Harvey) Kylin	M
	<i>Coelothrix irregularis</i> (Harvey) Børgesen	M
	<i>Colaonema codicola</i> (Børgesen) H.Stegenga, J.J.Bolton, & R.J.Anderson	M
	<i>C. comptum</i> (Børgesen) I.-K.Hwang & H.-S.Kim	M
	<i>C. elegans</i> (K.M.Drew) I.-K.Hwang & H.-S.Kim	M
	<i>C. hallandicum</i> (Kylin) Afonso-Carrillo, Sanson, Sangil & Diaz-Villa	M
	<i>C. hypneae</i> (Børgesen) A.A.Santos & C.W.N.Moura	M
	<i>C. infestans</i> (M.A.Howe & Hoyt) Woelkerling	M
	<i>C. ophioglossum</i> (Schneider) Afonso-Carrillo, Sansón & Sangil	M
	<i>Compsothamnion thuyoides</i> (Smith) Nägeli	M
	<i>Corallina ceratoides</i> Kützing	M
	<i>C. officinalis</i> Linnaeus	M
	<i>Corallophila atlantica</i> (A.B.Joly & Ugadim) R.E.Norris	M
	<i>Corynomorpha clavata</i> (Harvey) J.Agardh	M
	<i>Cottoniella filamentosa</i> (M.A.Howe) Børgesen	M
	<i>C. sanguinea</i> M.A.Howe	M
	<i>Craspedocarpus jolyi</i> (E.C.Oliviera) Schneider	M
	<i>Crouania attenuata</i> (C.Agardh) J.Agardh	M
	<i>Crouanophycus latiaxis</i> (I.A.Abbott) A.Athanasiadis	M
	<i>Cryptonemia bengryi</i> W.R.Taylor	M
	<i>C. crenulata</i> (J.Agardh) J.Agardh	M
	<i>C. delicatula</i> Joly & Cordeiro	M
	<i>C. flabellifolia</i> Pinheiro-Joventino & E.C.Oliveira	M
	<i>C. limensis</i> (Kützing) J.A.Lewis	M
	<i>C. obovata</i> J.Agardh	M
	<i>C. seminervis</i> (C.Agardh) J.Agardh	M

CONTINUA

## APÊNDICE A – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>Cryptopleura crispa</i> Kylin	M
	<i>C. peltata</i> (Montagne) M.J.Wynne	M
	<i>C. ramosa</i> (Hudson) L.Newton	M
	<i>Cystoclonium difficile</i> (C.Agardh) J.Agardh	M
	<i>Dasya arbuscula</i> var. <i>minor</i> E.C.Oliveira	M
	<i>D. baillouviana</i> (S.G.Gmelin) Montagne	M
	<i>D. brasiliensis</i> E.C.Oliveira Filho & Y.Y.Braga	M
	<i>D. corymbifera</i> J.Agardh	M
	<i>D. elongata</i> Sonder	M
	<i>D. ocellata</i> (Grateloup) Harvey	M
	<i>D. rigidula</i> (Kützing) Ardisson	M
	<i>Dawsoniocolax bostrychia</i> (A.B.Joly & Yamaguishi-Tomita) A.B.Joly & Yamaguishi-Tomita	M
	<i>Dermocorynus dichotomus</i> (J.Agardh) Gargiulo, M.Morabito & Manghisi	M
	<i>Dichotomaria marginata</i> (J.Ellis & Solander) Lamarck	M
	<i>D. obtusata</i> (J.Ellis & Solander) Lamarck	M
	<i>Dictyurus occidentalis</i> J.Agardh	M
	<i>Digenea simplex</i> (Wulfen) C.Agardh	M
	<i>Diplothamnion tetrastichum</i> A.B.Joly & Yamaguishi	M
	<i>Dipterosiphonia dendritica</i> (C.Agardh) F.Schmitz	M
	<i>D. reversa</i> C.W.Schneider	M
	<i>D. rigens</i> (Shousboe ex C.Agardh) Falkenberg	M
	<i>Dohrnella antillarum</i> (W.R.Taylor) Feldmann-Mazoyer	M
	<i>D. antillarum</i> var. <i>brasiliensis</i> A.B.Joly & Ugadim	M
	<i>Dudresnaya crassa</i> M.A.Howe	M
	<i>Enantiocladia duperreyi</i> (C.Agardh) Falkenberg	M
	<i>Endocladia vernicata</i> J.Agardh	M
	<i>Frikiella searlesii</i> M.J.Wynne & C.W.Schneider	M
	<i>Galaxaura comans</i> Kjellman	M
	<i>G. dichotoma</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>G. marginata</i> (Ellis & Solander) J.V.Lamouroux	M
	<i>G. moniliformis</i> Kjellman	M
	<i>G. ramulosa</i> Kjellman	M
	<i>G. rugosa</i> (J.Ellis & Solander) J.V.Lamouroux	M
	<i>Ganonema farinosum</i> (J.V.Lamouroux) K.C.Fan & Yung C.Wang	M
	<i>G. pinnatum</i> (Harvey) Huisman	M
	<i>Gastroclonium ovatum</i> (Hudson) Papenfuss	M
	<i>G. parvum</i> (Hollenberg) C.F.Chang & B.M.Xia	M
	<i>Gayliella flaccida</i> (Harvey ex Kützing) T.O.Cho & L.J.McIvor	M
	<i>G. mazoyerae</i> T.O.Cho, Fredericq & Hommersand	M
	<i>G. mazoyerae</i> T.O.Cho, Fredericq & Hommersand	M
	<i>G. transversalis</i> (F.S.Collins & Hervey) T.O.Cho & Fredericq	M
	<i>Gelidiella acerosa</i> (Forsskål) Feldmann & G.Hamel	M
	<i>G. hancockii</i> E.Y.Dawson	M
	<i>G. ligulata</i> E.Y.Dawson	M
	<i>Gelidiocolax pustulata</i> E.C.Oliveira & Yoneshigue	M
	<i>Gelidium americanum</i> (W.R.Taylor) Santelices	M
	<i>G. coarctatum</i> Kützing	M
	<i>G. corneum</i> (Hudson) J.V.Lamouroux	M
	<i>G. corneum</i> var. <i>pinnatum</i> (Hudson) Turner	M
	<i>G. crinale</i> (Hare ex Turner) Gaillon	M
	<i>G. floridanum</i> W.R.Taylor	M
	<i>G. minusculum</i> (Weber-van Bosse) R.E.Norris	M
	<i>G. multifidum</i> Greville	M
	<i>G. parvulum</i> Greville	M

CONTINUA

## APÊNDICE A – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>G. pulchellum</i> var. <i>supradecompositum</i> (Kützing) P.J.L.Dangeard	M
	<i>G. pusillum</i> (Stackhouse) Le Jolis	M
	<i>G. spinosum</i> (S.G.Gmelin) P.C.Silva	M
	<i>G. torulosum</i> Kützing	M
	<i>Gigartina nana</i> (C.Agardh) J.Agardh	M
	<i>Gloiocallis dendroidea</i> (P.L.Crouan & H.M.Crouan) S.-M.Lin, Huisman & D.L.Ballantine	M
	<i>Gloiocladia atlantica</i> (Searles) R.E.Norris	M
	<i>G. hassleri</i> (M.Howe & W.R.Taylor) Sánchez & Rodríguez- Prieto	M
	<i>G. iyoensis</i> (Okamura) R.E.Norris	M
	<i>Gracilaria abyssalis</i> Gurgel & Yoneshigue-Valentin	M
	<i>G. armata</i> (C.Agardh) Greville	M
	<i>G. birdiae</i> E.M.Plastino & E.C.Oliveira	M
	<i>G. blodgettii</i> Harvey	M
	<i>G. brasiliensis</i> Gurgel & Yoneshigue-Valentin	M
	<i>G. bursa-pastoris</i> (S.G.Gmelin) P.C.Silva	M
	<i>G. cearensis</i> (A.B.Joly & Pinheiro) A.B.Joly & Pinheiro	M
	<i>G. cervicornis</i> (Turner) J.Agardh	M
	<i>G. chondroides</i> (Kützing) P.L.Crouan & H.M.Crouan	M
	<i>G. cuneata</i> Areschoug	M
	<i>G. curtissiae</i> J.Agardh	M
	<i>G. cylindrica</i> Børgesen	M
	<i>G. debilis</i> (Forsskål) Børgesen	M
	<i>G. divergens</i> (C.Agardh) J.Agardh	M
	<i>G. domingensis</i> (Kützing) Sonder ex Dickie	M
	<i>G. flabelliformis</i> (P.L.Crouan & H.M.Crouan) Fredericq & Gurgel	M
	<i>G. flabelliformis</i> subsp. <i>simplex</i> Gurgel, Fredericq & J.N.Norris	M
	<i>G. foliifera</i> (Forsskål) Børgesen	M
	<i>G. galetensis</i> C.F.D.Gurgel, S.Fredericq, & J.N.Norris	M
	<i>G. gracilis</i> (Stackhouse) M.Steentoft, L.M.Irvine & W.F.Farnham	M
	<i>G. hayi</i> Gurgel, Fredericq & J.N.Norris	M
	<i>G. intermedia</i> J.Agardh	M
	<i>G. isabellana</i> Gurgel, Fredericq & J.N.Norris	M
	<i>G. mammillaris</i> (Montagne) M.A.Howe	M
	<i>G. oliveirarum</i> Gurgel, Fredericq & J.N.Norris	M
	<i>G. ornata</i> • • Areschoug	M
	<i>G. pauciramosa</i> (N.Rodríguez de Ríos) A.M.Bellorin, M.C.Oliveira, & E.C.Oliveira	M
	<i>G. salzmännii</i> Bornet ex Möbius	M
	<i>G. smithsoniensis</i> Gurgel, Fredericq & J.N.Norris	M
	<i>G. tepocensis</i> (E.Y.Dawson) E.Y.Dawson	M
	<i>G. yoneshigueana</i> Gurgel, Fredericq & J.N.Norris	M
	<i>Gracilariopsis andersonii</i> (Grunow) E.Y.Dawson	M
	<i>Gracilariopsis longissima</i> (S.G.Gmelin) M.Steentoft, L.M.Irvine & W.F.Farnham	M
	<i>Gracilariopsis tenuifrons</i> (C.J.Bird & E.C.Oliveira) Fredericq & Hommersand	M
	<i>Grallatoria reptans</i> M.A.Howe	M
	<i>Grateloupia cuneifolia</i> J.Agardh	M
	<i>G. doryphora</i> (Montagne) M.A.Howe	M
	<i>G. filicina</i> (J.V.Lamouroux) C.Agardh	M
	<i>Griffithsia caribaea</i> G.Feldmann	M
	<i>G. globulifera</i> Harvey ex Kützing	M

CONTINUA

## APÊNDICE A – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>G.radicans</i> Kützing	M
	<i>G.schousboei</i> Montagne	M
	<i>G.schousboei</i> var. <i>anatomosans</i> E.C.Oliveira	M
	<i>Grinnellia americana</i> (C.Agardh) Harvey	M
	<i>Gymnogongrus griffithsiae</i> (Turner) Martius	M
	<i>Gymnothamnion elegans</i> (Schousboe ex C.Agardh) J.Agardh	M
	<i>Halarachnion ligulatum</i> (Woodward) Kützing	M
	<i>Haliptilon subulatum</i> (J.Ellis & Solander) H.W.Johansen	M
	<i>Halopithys incurva</i> (Hudson) Batters	M
	<i>H. schottii</i> (W.R.Taylor) L.E.Phillips & De Clerck	M
	<i>Haloplegma duperreyi</i> Montagne	M
	<i>Halydictyon mirabile</i> Zanardini	M
	<i>Halymenia brasiliiana</i> S.M.P.B.Guimarães & M.T.Fujii	M
	<i>H. clathrata</i> E.C.Oliveira, Pinheiro-Vieira & R.E.Norris	M
	<i>H. duchassaingii</i> (J.Agardh) Kylin	M
	<i>H. elongata</i> C.Agardh	M
	<i>H. floresii</i> (Clemente) C.Agardh	M
	<i>H. floridana</i> J.Agardh	M
	<i>H. integra</i> M.A.Howe & W.R.Taylor	M
	<i>H. pseudofloresii</i> F.S.Collins & M.A.Howe	M
	<i>H. rosea</i> M.A.Howe & W.R.Taylor	M
	<i>H. vinacea</i> M.A.Howe & W.R.Taylor	M
	<i>Haraldia tenuis</i> E.C.Oliveira	M
	<i>Haraldiophyllum sinuosum</i> (A.H.S.Lucas) A.J.K.Millar	M
	<i>Helminthocladia calvadosii</i> (J.V.Lamouroux ex DUBY) Setchell	M
	<i>Herposiphonia bipinnata</i> M.A.Howe	M
	<i>H. secunda</i> (C.Agardh) Ambronn	M
	<i>H. secunda</i> f. <i>tenella</i> (C.Agardh) M.J.Wynne	M
	<i>H. tenella</i> (C.Agardh) Ambronn	M
	<i>Heterodasya mucronata</i> (Harvey) M.J.Wynne	ND
	<i>H. mucronata</i> (Harvey) M.J.Wynne	M
	<i>Heterosiphonia crassipes</i> (Harvey) Falkenberg	M
	<i>H. crispella</i> (C.Agardh) M.J.Wynne	M
	<i>H. gibbesii</i> (Harvey) Falkenberg	M
	<i>Hildenbrandia expansa</i> Dickie	M
	<i>H. rubra</i> (Sommerfelt) Meneghini	M
	<i>Hydrolithon boergesenii</i> (Foslie) Foslie	M
	<i>H. farinosum</i> (J.V.Lamouroux) Penrose & Y.M.Chamberlain	M
	<i>H. pachydermum</i> (Foslie) J.C.Bailey, J.E.Gabel, & Freshwater	M
	<i>H. samoëense</i> (Foslie) Keats & Y.M.Chamberlain	M
	<i>Hydropuntia caudata</i> (J.Agardh) Gurgel & Fredericq	M
	<i>H. cornea</i> (J.Agardh) M.J.Wynne	M
	<i>H. crassissima</i> (P.L.Crouan & H.M.Crouan) M.J.Wynne	M
	<i>H. rangiferina</i> (Kützing) Gurgel & Fredericq	M
	<i>H. usneoides</i> (C.Agardh) Gurgel & Fredericq	M
	<i>Hypnea alopecuroides</i> Kützing	M
	<i>H. cenomyce</i> J.Agardh	M
	<i>H. cornuta</i> (Kützing) J.Agardh	M
	<i>H. hamulosa</i> (Esper) J.V.Lamouroux	M
	<i>H. musciformis</i> (Wulfen) J.V.Lamouroux	M
	<i>H. nigrescens</i> f. <i>tenuior</i> J.Agardh	M
	<i>H. nigrescens</i> Greville ex J.Agardh	M
	<i>H. pannosa</i> J.Agardh	M
	<i>H. spinella</i> (C.Agardh) Kützing	M
	<i>H. valentiae</i> (Turner) Montagne	M
	<i>H. volubilis</i> Searles	M

CONTINUA

## APÊNDICE A – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>Hypoglossum hypoglossoides</i> (Stackhouse) F.S.Collins & Hervey	M
	<i>Janczewskia moriformis</i> Setchell	M
	<i>Jania adhaerens</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>J. capillacea</i> Harvey	M
	<i>J. cubensis</i> Montagne ex Kützing	M
	<i>J. cultrata</i> (Harvey) J.H.Kim, Guiry & H.-G.Choi	M
	<i>J. fastigiata</i> Harvey	M
	<i>J. prolifera</i> A.B.Joly	M
	<i>J. pumila</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>J. rubens</i> (Linnaeus) J.V.Lamouroux	M
	<i>J. sagittata</i> (J.V.Lamouroux) Blainville	M
	<i>J. subulata</i> (Ellis & Solander) Sonder	M
	<i>J. ungulata</i> (Yendo) Yendo	M
	<i>J. verrucosa</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>Kallymenia limminghei</i> Montagne	M
	<i>K. perforata</i> J.Agardh	M
	<i>K. westii</i> Ganesan	M
	<i>Kumanoa abilii</i> (M.P.Reis) Necchi & M.L.Vis	AD
	<i>K. amazonensis</i> Necchi & M.L.Vis	AD
	<i>K. ambigua</i> (Montagne) Entwisle, M.L.Vis, W.B.Chiasson, Necchi & A.R.Sherwood	AD
	<i>K. capensis</i> (Starmach ex Necchi & Kumano) Necchi & Vis	AD
	<i>K. capensis</i> (Starmach ex Necchi & Kumano) Necchi & Vis	AD
	<i>K. cipoensis</i> (Kumano & Necchi) Entwisle, M.L.Vis, W.B.Chiasson, Necchi & A.R.Sherwood	AD
	<i>K. curvata</i> (Z.-X.Shi) M.L.Vis, Necchi, W.B.Chiasson & Entwisle	AD
	<i>K. equisetoides</i> (Kumano & Necchi) Entwisle, M.L.Vis, W.B.Chiasson, Necchi & A.R.Sherwood	AD
	<i>K. gibberosa</i> (Kumano) Necchi & M.L.Vis	AD
	<i>K. globospora</i> (Israelson) Entwisle, M.L.Vis, W.B.Chiasson, Necchi & A.R.Sherwood	AD
	<i>K. gracillima</i> (West & G.S.West) Entwisle, M.L.Vis, W.B.Chiasson, Necchi & A.R.Sherwood	ND
	<i>K. jolyi</i> (Necchi) Necchi & Vis	AD
	<i>K. procarpa</i> (Skuja) Entwisle, M.L.Vis, W.B.Chiasson, Necchi & A.R.Sherwood	AD
	<i>K. skujana</i> (Necchi) Necchi & Vis	AD
	<i>Laurencia aldingensis</i> Saito & Womersley	M
	<i>L. arbuscula</i> Sonder	M
	<i>L. caduciramulosa</i> Masuda & Kawaguchi	M
	<i>L. caraibica</i> P.C.Silva	M
	<i>L. catarinensis</i> Cordeiro-Marino & Fujii	M
	<i>L. clavata</i> Sonder	M
	<i>L. composita</i> Yamada	M
	<i>L. decumbens</i> Kützing	M
	<i>L. dendroidea</i> J.Agardh	M
	<i>L. filiformis</i> (C.Agardh) Montagne	M
	<i>L. heteroclada</i> Harvey	M
	<i>L. intricata</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>L. microcladia</i> Kützing	M
	<i>L. obtusa</i> (Hudson) J.V.Lamouroux	M
	<i>L. obtusa</i> var. <i>densa</i> Yamada	M
	<i>L. obtusa</i> var. <i>gracilis</i> (C.Agardh) Zanardini	M
	<i>L. oliveirana</i> Yoneshigue	M

CONTINUA

## APÊNDICE A – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>L. thrysoidea</i> Montagne	M
	<i>L. translucida</i> Fujii & Cordeiro-Marina	M
	<i>L. venusta</i> Yamada	M
	<i>Laurenciella marilzae</i> (Gil-Rodríguez, Senties, Díaz-Larrea, Cassano & M.T.Fujii) Gil-Rodríguez, Senties, Díaz-Larrea, Cassano & M.T.Fujii	M
	<i>Lejolisia mediterranea</i> Bornet	M
	<i>Leptofaucha pacifica</i> E.Y.Dawson	M
	<i>L. rhodymenioides</i> W.R.Taylor	M
	<i>Liagora ceranoides</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>L. distenta</i> (Mertens ex Roth) J.V.Lamouroux	M
	<i>Liagoropsis schrammii</i> (P.L.Crouan & H.M.Crouan) Doty & I.A.Abbott	M
	<i>Lithophyllum congestum</i> (Foslie) Foslie	M
	<i>L. corallinae</i> (P.L.Crouan & H.M.Crouan) Heydrich	M
	<i>L. depressum</i> Villas-Boas, Figueiredo & Riosmena-Rodriguez	ND
	<i>L. fasciculatum</i> (Lamarck) Foslie	M
	<i>L. johansenii</i> Woelkerling & Campbell	M
	<i>L. margaritae</i> (Hariot) Heydrich	M
	<i>L. stictaeforme</i> (• • Areschoug) Hauck	M
	<i>Lithothamnion brasiliense</i> Foslie	M
	<i>L. crispatum</i> Hauck	M
	<i>L. occidentale</i> (Foslie) Foslie	M
	<i>L. scabiosum</i> (Harvey) Foslie	M
	<i>L. sejunctum</i> Foslie	M
	<i>L. steneckii</i> Mariath & Figueiredo	M
	<i>Lomentaria clavellosa</i> (Lightfoot ex Turner) Gaillon	M
	<i>L. corallicola</i> Børgesen	M
	<i>L. divaricata</i> (Durant) M.J.Wynne	M
	<i>L. rawitsheri</i> A.B.Joly	M
	<i>L. uncinata</i> Martens ex Kützing	M
	<i>Lophocladia trichocladus</i> (C.Agardh) F.Schmitz	M
	<i>Lophosiphonia cristata</i> Falkenberg	M
	<i>L. obscura</i> (C.Agardh) Falkenberg	M
	<i>Melobesia membranacea</i> (Esper) J.V.Lamouroux	M
	<i>Meridiocolax polysiphoniae</i> (E.C.Oliveira & Ugadim) J.Morrill	M
	<i>Meristotheca gelidium</i> (J.Agardh) E.J.Faye & M.Masuda	M
	<i>Mesophyllum engelhartii</i> (Foslie) W.H.Adey	M
	<i>M. erubescens</i> (Foslie) Me.Lemoine	M
	<i>M. lichenooides</i> (J.Ellis) Me.Lemoine	M
	<i>Murrayella pericladus</i> (C.Agardh) F.Schmitz	M
	<i>Myriogramme prostrata</i> (E.Y.Dawson, Neushul & Wildman) M.J.Wynne	M
	<i>Naccaria corymbosa</i> J.Agardh	M
	<i>Nemalion elminthoides</i> (Volley) Batters	M
	<i>Neoagardhiella ramosissima</i> var. <i>dilatata</i> (J.Agardh) M.J.Wynne & W.R.Taylor	ND
	<i>Neogoniolithon accretum</i> (Foslie & M.Howe) Setchell & L.R.Mason	M
	<i>N. fosliei</i> (Heydrich) Setchell & L.R.Mason	M
	<i>N. mamillare</i> (Harvey) Setchell & L.R.Mason	M
	<i>N. mamillosum</i> (Hauck) Setchell & L.R.Mason	M
	<i>Neosiphonia ferulacea</i> (Suhr ex J.Agardh) S.M.Guimarães & M.T.Fujii	M
	<i>N. gorgoniae</i> (Harvey) S.M.Guimarães & M.T.Fujii	M
	<i>N. harveyi</i> (Bailey) M.-S.Kim, H.-G.Choi, Guiry & G.W.Saunders	M

CONTINUA



## APÊNDICE A – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>N. saccorhiza</i> (F.S.Collins & Hervey) J.M.C.Nunes & S.M.Guimarães	M
	<i>N. sertularioides</i> (Grateloup) K.W.Nam & P.J.Kang	M
	<i>N. sphaerocarpa</i> (Børgesen) M.-S.Kim & I.K.Lee	M
	<i>N. tongatensis</i> (Harvey ex Kützing) M.-S.Kim & I.K.Lee	M
	<i>Neuroglossum binderianum</i> Kützing	M
	<i>Nitophyllum acrospermum</i> J.Agardh	M
	<i>N. fimbriatum</i> Greville	M
	<i>N. odontophorum</i> M.A.Howe & W.R.Taylor	M
	<i>N. punctatum</i> (Stackhouse) Greville	M
	<i>N. wilkinsoniae</i> F.S.Collins & Hervey	M
	<i>Ochtodes secundiramea</i> (Montagne) M.A.Howe	M
	<i>Ophidocladus simpliciusculus</i> (P.L.Crouan & H.M.Crouan) Falkenberg	M
	<i>Osmundaria melvillii</i> (J.Agardh) R.E.Norris	M
	<i>O. obtusiloba</i> (C.Agardh) R.E.Norris	M
	<i>O. volubilis</i> (Linnaeus) R.E.Norris	M
	<i>Osmundea hybrida</i> (A.P.de Candolle) K.W.Nam	M
	<i>O. lata</i> (M.A.Howe & W.R.Taylor) Y.Yoneshigue-Valentin, M.T.Fujii & C.F.Gurgel	M
	<i>O. oederi</i> (Gunnerus) G.Furnari	M
	<i>O. pinnatifida</i> (Hudson) Stackhouse	M
	<i>Palisada corallopsis</i> (Montagne) Sentíez, Fujii & Díaz	ND
	<i>P. flagellifera</i> (J.Agardh) K.W.Nam	M
	<i>P. furcata</i> (Cordeiro-Marino & M.T.Fujii) Cassano & M.T.Fujii	M
	<i>P. perforata</i> (Bory de Saint-Vincent) K.W.Nam	M
	<i>P. poiteaui</i> (J.V.Lamouroux) K.W.Nam	M
	<i>Palmaria palmata</i> (Linnaeus) Weber & Mohr	M
	<i>Parviphycus pannosus</i> (Feldmann) G.Furnari	M
	<i>P. setaceus</i> (Feldmann) J.Afonso-Carrillo, M.Sanson, C.Sangil & T.Diaz-Villa	M
	<i>P. trinitatis</i> (W.R.Taylor) M.J.Wynne	M
	<i>Periphykon delesserioides</i> A.B.Joly, Ugadim & E.C.Oliveira	M
	<i>Petroglossum undulatum</i> C.W.Schneider	M
	<i>Peyssonnelia armorica</i> (P.L.Crouan & H.M.Crouan) Weber-van Bosse	M
	<i>P. boergesenii</i> Weber-van Bosse	M
	<i>P. boudouresquei</i> Yoneshigue	M
	<i>P. dubyi</i> P.L.Crouan & H.M.Crouan	M
	<i>P. imbricata</i> Kützing	M
	<i>P. inamoena</i> Pilger	M
	<i>P. polymorpha</i> (Zanardini) F.Schmitz	M
	<i>P. rosenvingei</i> F.Schmitz	M
	<i>P. simulans</i> Weber-van Bosse	M
	<i>P. squamaria</i> (S.G.Gmelin) Decaisne	M
	<i>Phymatolithon calcareum</i> (Pallas) W.H.Adey & D.L.McKibbin	M
	<i>P. lenormandii</i> (Areschoug) Adey	M
	<i>P. masonianum</i> Wilks & Woelkerling	M
	<i>Platysiphonia delicata</i> (Clemente) Cremades	M
	<i>Pleonosporium boergesenii</i> (A.B.Joly) R.E.Norris	M
	<i>P. borneri</i> (Smith) Nägeli	M
	<i>P. mexicanum</i> E.Y.Dawson	M
	<i>P. polystichum</i> E.C.Oliveira	M
	<i>Plocamium brasiliense</i> (Greville) M.A.Howe & W.R.Taylor	M
	<i>P. cartilagineum</i> (Linnaeus) P.S.Dixon	M
	<i>P. maxillosum</i> (Poiret) J.V.Lamouroux	M

CONTINUA

## APÊNDICE A – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>Plocaria aculeata</i> (Kützing) P.L.Crouan & H.M.Crouan	M
	<i>Pneophyllum conicum</i> (E.Y.Dawson) Keats, Y.M.Chamberlain & Baba	M
	<i>P. fragile</i> Kützing	M
	<i>Polysiphonia atlantica</i> Kapraun & J.N.Norris	M
	<i>P. decussata</i> Hollenberg	M
	<i>P. denudata</i> (Dillwyn) Greville ex Harvey	M
	<i>P. dichotoma</i> Kützing	M
	<i>P. elongata</i> (Hudson) Sprengel	M
	<i>P. exilis</i> Harvey	M
	<i>P. foetidissima</i> Cocks ex Bornet	
	<i>P. fucoides</i> (Hudson) Greville	M
	<i>P. havanensis</i> Montagne	M
	<i>P. howei</i> Hollenberg	M
	<i>P. isogona</i> Harvey	M
	<i>P. scopulorum</i> Harvey	M
	<i>P. scopulorum</i> var. <i>villum</i> (J.Agardh) Hollenberg	M
	<i>P. subtilissima</i> Montagne	M/AD
	<i>P. virgata</i> (C.Agardh) Sprengel	M
	<i>Predaea feldmannii</i> Børgesen	M
	<i>P. masonii</i> (Setchell & N.L.Gardner) De Toni fil.	M
	<i>P. tenuis</i> (M.A.Howe & W.R.Taylor) Bula-Meyer	M
	<i>Pterocladia bartlettii</i> (W.R.Taylor) Santelices	M
	<i>P. caerulescens</i> (Kützing) Santelices & Hommersand	M
	<i>P. caerulescens</i> (Kützing) Santelices & Hommersand	M
	<i>P. capillacea</i> (S.G.Gmelin) Santelices & Hommersand	M
	<i>P. sanctarum</i> (Feldmann & Hamel) Santelices	M
	<i>P. taylorii</i> (Joly) Santelices	M
	<i>Pterosiphonia parasitica</i> (Hudson) Falkenberg	M
	<i>P. parasitica</i> var. <i>australis</i> A.B.Joly & Cordeiro- Marina	M
	<i>P. pennata</i> (C.Agardh) Sauvageau	M
	<i>P. spinifera</i> (Kützing) Ardré	M
	<i>Pterothamnion heteromorphum</i> (J.Agardh) Athanasiadis & Kraft	M
	<i>Ptilothamnion speluncarum</i> (F.S.Collins & Hervey) D.L.Ballantine & M.J.Wynne	M
	<i>Reticulocaulis mucosissimus</i> I.A.Abbott	M
	<i>Rhodophyllis gracilarioides</i> M.A.Howe & W.R.Taylor	M
	<i>R. acanthophora</i> Greville	M
	<i>R. delicatula</i> P.J.L.Dangeard	M
	<i>R. divaricata</i> E.Y.Dawson	M
	<i>R. pseudopalmata</i> (J.V.Lamouroux) P.C.Silva	M
	<i>Rytiphlaea hilariana</i> Greville	M
	<i>Scinaia brasiliensis</i> (A.B.Joly & Cordeiro-Marino) Huisman	M
	<i>S. complanata</i> (F.S.Collins) A.D.Cotton	M
	<i>S. furcellata</i> (Turner) J.Agardh	M
	<i>S.a halliae</i> (Setchell) Huisman	M
	<i>Sebdenia flabellata</i> (J.Agardh) P.G.Parkinson	M
	<i>Sirodotia delicatula</i> Skuja	AD
	<i>Solieria filiformis</i> (Kützing) P.W.Gabrielson	M
	<i>Sonderophycus capensis</i> (Montagne) M.J.Wynne	M
	<i>Spermothamnion investiens</i> (P.L.Crouan & H.M.Crouan) Vickers	M
	<i>S. nonatoi</i> A.B.Joly	M
	<i>Sphaerococcus dendroides</i> Kützing	M
	<i>S. dumosus</i> Martius	M
	<i>Spongites verruculosa</i> Zeller	M

CONTINUA

## APÊNDICE A – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>Spongoclonium caribaeum</i> (Børgesen) M.J.Wynne	M
	<i>Sporolithon africanum</i> (Foslie) J.Afonso-Carillo	M
	<i>S. australasicum</i> (Foslie) N.Yamaguishi-Tomita ex M.J.Wynne	M
	<i>S. episporum</i> (M.A.Howe) E.Y.Dawson	M
	<i>S. erythraeum</i> (Rothpletz) Kylin	M
	<i>S. howei</i> (Lemoine) N.Yamaguishi-Tomita ex M.J.Wynne	M
	<i>S. molle</i> (Heydrich) Heydrich	M
	<i>S. pacificum</i> E.Y.Dawson	M
	<i>S. ptychoides</i> Heydrich	M
	<i>S. tenue</i> R.G.Bahia, G.M.Amado-Filho, G.W.Maneveldt & W.H.Adey	M
	<i>Spyridia aculeata</i> var. <i>disticha</i> Børgesen	M
	<i>S. clavata</i> Kützing	M
	<i>S. filamentosa</i> (Wulfen) Harvey	M
	<i>S. filamentosa</i> var. <i>refracta</i> Harvey	M
	<i>S. hypnoides</i> (Bory de Saint-Vincent) Papenfuss	M
	<i>S. hypnoides</i> subsp. <i>complanata</i> (J.Agardh) M.J.Wynne	M
	<i>S. hypnoides</i> var. <i>disticha</i> (Børgesen) G.W.Lawson & D.M.John	M
	<i>Spyridiocolax capixaba</i> A.B.Joly & E.C.Oliveira	M
	<i>Stenogramma interruptum</i> (C.Agardh) Montagne	M
	<i>Streblocladia corymbifera</i> (C.Agardh) Kylin	M
	<i>Taenioma nanum</i> (Kützing) Papenfuss	M
	<i>T. perpusillum</i> (J.Agardh) J.Agardh	M
	<i>Thamnophyllis discigera</i> (J.Agardh) R.E.Norris	M
	<i>Thuretia bornetii</i> Vickers	M
	<i>Tiffaniella gorgonea</i> (Montagne) Doty & Meñez	M
	<i>Titanoderma pustulatum</i> (J.V.Lamouroux) Nägeli	M
	<i>Titanophora incrustans</i> (J.Agardh) Børgesen	M
	<i>Titanophycus validus</i> (Harvey) Huisman, G.W.Saunders & A.R.Sherwood	M
	<i>Tricleocarpa cylindrica</i> (J.Ellis & Solander) Huisman & Borowitzka	M
	<i>T. fragilis</i> (Linnaeus) Huisman & R.A.Townsend	M
	<i>Womersleya monanthos</i> (J.Agardh) Papenfuss	M
	<i>Wrangelia argus</i> (Montagne) Montagne	M
	<i>W. penicillata</i> (C.Agardh) C.Agardh	M
	<i>Wrightiella tumanowiczii</i> (Gatty ex Harvey) F.Schmitz	M
	<i>Wurdemannia miniata</i> (Sprengel) Feldmann & G.Hamel	M
	<i>Yuzurua poiteaui</i> var. <i>gemmifera</i> (Harvey) M.J.Wynne	M

Legenda: M= Marinho; AD = Água Doce; ND = Não determinado.

Fonte: Modificado de Guiry; Guiry, 2014a.

**APÊNDICE B – Classes e Espécies, pertencentes ao Filo Chlorophyta, identificadas no Brasil.**

Classe	Espécie	Habitat
<b>Chlorophyceae</b>		
	<i>Acrochaete viridis</i> (Reinke) R.Nielsen	ND
	<i>Acutodesmus acuminatus</i> (Lagerheim) Tsarenko	AD
	<i>A. acutiformis</i> (Schröder) Tsarenko & D.M.John	AD
	<i>A. dimorphus</i> (Turpin) Tsarenko	AD
	<i>A. incrassatulus</i> (Bohlin) Tsarenko	AD
	<i>A. obliquus</i> (Turpin) Hegewald & Hanagata	AD
	<i>A. wisconsinensis</i> (G.M.Smith) Tsarenko	AD
	<i>Ankistrodesmus bernardii</i> Komárek	AD
	<i>A. densus</i> Korshikov	AD
	<i>A. falcatus</i> (Corda) Ralfs	AD/T
	<i>A. fasciculatus</i> (Lundberg) Komárková-Legnerová	T
	<i>A. fusiformis</i> Corda ex Korshikov	AD
	<i>A. gracilis</i> (Reinsch) Korshikov	AD
	<i>A. spiralis</i> (W.B.Turner) Lemmermann	AD
	<i>A. tortus</i> Komárek & Comas González	AD
	<i>A. turneri</i> (West & G.S.West) Komárek & Comas González	AD
	<i>Ankyra ancora</i> (G.M.Smith) Fott	AD
	<i>A. judayi</i> (G.M.Smith) Fott	AD
	<i>Aphanochaete vermiculoides</i> Wolle	AD
	<i>Apodochloris polymorpha</i> (Bischoff & Bold) Komárek	T
	<i>A. simplicissima</i> (Korshikov) Komárek	AD
	<i>Balticola capensis</i> (M.A.Pocock) Droop	AD
	<i>B. droebakensis</i> (Wollenweber) Droop	AD
	<i>Bicuspidella sessilis</i> Fott	AD
	<i>Bulbochaete doliiformis</i> Borge	AD
	<i>Carteria hiemale</i> Skvortzov ex C.E.M.Bicudo	AD
	<i>C. lohammari</i> Skuja	AD
	<i>C. lunzensis</i> Pascher & Jahoda	ND
	<i>C. multifilis</i> (Fresenius) O.Dill	AD
	<i>C. plana</i> Pascher	AD
	<i>C. platyrhyncha</i> Ettl	ND
	<i>C. sanpaulensis</i> Skvortzov ex C.E.M.Bicudo	AD
	<i>C. wisconsinensis</i> Huber-Pestalozzi	AD
	<i>Catenococcus tortuosus</i> F.Hindák	AD
	<i>Cephalomonas granulata</i> Higinbotam	AD
	<i>Chaetopeltis minor</i> K.Möbius	ND
	<i>Chaetophora elegans</i> (Roth) C.Agardh	AD
	<i>Characiochloris characioides</i> Pascher	AD
	<i>Characiopodium hindakii</i> (K.W.Lee & Bold) Floyd & S.Watanabe	T
	<i>Characiopsis subulata</i> var. <i>ensiformis</i> (Hermann) Lemmermann	AD
	<i>Characium acuminatum</i> Braun	AD
	<i>C. cucurbitinum</i> C.-C.Jao	AD
	<i>C. obesum</i> W.R.Taylor	AD
	<i>C. ornithocephalum</i> A.Braun	AD
	<i>C. ornithocephalum</i> var. <i>adolescens</i> Printz	AD
	<i>C. pringsheimii</i> A.Braun	AD
	<i>C. rostratum</i> Reinhard ex Printz	AD
	<i>C. strictum</i> A.Braun	AD
	<i>C. transvaalense</i> Cholnoky	AD
	<i>Chlamydocapsa planctonica</i> (West & G.S.West) Fott	AD
	<i>Chlamydomonas actinochloris</i> Deason & H.C.Bold	T
	<i>C. agloiformis</i> Pascher	AD
	<i>C. debaryana</i> Goroschankin	AD/T
	<i>C. debaryana</i> var. <i>micropapillata</i> Gerloff	AD
	<i>C. epibiotica</i> H.Ettl	AD/T

CONTINUA

## APÊNDICE B – Continuação

Classe	Espécie	Habitat
	<i>C. globosa</i> J.W.Snow	AD/T
	<i>C. gloeopara</i> Rodhe & Skuja	AD/T
	<i>C. gracilis</i> J.W.Snow	AD/T
	<i>C. lunata</i> Pascher & R.Jahoda	ND
	<i>C. microscopica</i> G.S.West	AD
	<i>C. microsphaerella</i> Pascher & Jahoda	AD/T
	<i>C. minutissima</i> Korshikov	AD/T
	<i>C. noctigama</i> Korschikov	ND
	<i>C. parisii</i> Bourrelly	AD
	<i>C. pertyi</i> Gorozh.	AD
	<i>C. planctogloea</i> Skuja	AD
	<i>C. pseudopertusa</i> Ettl	AD
	<i>C. pseudotarda</i> Bourrelly	AD
	<i>C. rattuli</i> Korshikov	AD
	<i>C. reinhardtii</i> P.A.Dangeard	ND
	<i>C. sagittula</i> Skuja	AD/T
	<i>C. simplex</i> Pascher	AD
	<i>C. sordida</i> Ettl	AD
	<i>C. tetravacuolata</i> Ettl	AD
	<i>C. tremulans</i> Skuja	AD
	<i>C. virgata</i> Pascher	AD
	<i>Chlorogonium gracile</i> Matvienko	AD
	<i>C. hiemale</i> J.Schiller	AD
	<i>Chlorolobion braunii</i> (Nägeli) Komárek	AD
	<i>Chloromonas frigida</i> Gerloff & Ettl	AD
	<i>C. pumilio</i> H.Ettl	AD
	<i>C. typhlos</i> (Gerloff) Matsuzaki, Y.Hara & Nozaki	AD/T
	<i>Choricystis komarekii</i> Comas	AD
	<i>C. minor</i> (Skuja) Fott	AD
	<i>Coccomonas orbicularis</i> F.Stein	AD
	<i>Coelastrella terrestris</i> (Reisigl) Hegewald & N.Hanagata	T
	<i>Coelastrum astroideum</i> De Notaris	AD
	<i>C. cambricum</i> var. <i>cristata</i> Kammerer	AD
	<i>C. microporum</i> Nägeli	AD
	<i>C. proboscideum</i> Bohlin	AD
	<i>C. pseudomicroporum</i> Korshikov	AD
	<i>C. pulchrum</i> Schmidle	AD
	<i>C. sphaericum</i> Nägeli	AD
	<i>C. verrucosum</i> (Reinsch) Reinsch	AD
	<i>Coenochloris fottii</i> (Hindák) Tsarenko	AD
	<i>C. granulata</i> L.Krienitz	AD
	<i>C. hindakii</i> Komárek	AD
	<i>C. piscinalis</i> Fott	AD/T
	<i>Coenococcus planctonicus</i> Korshikov	ND
	<i>Coenocystis asymmetrica</i> Komárek	AD
	<i>C. helvetica</i> (Hindák) Hindák	AD
	<i>C. subcylindrica</i> Korshikov	AD
	<i>Comasiella arcuata</i> var. <i>platydisca</i> (G.M.Smith) E.Hegewald & M.Wolf	AD
	<i>Crucigenia emarginata</i> (West & G.S.West) Schmidle	AD
	<i>Cylindrocapsa conferta</i> West	AD
	<i>Desmococcus olivaceus</i> (Persoon ex Acharius) J.R.Laundon	ND
	<i>Desmodesmus abundans</i> (Kirchner) E.Hegewald	AD
	<i>D. armatus</i> (R.Chodat) E.Hegewald	AD
	<i>D. armatus</i> var. <i>bicaudatus</i> (Guglielmetti) E.Hegewald	AD
	<i>D. armatus</i> var. <i>boglariensis</i> Hortob.	AD
	<i>D. asymmetricus</i> (Schröder) E.Hegewald	AD
	<i>D. bicaudatus</i> (Dedusenko) P.M.Tsarenko	AD

CONTINUA

## APÊNDICE B – Continuação

Classe	Espécie	Habitat
	<i>D. communis</i> (E.Hegewald) E.Hegewald	AD
	<i>D. denticulatus</i> (Lagerheim) S.S.An, T.Friedl & E.Hegewald	AD
	<i>D. denticulatus</i> var. <i>linearis</i> (Hansgirg) E.Hegewald	ND
	<i>D. dispar</i> (Brébisson) E.Hegewald	AD
	<i>D. granulatus</i> (West & G.S.West) P.Tsarenko	AD
	<i>D. hystrix</i> (Lagerheim) E.Hegewald	AD
	<i>D. intermedius</i> (Chodat) E.Hegewald	AD
	<i>D. komarekii</i> (E.H.Hegewald) E.H.Hegewald	AD
	<i>D. lefevrei</i> (Deflandre) S.S.An, T.Friedl & E.H.Hegewald	AD
	<i>D. lefevrei</i> var. <i>muzzanensis</i> (Huber-Pestalozzi) S.S.An, T.Friedl & E.Hegewald	AD
	<i>D. magnus</i> (Meyen) P.Tsarenko	AD
	<i>D. maximus</i> (West & G.S.West) E.H.Hegewald	M
	<i>D. maximus</i> (West & G.S.West) E.H.Hegewald	ND
	<i>D. opoliensis</i> (P.G.Richter) E.Hegewald	AD
	<i>D. opoliensis</i> var. <i>alatus</i> (N.Dedusenko-Shchegoleva) E.Hegewald	AD
	<i>D. opoliensis</i> var. <i>carinatus</i> (Lemmermann) E.Hegewald	AD
	<i>D. opoliensis</i> var. <i>mononensis</i> (Chodat) E.Hegewald	AD
	<i>D. pannonicus</i> (Hortobágyi) E.Hegewald	AD
	<i>D. perforatus</i> (Lemmermann) E.Hegewald	AD
	<i>D. perforatus</i> (Lemmermann) E.Hegewald	ND
	<i>D. protuberans</i> (F.E.Fritsch & M.F.Rich) E.Hegewald	AD
	<i>D. serratus</i> (Corda) S.S.An, T.Friedl & E.Hegewald	AD
	<i>D. spinosus</i> (Chodat) E.Hegewald	AD
	<i>Dimorphococcus lunatus</i> A.Braun	AD
	<i>Dispota globosa</i> C.E.M.Bicudo & R.M.T.Bicudo	AD
	<i>Draparnaldia glomerata</i> (Vaucher) C.Agarth	AD
	<i>Echinosphaeridium nordstedtii</i> Lemmermann	AD
	<i>Enallax costatus</i> (Schmidle) Pascher	AD
	<i>Eudorina elegans</i> Ehrenberg	AD
	<i>E. unicocca</i> G.M.Smith	AD
	<i>Eutetramorus tetrasporus</i> Komárek	AD
	<i>Gloeocystis vesiculosa</i> Nägeli	AD/T
	<i>Gloeomonas mamillosa</i> Menezes	AD
	<i>G. tubulosa</i> (Pascher & Jahoda) Ettl	AD
	<i>Golenkinia paucispina</i> West & G.S.West	AD
	<i>G. radiata</i> Chodat	AD
	<i>Gonium formosum</i> Pascher	AD
	<i>G. multicoecum</i> M.A.Pocock	AD
	<i>G. pectorale</i> O.F.Müller	AD
	<i>Gregiochloris jolyi</i> (C.E.M.Bicudo & R.M.T.Bicudo) P.Marvan, J.Komárek & A.Comas	AD
	<i>Gyoerffyana humicola</i> Kol & Chodat	AD
	<i>Haematococcus pluviialis</i> Flotow	AD
	<i>Hariotina polychorda</i> (Korshikov) E.Hegewald	AD
	<i>H. reticulata</i> P.A.Dangeard	AD
	<i>Hydrodictyon reticulatum</i> (Linnaeus) Bory de Saint-Vincent	AD
	<i>Kirchneriella aperta</i> Teiling	AD
	<i>K. diana</i> (Bohlin) Comas Gonzalez	ND
	<i>K. diana</i> var. <i>major</i> (Korshikov) Comas Gonzales	AD
	<i>K. irregularis</i> (G.M.Smith) Korshikov	AD
	<i>K. lunaris</i> (Kirchner) K.Möbius	AD
	<i>K. obesa</i> (West) West & G.S.West	AD
	<i>Lemmermannia komarekii</i> (Hindák) C.Bock & Krienitz	AD
	<i>Lobomonas tubulata</i> Menezes	AD
	<i>Microspora amoena</i> (Kützing) Rabenhorst	AD
	<i>M. tumidula</i> Hazen	AD

CONTINUA

## APÊNDICE B – Continuação

Classe	Espécie	Habitat
	<i>M. willeana</i> Lagerheim	AD
	<i>M. wittrockii</i> (Wille) Lagerheim	ND
	<i>Monactinus simplex</i> (Meyen) Corda	AD
	<i>Monoraphidium arcuatum</i> (Korshikov) Hindák	AD
	<i>M. caribeum</i> Hindák	AD
	<i>M. circinale</i> (Nygaard) Nygaard	AD
	<i>M. contortum</i> (Thuret) Komárková-Legnerová	AD
	<i>M. convolutum</i> (Corda) Komárková-Legnerová	AD
	<i>M. dybowskii</i> (Woloszynska) Hindák & Komárkova Legnerová	AD
	<i>M. fontinale</i> Hindák	AD
	<i>M. griffithii</i> (Berkeley) Komárková-Legnerová	AD
	<i>M. indicum</i> Hindák	AD
	<i>M. irregulare</i> (G.M.Smith) Komárková-Legnerová	AD
	<i>M. komarkovae</i> Nygaard	AD
	<i>M. littorale</i> Hindák	AD
	<i>M. minutum</i> (Nägeli) Komárková-Legnerová	AD
	<i>M. mirabile</i> (West & G.S.West) Pankow	AD
	<i>M. nanum</i> (Ettl) Hindák	AD/T
	<i>M. obtusum</i> (Korshikov) Komárková-Legnerová	AD
	<i>M. pusillum</i> (Printz) Komárková-Legnerová	AD
	<i>M. saxatile</i> Komárková-Legnerová	AD
	<i>M. subclavatum</i> Nygaard	AD
	<i>M. tortile</i> (West & G.S.West) Komárková-Legnerová	AD
	<i>Neochloris pseudostigmatica</i> Bischoff & H.C.Bold	T
	<i>Oedogonium arcyosporum</i> Nordstedt	AD
	<i>O. areolatum</i> Lagerheim ex Hirn	AD
	<i>O. argenteum</i> Hirn	AD
	<i>O. bifforme</i> Nordstedt ex Hirn	AD
	<i>O. crassum</i> Wittrock ex Hirn	AD
	<i>O. crenulocostatum</i> Wittrock ex Hirn	AD
	<i>O. crispum</i> Wittrock ex Hirn	AD
	<i>O. dictyosporum</i> Wittrock ex Hirn	AD
	<i>O. hoehnei</i> Borge	AD
	<i>O. lageniforme</i> Hirn	AD
	<i>O. landsboroughii</i> Wittrock ex Hirn	AD
	<i>O. pringsheimii</i> C.E.Cramer ex Hirn	AD
	<i>O. pusillum</i> Kirchner ex Hirn	AD
	<i>O. reinschii</i> J.Roy ex Hirn	AD
	<i>O. sol</i> Hirn	AD
	<i>O. tapeinosporum</i> Wittrock ex Hirn	AD
	<i>Ooplanctella planoconvexa</i> (Hindák) Pazoutova, Skaloud & Nemjova	AD
	<i>Palmella mucosa</i> Kützing	AD
	<i>Pandorina morum</i> (O.F.Müller) Bory de Saint-Vincent	AD
	<i>P. smithii</i> Chodat	AD
	<i>Parapediastrum biradiatum</i> (Meyen) E.Hegewald	ND
	<i>Pectinodesmus regularis</i> (Svirenko) E.Hegewald, M.Wolf, Al.Keller, Friedl & Krienitz	AD
	<i>Pediastrum angulosum</i> Ehrenberg ex Meneghini	AD
	<i>P. duplex</i> Meyen	AD
	<i>P. duplex</i> var. <i>punctatum</i> (Willi Krieger) Parra	AD
	<i>Phacotus lenticularis</i> (Ehrenberg) Deising	AD
	<i>P. minusculus</i> Bourrelly	AD
	<i>Phaeophila endophytum</i> (M.Möbius) R.Nielsen	ND
	<i>Pleodorina californica</i> W.R.Shaw	AD
	<i>P. illinoisensis</i> Kofoid	AD
	<i>P. sphaerica</i> Iyengar	AD
	<i>Poloidion didymos</i> Pascher	AD

CONTINUA

## APÊNDICE B – Continuação

Classe	Espécie	Habitat
	<i>Polyedriopsis spinulosa</i> (Schmidle) Schmidle	AD
	<i>Protococcus affinis</i> Dickie	ND
	<i>Pseudagloë polychloris</i> (Pascher) K.I.Meyer	ND
	<i>Pseudokirchneriella elongata</i> (G.M.Smith) F.Hindák	AD
	<i>Pseudopediastrum boryanum</i> (Turpin) E.Hegewald	AD
	<i>Pseudotetrastrum punctatum</i> (Schmidle) Hindák	ND
	<i>Pteromonas aequiciliata</i> (Gicklhorn) Bourrelly	AD
	<i>P. angulosa</i> Lemmermann	AD
	<i>P. angulosa</i> var. <i>obtusata</i> Skvortzov	AD
	<i>P. pseudoangulosa</i> L.Péterfi	AD
	<i>Quadrigula closterioides</i> (Bohlin) Printz	AD
	<i>Q. pfitzeri</i> (Schröder) G.M.Smith	AD
	<i>Radiococcus nimbatus</i> (De Wildeman) Schmidle	AD
	<i>R. planktonicus</i> J.W.G.Lund	AD
	<i>R. polycoccus</i> (Korshikov) I.Kostikov, T.Darienko, A.Lukesová & L.Hoffmann	ND
	<i>Raphidocelis danubiana</i> (Hindák) Marvan, Komárek & Comas	AD
	<i>R. microscopica</i> (Nygaard) Marvan, Komárek & Comas	AD
	<i>R. roselata</i> (Hindák) Marvan, Komárek & Comas	AD
	<i>R. subcapitata</i> (Korshikov) Nygaard, Komárek, J.Kristiansen & O.M.Skulberg	AD
	<i>Rusalka fusiformis</i> (Matvienko) T.Nakada	AD
	<i>Scenedesmus acuminatus</i> (Lagerheim) Chodat	ND
	<i>S. arcuatus</i> (Lemmermann) Lemmermann	AD
	<i>S. asymmetricus</i> var. <i>multispinosus</i> Hortobágyi	AD
	<i>S. baculiformis</i> Chodat	AD
	<i>S. bijuga</i> (Turpin) Lagerheim	ND
	<i>S. bijuga</i> var. <i>disciformis</i> (Chodat) C.R.Leite	AD
	<i>S. bijugus</i> (Turpin) Lagerheim	AD
	<i>S. brevispina</i> (G.M.Smith) R.Chodat	AD
	<i>S. caribeanus</i> Kom.	AD
	<i>S. caudato-aculeolatus</i> Chodat	AD
	<i>S. caudatus</i> Corda	ND
	<i>S. communis</i> E.Hegewald	ND
	<i>S. curvatus</i> Bohlin	AD
	<i>S. ecornis</i> (Ehrenberg) Chodat	AD
	<i>S. ellipticus</i> Corda	AD
	<i>S. heteracanthus</i> P.González	AD
	<i>S. indicus</i> Philipose	AD
	<i>S. obliquus</i> (Turpin) Kützing	AD
	<i>S. obtusus</i> Meyen	AD
	<i>S. parisiensis</i> Chodat	AD
	<i>S. quadricauda</i> (Turpin) Brébisson	AD
	<i>S. securiformis</i> Playfair	AD
	<i>S. subspicatus</i> Chodat	ND
	<i>S. tetradesmiformis</i> (Wolosz.) Chodatě	AD
	<i>Schizomeris leibleinii</i> Kützing	AD
	<i>Schroederia indica</i> Philipose	AD
	<i>S. setigera</i> (Schröder) Lemmermann	AD
	<i>S. spiralis</i> (Printz) Korshikov	AD
	<i>Selenastrum bibraianum</i> Reinsch	AD
	<i>S. gracile</i> Reinsch	AD
	<i>S. rinoi</i> Komárek & Comas	AD
	<i>Selenochloris lobata</i> (J.Schiller) Pascher	M
	<i>S. stigmatophora</i> (Korshikov) Ettl	M
	<i>Sorastrum americanum</i> (Bohlin) Schmidle	AD
	<i>S. spinulosum</i> Nägeli	AD

CONTINUA



## APÊNDICE B – Continuação

Classe	Espécie	Habitat
	<i>Sphaerello cystis ampla</i> (Kützing) Nováková	AD
	<i>Sphaerobotrys fluvialis</i> Butcher	ND
	<i>Sphaerochloris asymmetrica</i> (Hindák) Hindák	AD
	<i>Sphaerocystis schroeteri</i> Chodat	T
	<i>Spondylomorom quaternarium</i> Ehrenberg	AD
	<i>Stauridium tetras</i> (Ehrenberg) E.Hegewald	AD
	<i>Stigeoclonium farctum</i> Berthold	AD
	<i>S. fasciculare</i> Kützing	AD
	<i>S. lubricum</i> (Dillwyn) Kützing	ND
	<i>S. tenue</i> (C.Agardh) Kützing	AD
	<i>S. thermale</i> A.Braun	AD
	<i>Tabris heimii</i> (Bourrelly) Nakada	AD
	<i>T. heimii</i> (Bourrelly) Nakada	ND
	<i>Tetrademus lunatus</i> Korshikov	AD
	<i>Tetraëdriella regularis</i> (Kützing) Fott	AD
	<i>Tetraëdron bifurcatum</i> (Wille) Lagerheim	AD
	<i>T. caudatum</i> (Corda) Hansgirg	AD
	<i>T. gracile</i> (Reinsch) Hansgirg	AD
	<i>T. hemisphaericum</i> Skuja	AD
	<i>T. incus</i> (Teiling) G.M.Smith	AD
	<i>T. lobulatum</i> (Nägeli) Hansgirg	AD
	<i>T. lobulatum</i> var. <i>triangulare</i> Playfair	AD
	<i>T. minimum</i> (A.Braun) Hansgirg	T
	<i>T. minimum</i> var. <i>scrobiculatum</i> Lagerheim	AD
	<i>T. planctonicum</i> G.M.Smith	AD
	<i>T. regulare</i> Kützing	ND
	<i>T. regulare</i> var. <i>granulatum</i> Prescott	AD
	<i>T. triangulare</i> Korshikov	AD
	<i>T. trigonum</i> (Nägeli) Hansgirg	AD
	<i>T. trilobulatum</i> (Reinsch) Hansgirg	AD
	<i>T. tumidulum</i> (Reinsch) Hansgirg	AD
	<i>Tetrallantos lagerheimii</i> Teiling	AD
	<i>Tetranephris brasiliensis</i> C.R.Leite & C.E.M.Bicudo	AD
	<i>Tetrasporidium javanicum</i> K.Möbius	AD
	<i>Tetrastrum elegans</i> Playfair	AD
	<i>T. glabrum</i> (Y.V.Roll) Ahlstrom & Tiffany	AD
	<i>T. heteracanthum</i> (Nordstedt) Chodat	AD
	<i>T. staurogeniiforme</i> (Schröder) Lemmermann	AD
	<i>T. triangulare</i> (Chodat) Komárek	AD
	<i>Thorakochloris planktonica</i> B.Fott	AD
	<i>Treubaria crassispina</i> G.M.Smith	AD
	<i>T. schmidlei</i> (Schröder) Fott & Kováčik	AD
	<i>T. triappendiculata</i> C.Bernard	AD
	<i>Verrucodesmus verrucosus</i> (Y.V.Roll) E.Hegewald	AD
	<i>Vitreochlamys cylindrica</i> (Skuja) Maidana & Vigna	AD
	<i>V. fluvialis</i> (Stein) Batko	AD
	<i>V. lefevrei</i> (Bourrelly) Menezes & C.E.M.Bicudo	AD
	<i>Volvox aureus</i> Ehrenberg	AD
	<i>Volvolina steinii</i> Playfair	AD
	<i>Westella botryoides</i> (West) De Wildeman	AD
	<i>Westellopsis linearis</i> (G.M.Smith) C.-C.Jao	AD
	<i>Willea rectangularis</i> (A.Braun) D.M.John, M.J.Wynne & P.M.Tsarenko	AD
<b>Pedinophyceae</b>		
	<i>Pedinomonas minutissima</i> Skuja	M
	<i>Resultomonas moestrupii</i> Marin	M
<b>Trebouxiophyceae</b>		
	<i>Actinastrum aciculare</i> Playfair	AD

CONTINUA

## APÊNDICE B – Continuação

Classe	Espécie	Habitat
	<i>A. gracillimum</i> var. <i>elongatum</i> (G.M.Smith) B.Fott	AD
	<i>A. hantzschii</i> Lagerheim	AD
	<i>A. raphidioides</i> (Reinsch) Brunthaler	AD
	<i>Botryococcus braunii</i> Kützing	AD
	<i>B. terribilis</i> Komárek & Marvan	AD
	<i>Chlorella minutissima</i> Fott & Nováková	T
	<i>C. oocystoides</i> Hindak	AD
	<i>C. vulgaris</i> Beyerinck [Beijerinck]	AD/T
	<i>C. vulgaris</i> var. <i>autotrophica</i> (Shihira & Krauss) Fott & Nováková	T
	<i>Chodatellopsis elliptica</i> Korshikov	AD
	<i>Closteriopsis acicularis</i> (Chodat) J.H.Belcher & Swale	AD
	<i>C. longissima</i> (Lemmermann) Lemmermann	AD
	<i>C. longissima</i> var. <i>africana</i> (Hindák) Hindák	T
	<i>C. longissima</i> var. <i>tropica</i> West & G.S.West	T
	<i>C. scolia</i> A.Comas	ND
	<i>Coronastrum aestivale</i> R.H.Thompson	AD
	<i>C. ellipsoideum</i> Fott	AD
	<i>Crucigenia fenestrata</i> (Schmidle) Schmidle	AD
	<i>C. quadrata</i> Morren	AD
	<i>C. tetrapedia</i> (Kirchner) Kuntze	AD
	<i>Crucigeniella apiculata</i> (Lemmermann) Komárek	ND
	<i>Desmococcus olivaceus</i> (Persoon ex Acharius) J.R.Laundon	T
	<i>Desmodesmus bicellularis</i> (R.Chodat) S.S.An, T.Friedl & E.Hegewald	AD
	<i>Dicellula geminata</i> (Printz) Korshikov	AD
	<i>Dichotomococcus curvatus</i> Korshikov	AD
	<i>Dicloster acuatus</i> C.-C.Jao, Y.S.Wei & H.C.Hu	AD
	<i>Dictyosphaerium chlorelloides</i> (Nauman) Komárek & Perman	AD/T
	<i>D. ehrenbergianum</i> Nägeli	AD
	<i>Eremosphaera viridis</i> De Bary	AD
	<i>Franceia amphitricha</i> (Lagerheim) Hegewald	AD
	<i>F. echidna</i> (Bohlin) Bourrelly	AD
	<i>F.ranceia javanica</i> (Bernard) Hortobágyi	AD
	<i>Granulocystopsis coronata</i> (Lemmermann) Hindák	AD
	<i>G. decorata</i> (Svirenko) P.M.Tsarenko	ND
	<i>Hindakia fallax</i> (Komárek) C. Bock, Proschold & Krienitz	ND
	<i>H. tetrachotoma</i> (Printz) C.Bock, Proschold & Krienitz	AD
	<i>Johannesbaptistia pellucida</i> (Dickie) W.R.Taylor & Drouet	M
	<i>Lagerheimia citriformis</i> (J.W.Snow) Collins	AD
	<i>L. longiseta</i> (Lemmermann) Printz	AD
	<i>L. subsalsa</i> Lemmermann	AD
	<i>L. tetraedriensis</i> Y.V.Roll	AD
	<i>Micractinium belenophorum</i> (Korshikov) T.Proschold, C.Block, W.Luo & L.Kreinitz	AD
	<i>M. bornhemiense</i> (W.Conrad) Korshikov	AD
	<i>M. crassisetum</i> Hortobágyi	AD
	<i>M. parvisetum</i> Walton	AD
	<i>M. pusillum</i> Fresenius	AD
	<i>Mucidosphaerium pulchellum</i> (H.C.Wood) C.Bock, Proschold & Krienitz	AD
	<i>Mychonastes elegans</i> (Bachmann) Krienitz, C.Bock, Dadheech & Proschold	ND
	<i>M. homosphaera</i> (Skuja) Kalina & Puncochárová	T
	<i>Nephrochlamys allanthoidea</i> Korshikov	AD
	<i>N. danica</i> Komárek	AD
	<i>N. rostrata</i> Nygaard, Komárek, J.Kristiansen & O.M.Skulberg	AD
	<i>N. willeana</i> (Printz) Korshikov	AD
	<i>Nephrocytium agardhianum</i> Nägeli	AD
	<i>N.cytium lunatum</i> West	AD

CONTINUA

## APÊNDICE B – Continuação

Classe	Espécie	Habitat
	<i>N.cytium perseverans</i> Printz	AD
	<i>N.cytium schilleri</i> (Kammerer) Comas González	AD
	<i>Oocystella nephrocytioides</i> (Fott & Cado) Hindák	AD
	<i>O. tainoensis</i> (Komárek) F.Hindák	ND
	<i>Oocystis borgei</i> J.W.Snow	AD
	<i>O. elliptica</i> West	AD
	<i>O. lacustris</i> Chodat	AD
	<i>O. marssonii</i> Lemmermann	AD
	<i>O. naegelii</i> A.Braun	AD
	<i>O. pusilla</i> Hansgirg	AD
	<i>O. rhomboidea</i> Fott	AD
	<i>O. solitaria</i> Wittrock	AD
	<i>O. submarina</i> Lagerheim	M/AD
	<i>Pachycladella umbrina</i> (G.M.Smith) P.C.Silva	AD
	<i>Parachlorella kessleri</i> (Fott & Nováková) Krienitz, E.H.Hegewald, Hepperle, V.Huss, T.Rohr & M.Wolf	T
	<i>Prasiola minuta</i> Dickie	ND
	<i>P. velutina</i> (Lyngbye) Trevisan	T
	<i>Pseudodidymocystis fina</i> (Komárek) E.Hegewald & Deason	ND
	<i>P. lineata</i> (Korshikov) F.Hindák	ND
	<i>P. planctonica</i> (Korshikov) E.Hegewald & Deason	AD
	<i>Quadricoccus ellipticus</i> Hortobágyi	AD
	<i>Q. laevis</i> Fott	AD
	<i>Selenodictyon brasiliense</i> G.Uherkovich & A.Schmidt ex A.Comas & J.Komárek	ND
	<i>Siderocelis ornata</i> (Fott) Fott	AD
	<i>Stichococcus contortus</i> (Lemmermann) Hindák	ND
	<i>Willea apiculata</i> (Lemmermann) D.M.John, M.J.Wynne & P.M.Tsarenko	ND
	<i>W. crucifera</i> (Wolle) D.M.John, M.J.Wynne & P.M.Tsarenko	AD
	<i>W. rectangularis</i> (A.Braun) D.M.John, M.J.Wynne & P.M.Tsarenko	ND
<b>Ulvophyceae</b>		
	<i>Acetabularia caliculus</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>A. crenulata</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>A. myriospora</i> A.B.Joly & Cordeiro-Marina	M
	<i>A. schenckii</i> K.Möbius	M
	<i>Anadyomene lacerata</i> D.S.Littler & M.M.Littler	M
	<i>A. linkiana</i> D.S.Littler & M.M.Littler	M
	<i>A. pavonina</i> (J.Agardh) Wille	M
	<i>A. rhizoidifera</i> A.B.Joly & S.Pereira	M
	<i>A. saldanhae</i> A.B.Joly & E.C.Oliveira	M
	<i>A. stellata</i> (Wulfen) C.Agardh	M
	<i>Avrainvillea elliotii</i> A.Gepp & E.S.Gepp	M
	<i>A. longicaulis</i> (Kützing) G.Murray & Boodle	M
	<i>A. nigricans</i> Decaisne	M
	<i>Basicladia emedii</i> C.K. Peres & C.C.Z. Branco	AD
	<i>Blastophysa rhizopus</i> Reinke	M
	<i>Blidingia marginata</i> (J.Agardh) P.J.L.Dangeard	M
	<i>B. minima</i> (Nägeli ex Kützing) Kylin	M
	<i>Bolbocoleon jolyi</i> Yamaguishi-Tomita	M
	<i>B. piliferum</i> N.Pringsheim	M
	<i>Boodlea composita</i> (Harvey) F.Brand	M
	<i>Boodleopsis pusilla</i> (F.S.Collins) W.R.Taylor, A.B.Joly & Bernatowicz	M
	<i>B. vaucherioidea</i> Caleron-Saenz & Schnetter	M
	<i>Bryopsis caespitosa</i> Suhr ex Kützing	M
	<i>B. corymbosa</i> J.Agardh	M
	<i>B. hypnoides</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>B. indica</i> A.Gepp & E.S.Gepp	M

CONTINUA

## APÊNDICE B – Continuação

Classe	Espécie	Habitat
	<i>B. pennata</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>B. pennata</i> var. <i>secunda</i> (Harvey) Collins & Hervey	M
	<i>B. plumosa</i> (Hudson) C.Agardh	M
	<i>B. ramulosa</i> Montagne	M
	<i>B. spinescens</i> G.Zeller	M
	<i>Caulerpa ashmeadii</i> Harvey	M
	<i>C. brachypus</i> Harvey	M
	<i>C. brachypus</i> var. <i>brasiliانا</i> A.B.Joly & Semir	M
	<i>C. brachypus</i> var. <i>nordestina</i> A.B.Joly & Semir	M
	<i>C. chemnitzia</i> (Esper) J.V.Lamouroux	M
	<i>C. cupressoides</i> (Vahl) C.Agardh	M
	<i>C. cupressoides</i> f. <i>disticha</i> Weber-van Bosse	M
	<i>C. cupressoides</i> var. [ <i>lycopodium</i> ] f. <i>elegans</i> (P.L.Crouan & H.M.Crouan) Weber-van Bosse	M
	<i>C. cupressoides</i> var. <i>flabellata</i> Børgesen	M
	<i>C. cupressoides</i> var. <i>lycopodium</i> Weber-van Bosse	M
	<i>C. cupressoides</i> var. <i>mamillosa</i> (Montagne) Weber-van Bosse	M
	<i>C. cupressoides</i> var. <i>serrata</i> (Kützing) Weber-van Bosse	M
	<i>C. cupressoides</i> var. <i>turneri</i> Weber-van Bosse	M
	<i>C. fastigiata</i> Montagne	M
	<i>C. floridana</i> W.R.Taylor	M
	<i>C. kempfii</i> A.B.Joly & S.M.B.Pereira	M
	<i>C. lamourouxii</i> (Turner) C.Agardh	M
	<i>C. lanuginosa</i> J.Agardh	M
	<i>C. mexicana</i> Sonder ex Kützing	M
	<i>C. microphysa</i> (Weber-van Bosse) Feldmann	M
	<i>C. murrayi</i> Weber-van Bosse	M
	<i>C. paspaloides</i> (Bory de Saint-Vincent) Greville	M
	<i>C. prolifera</i> (Forsskål) J.V.Lamouroux	M
	<i>C. pusilla</i> (Kützing) J.Agardh	M
	<i>C. pusilla</i> var. <i>mucronata</i> A.B.Joly & Sazima	M
	<i>C. racemosa</i> (Forsskål) J.Agardh	M
	<i>C. racemosa</i> var. <i>macrophysa</i> (Sonder ex Kützing) W.R.Taylor	M
	<i>C. racemosa</i> var. <i>occidentalis</i> (J.Agardh) Børgesen	M
	<i>C. racemosa</i> var. <i>turbinata</i> (J.Agardh) Eubank	M
	<i>C. scalpelliformis</i> (R.Brown ex Turner) C.Agardh	M
	<i>C. scalpelliformis</i> var. <i>denticulata</i> (Decaisne) Weber-van Bosse	M
	<i>C. scalpelliformis</i> var. <i>intermedia</i> Weber-van Bosse	M
	<i>C. sedoides</i> C.Agardh	M
	<i>C. selago</i> (Turner) C.Agardh	M
	<i>C. serrulata</i> (Forsskål) J.Agardh	M
	<i>C. serrulata</i> var. <i>pectinata</i> (Weber-van Bosse) W.R.Taylor	M
	<i>C. sertularioides</i> (S.G.Gmelin) M.A.Howe	M
	<i>C. sertularioides</i> f. <i>longiseta</i> (Bory de Saint-Vincent) Svedelius	M
	<i>C. taxifolia</i> (M.Vahl) C.Agardh	M
	<i>C. verticillata</i> J.Agardh	M
	<i>C. webbiana</i> f. <i>disticha</i> Vickers	M
	<i>C. webbiana</i> f. <i>tomentella</i> (Harvey ex J.Agardh) Weber-van Bosse	M
	<i>C. webbiana</i> Montagne	M
	<i>Caulerpella ambigua</i> (Okamura) Prud'homme van Reine & Lokhorst	M
	<i>Cephaleuros virescens</i> Kunze ex E.M.Fries	T
	<i>Chaetomorpha aerea</i> (Dillwyn) Kützing	M/AD
	<i>C. antennina</i> (Bory de Saint-Vincent) Kützing	M
	<i>C. brachygona</i> Harvey	M
	<i>C. clavata</i> Kützing	M
	<i>C. crassa</i> (C.Agardh) Kützing	M
	<i>C. gracilis</i> Kützing	M

CONTINUA

## APÊNDICE B – Continuação

Classe	Espécie	Habitat
	<i>C. ligustica</i> (Kützinger) Kützinger	M/AD
	<i>C. linum</i> (O.F.Müller) Kützinger	M/AD
	<i>C. minima</i> F.S.Collins & Hervey	M
	<i>C. nodosa</i> Kützinger	M
	<i>C. pachynema</i> (Montagne) Kützinger	M
	<i>C. saccata</i> (Kützinger) Kützinger	M
	<i>C. vieillardii</i> (Kützinger) M.J.Wynne	M
	<i>Chamaedoris peniculum</i> (J.Ellis & Solander) Kuntze	M
	<i>Cladophora albida</i> (Nees) Kützinger	M
	<i>C. brasiliana</i> G.Martens	M
	<i>C. catenata</i> (Linnaeus) Kützinger	M
	<i>C. coelothrix</i> Kützinger	M
	<i>C. corallicola</i> Børgesen	M
	<i>C. crispula</i> Vickers	M
	<i>C. crucigera</i> Grunow	M
	<i>C. dalmatica</i> Kützinger	M
	<i>C. echinus</i> (Biaosoletto) Kützinger	M
	<i>C. flexuosa</i> (O.F.Müller) Kützinger	M
	<i>C. glomerata</i> (Linnaeus) Kützinger	M/AD
	<i>C. hilarii</i> Greville	M
	<i>C. laetevirens</i> (Dillwyn) Kützinger	M
	<i>C. lehmanniana</i> (Lindenberg) Kützinger	M
	<i>C. longicellulata</i> Hoek	M
	<i>C. minuta</i> Dickie	M
	<i>C. montagneana</i> Kützinger	M
	<i>C. ordinata</i> (Børgesen) C.Hoek	M
	<i>C. pellucida</i> (Hudson) Kützinger	M
	<i>C. pellucidoidea</i> Hoek	M
	<i>C. prolifera</i> (Roth) Kützinger	M
	<i>C. rupestris</i> (Linnaeus) Kützinger	M
	<i>C. sericea</i> (Hudson) Kützinger	M
	<i>C. socialis</i> Kützinger	M
	<i>C. subvaricosa</i> G.Dickie	M
	<i>C. vagabunda</i> (Linnaeus) Hoek	M
	<i>C. viridifusca</i> (Montagne) Montagne	ND
	<i>Cladophoropsis macromeres</i> W.R.Taylor	M
	<i>C. membranacea</i> (Hofman Bang ex C.Agardh) Børgesen	M
	<i>Codium decorticatum</i> (Woodward) M.A.Howe	M
	<i>C. intertextum</i> Collins & Hervey	M
	<i>C. isthmocladum</i> Vickers	M
	<i>C. lineare</i> C.Agardh	M
	<i>C. pernambucense</i> Oliveira-Carvalho & S.M.B.Pereira	M
	<i>C. profundum</i> P.C.Silva & M.E.Chacana	M
	<i>C. repens</i> P.L.Crouan & H.M.Crouan	M
	<i>C. spongiosum</i> Harvey	M
	<i>C. taylorii</i> P.C.Silva	M
	<i>C. tomentosum</i> Stackhouse	M
	<i>Dasycladus vermicularis</i> (Scopoli) Krasser	M
	<i>Derbesia marina</i> (Lyngbye) Solier	M
	<i>D. tenuissima</i> (Moris & De Notaris) P.L.Crouan & H.M.Crouan	M
	<i>D. vaucheriiformis</i> (Harvey) J.Agardh	M
	<i>Dictyosphaeria cavernosa</i> (Forsskål) Børgesen	M
	<i>D. ocellata</i> (M.A.Howe) Olsen-Stojkovich	M
	<i>D. versluysii</i> Weber-van Bosse	M
	<i>Enteromorpha bulbosa</i> (Suhr) Montagne	M
	<i>Ernodesmis verticillata</i> (Kützinger) Børgesen	M
	<i>Gayralia brasiliensis</i> Pellizzari, M.C.Oliveira & N.S.Yokoya	M

CONTINUA

## APÊNDICE B – Continuação

Classe	Espécie	Habitat
	<i>G. oxysperma</i> (Kützing) K.L.Vinogradova ex Scagel et al.	M
	<i>Gomontia lignicola</i> G.Moore	AD
	<i>Halicystis pyriformis</i> Levring	ND
	<i>Halimeda cuneata</i> Hering	M
	<i>H. discoidea</i> Decaisne	M
	<i>H. gracilis</i> Harvey ex J.Agardh	M
	<i>H. incrassata</i> (J.Ellis) J.V.Lamouroux	M
	<i>H. opuntia</i> (Linnaeus) J.V.Lamouroux	M
	<i>H. simulans</i> M.A.Howe	M
	<i>H. tuna</i> (J.Ellis & Solander) J.V.Lamouroux	M
	<i>Heterothrichopsis viridis</i> (Iyengar & Kanthamma) Iyengar & Kanthamma	AD
	<i>Microdictyon boergesenii</i> Setchell	M
	<i>M. calodictyon</i> (Montagne) Kützing	M
	<i>M. japonicum</i> Setchell	M
	<i>M. marinum</i> (Bory de Saint-Vincent) P.C.Silva	M
	<i>M. pseudohapteron</i> A.Gepp & E.S.Gepp	M
	<i>M. tenuius</i> J.E.Gray	M
	<i>M. umbilicatum</i> (Velley) Zanardini	M
	<i>M. vanbosseae</i> Setchell	M
	<i>Monostroma latissimum</i> Wittrock	M
	<i>Neomeris annulata</i> Dickie	M
	<i>Neostromatella monostromatica</i> M.J.Wynne, G.Furnari & R.Nielsen	M
	<i>Parvocaulis myriosporus</i> (A.B.Joly & Cordeiro-Marina) C.W.Nascimento Moura & J.C.DeAndrade	M
	<i>P. parvulus</i> (Solms-Laubach) S.Berger, U.Fettweiss, S.Gleissberg, L.B.Liddle, U.Richter, H.Sawitzky & G.C.Zuccarello	M
	<i>P. pusillus</i> (M.Howe) S.Berger, U.Fettweiss, S.Gleissberg, L.B.Liddle, U.Richter, H.Sawitzky & G.C.Zuccarello	M
	<i>Pedobesia ryukyuensis</i> (Yamada & T.Tanaka) Kobara & Chihara	M
	<i>Penicillus capitatus</i> Lamarck	M
	<i>P. pyriformis</i> A.Gepp & E.S.Gepp	M
	<i>Petrosiphon adhaerens</i> M.A.Howe	M
	<i>Phaeophila dendroides</i> (P.L.Crouan & H.M.Crouan) Batters	M
	<i>Phyllocladon anastomosans</i> (Harvey) Kraft & M.J.Wynne	M
	<i>P. pulcherrimum</i> J.E.Gray	M
	<i>Pithophora roettleri</i> (Roth) Wittrock	AD
	<i>Printzina effusa</i> (Krempelhuber) R.H.Thompson & D.E.Wujek	T
	<i>Pseudendoclonium marinum</i> (Reinke) Aleem & E.Schulz	M
	<i>P. submarinum</i> Wille	M
	<i>Pseudocodium floridanum</i> Dawes & Mathieson	M
	<i>Rhipidosiphon floridensis</i> D.S.Littler & M.M.Littler	M
	<i>Rhipilia crassa</i> A.J.K.Millar & Kraft	M
	<i>R. fungiformis</i> A.B.Joly & Ugadim	M
	<i>R. orientalis</i> A.Gepp & E.S.Gepp	M
	<i>R. penicilloides</i> A.D.R.N'Yeurt & D.W.Keats	M
	<i>R. tomentosa</i> Kützing	M
	<i>Rhipiliopsis peltata</i> (J.Agardh) A.Gepp & E.Gepp	M
	<i>R.opsis stri</i> (Earle & J.R.Young) Farghaly & Denizot	M
	<i>Rhizoclonium africanum</i> Kützing	M
	<i>R.clonium riparium</i> (Roth) Harvey	M
	<i>R.clonium tortuosum</i> (Dillwyn) Kützing	M
	<i>Saccharina latissima</i> (Linnaeus) C.E.Lane, C.Mayes, Druehl & G.W.Saunders	M
	<i>Siphonocladus rigidus</i> M.A.Howe	M
	<i>S. tropicus</i> (P.L.Crouan & H.M.Crouan) J.Agardh	M
	<i>Struvea elegans</i> Børgesen	M
	<i>Trentepohlia abietina</i> (Flotow) Hansgirg	T

CONTINUA

## APÊNDICE B – Continuação

Classe	Espécie	Habitat
	<i>T. arborum</i> (C.Agardh) Hariot	T
	<i>T. aurea</i> (Linnaeus) C.F.P.Martius	T
	<i>T. chinensis</i> (Harvey) Hariot	T
	<i>T. depressa</i> (J.Müller) Hariot	T
	<i>T. dialepta</i> (Nylander) Hariot	T
	<i>T. diffracta</i> (Krempelhüber) Hariot	T
	<i>T. dusenii</i> Hariot	T
	<i>T. rigidula</i> (J.Müller) Hariot	T
	<i>Trichophilus welckeri</i> Weber-van Bosse	T
	<i>Udotea abbotiorum</i> D.S.Littler & M.M.Littler	M
	<i>U. caribaea</i> D.S.Littler & M.M.Littler	M
	<i>U. conglutinata</i> (J.Ellis & Solander) J.V.Lamouroux	M
	<i>U. cyathiformis</i> Decaisne	M
	<i>U. cyathiformis</i> f. <i>sublittoralis</i> (W.R.Taylor) D.S.Littler & M.M.Littler	ND
	<i>U. cyathiformis</i> var. <i>flabellifolia</i> D.S.Littler & M.M.Littler	M
	<i>U. dixonii</i> D.S.Littler & M.M.Littler	M
	<i>U. flabellum</i> (J.Ellis & Solander) M.A.Howe	M
	<i>U. occidentalis</i> A.Gepp & E.S.Gepp	M
	<i>Ulothrix flacca</i> (Dillwyn) Thuret	M
	<i>U. tenerrima</i> (Kützing) Kützing	AD
	<i>U. zonata</i> (Weber & Mohr) Kützing	AD
	<i>Ulva chaetomorphoides</i> (Børgesen) Hayden, Blomster, Maggs, P.C.Silva, M.J.Stanhope & J.R.Waaland	M
	<i>U. clathrata</i> (Roth) C.Agardh	M
	<i>U. compressa</i> Linnaeus	M
	<i>U. flexuosa</i> f. <i>submarina</i> (F.S.Collins & Hervey) M.J.Wynne	M
	<i>U. flexuosa</i> subsp. <i>paradoxa</i> (C.Agardh) M.J.Wynne	M/AD
	<i>U. flexuosa</i> Wulfen	M
	<i>U. hookeriana</i> (Kützing) Hayden, Blomster, Maggs, P.C.Silva, M.J.Stanhope & J.R.Waaland	M
	<i>U. intestinalis</i> Linnaeus	M
	<i>U. lactuca</i> Linnaeus	M
	<i>U. lactuca</i> var. <i>lacinata</i> (J.Agardh)	M
	<i>U. linza</i> Linnaeus	M
	<i>U. multiramosa</i> Taskin	M
	<i>U. plicata</i> O.F.Müller	M
	<i>U. prolifera</i> O.F.Müller	M
	<i>U. ralfsii</i> (Harvey) Le Jolis	M
	<i>U. rigida</i> C.Agardh	M
	<i>Ulvaria obscura</i> (Kützing) P.Gayral ex C.Bliding	M
	<i>Ulvella lens</i> P.L.Crouan & H.M.Crouan	M
	<i>U. scutata</i> (Reinke) R.Nielsen, C.J.O'Kelly & B.Wysor	M
	<i>U. viridis</i> (Reinke) R.Nielsen, C.J.O'Kelly & B.Wysor	M
	<i>Urospora penicilliformis</i> (Roth) Areschoug	M
	<i>Valonia aegagropila</i> C.Agardh	M
	<i>V. macrophysa</i> Kützing	M
	<i>V. utricularis</i> (Roth) C.Agardh	M
	<i>V. ventricosa</i> J.Agardh	M

Legenda: M= Marinho; AD = Água Doce; ND = Não determinado; T = Terrestre  
 Fonte: Modificado de Guiry; Guiry, 2014a.

**APÊNDICE C – Classes e Espécies, pertencentes ao Filo Ochrophyta, identificadas no Brasil.**

Classe	Espécie	Habitat
Bacillariophyceae		
	<i>Achnanthes acares</i> Hohn & Hellerman	AD
	<i>A. brevipes</i> C.Agardh	M/AD
	<i>A. brevipes</i> var. <i>angustata</i> (Greville) Cleve	ND
	<i>A. brevipes</i> var. <i>intermedim</i> (Kützing) Cleve	M
	<i>A. curvirostrum</i> J.Brun	AS
	<i>A. elata</i> (Leuduger-Fortmorel) Gandhi	AD
	<i>A. exigua</i> Grunow	AD
	<i>A. fimbriata</i> (Grunow) R.Ross	ND
	<i>A. inflata</i> (Kützing) Grunow	AD
	<i>A. leontopithecus-rosalia</i> J.C.Costa	ND
	<i>A. longipes</i> C.Agardh	M/AD
	<i>A. parvula</i> Kützing	ND
	<i>A. rupestoides</i> Hohn	AD
	<i>A. ventralis</i> (Krasske) Lange-Bertalot	AD
	<i>Achnanthidium affine</i> (Grunow) Czarnecki	AD
	<i>A. coarctatum</i> Brébisson ex W.Smith	T
	<i>A. lanceolatum</i> Brébisson ex Kützing	AD
	<i>A. minutissimum</i> (Kützing) Czarnecki	AD
	<i>A. pyrenaicum</i> (Hustedt) H.Kobayasi	AD
	<i>Actinella brasiliensis</i> Grunow	AD
	<i>A. curvatula</i> Kociolek	ND
	<i>A. eunotioides</i> Hustedt	ND
	<i>A. guianensis</i> Grunow	ND
	<i>A. leontopithecus-rosalia</i> J.C.Costa	ND
	<i>A. mirabilis</i> Grunow	ND
	<i>A. peronioides</i> Hustedt	ND
	<i>A. robusta</i> F.Hustedt	ND
	<i>A. siolii</i> Hustedt	ND
	<i>Adlafia minuscula</i> (Grunow) Lange-Bertalot	AD
	<i>Amphicocconeis debesii</i> (Hustedt) De Stefano	ND
	<i>A. discoloides</i> (Hustedt) Stefano & Marino	M
	<i>Amphipleura pellucida</i> (Kützing) Kützing	AD
	<i>Amphiprora conspicua</i> Greville	M
	<i>A. gigantea</i> Grunow	M
	<i>A. gigantea</i> var. <i>sulcata</i> (O'Meara) Cleve	M
	<i>Amphora acuta</i> Gregory	M
	<i>A. angusta</i> Gregory	M
	<i>A. arenaria</i> Donkin	M
	<i>A. bigibba</i> Grunow ex A.Schmidt	ND
	<i>A. coffaeiformis</i> (C.Agardh) Kützing	ND
	<i>A. coffaeiformis</i> var. <i>borealis</i> (Kützing) Cleve	ND
	<i>A. commutata</i> Grunow	AS
	<i>A. copulata</i> (Kützing) Schoeman & R.E.M.Archibald	AD
	<i>A. crassa</i> Gregory	M
	<i>A. fluminensis</i> Grunow	M
	<i>A. grevilleana</i> Gregory	ND
	<i>A. hyalina</i> Kützing	M
	<i>A. javanica</i> A.W.F.Schmidt	M
	<i>A. laevis</i> Gregory	ND
	<i>A. lineolata</i> Ehrenberg	AD
	<i>A. marina</i> W.Smith	M
	<i>A. obtusa</i> W.Gregory	M
	<i>A. ostrearia</i> Brébisson	M
	<i>A. ostrearia</i> var. <i>lineata</i> Cleve	M
	<i>A. ovalis</i> (Kützing) Kützing	AD
	<i>A. proteoides</i> Hustedt	M

CONTINUA



## APÊNDICE C – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>A. wisei</i> (M.M.Salah) R.Simonsen	M
	<i>Anorthoneis eurystoma</i> Cleve	ND
	<i>A. excentrica</i> (Donkin) Grunow	M
	<i>A. hyalina</i> Hustedt	ND
	<i>Bacillaria paxillifera</i> (O.F.Müller) T.Marsson	M/AD
	<i>Berkeleya scopulorum</i> (Brébisson ex Kützing) E.J.Cox	ND
	<i>B. scopulorum</i> var. <i>belgica</i> (Van Heurck) R.Ross	M
	<i>Brachysira apiculata</i> (Boyer) Lange-Bertalot & Gerd Moser	AD
	<i>B. brebissonii</i> R.Ross	AD
	<i>B. inamoena</i> D.Metzeltin & Lange-Bertalot	ND
	<i>B. kuntzei</i> (Reichelt) D.Metzeltin & Lange-Bertalot	ND
	<i>B. neoexilis</i> Lange-Bertalot	AD
	<i>B. rostrata</i> (Krasske) Metzeltin & Lange-Bertalot	AD
	<i>B. serians</i> (Brébisson) Round & D.G.Mann	AD
	<i>B. serians</i> var. <i>acuta</i> (Hustedt) Vyverman	AD
	<i>B. subrostrata</i> Lange-Bertalot	ND
	<i>B. vitrea</i> (Grunow) R.Ross	AD
	<i>Brebissonia lanceolata</i> (C.Agardh) Mahoney & Reimer	AD
	<i>Caloneis bacillaris</i> (Gregory) Cleve	ND
	<i>C. bacillum</i> (Grunow) Cleve	U
	<i>C. butantana</i> Krasske	ND
	<i>C. guadalupensis</i> Bourrelly & Manguin	ND
	<i>C. holstii</i> (Cleve) Cleve	ND
	<i>C. hyalina</i> Hustedt	AD
	<i>C. latiuscula</i> (Kützing) Cleve	AD
	<i>C. leptosoma</i> (Grunow) Krammer	AD
	<i>C. liber</i> (W.Smith) Cleve	AS
	<i>C. oregonica</i> (Ehrenberg) Patrick	AS
	<i>C. oregonica</i> var. <i>quadrilineata</i> (Grunow ex Cleve) R.M.Patrick	AS
	<i>C. permagna</i> (Bailey) Cleve	AS
	<i>C. westii</i> (W.Smith) Hendey	M
	<i>Campylodiscus angularis</i> Gregory	ND
	<i>C. clypeus</i> (Ehrenberg) Ehrenberg ex Kützing	M/AD
	<i>C. daemelianus</i> Grunow	ND
	<i>C. decorus</i> Brébisson	M
	<i>C. ecclesianus</i> Greville	ND
	<i>C. fastuosus</i> Ehrenberg	ND
	<i>C. guarujanus</i> S.J.C.Zimmermann	M
	<i>C. innominatus</i> R.Ross & Abdin	ND
	<i>Campyloneis curvirotonda</i> Tempère & Brun	M
	<i>C. grevillei</i> (W.Smith) Grunow & Eulenstein	M
	<i>C. maxima</i> Grunow	M
	<i>Capartogramma crucicula</i> (Grunow) R.Ross	AD
	<i>Carinasigma rectum</i> (Donkin) G.Reid	M
	<i>Ceratoneis closterium</i> Ehrenberg	M
	<i>Cocconeis costata</i> Gregory	M
	<i>C. costata</i> var. <i>kerquelenensis</i> (Petit) Cleve	ND
	<i>C. dirupta</i> var. <i>flexella</i> (Janisch & Rabenhorst) Grunow	ND
	<i>C. dirupta</i> W.Gregory	M
	<i>C. disculus</i> (Schumann) Cleve	AD
	<i>C. distans</i> W.Gregory	AD
	<i>C. feuerbornii</i> Hustedt	ND
	<i>C. fluviatilis</i> J.H. Wallace	AD
	<i>C. gibberula</i> (Grunow) Hustedt	ND
	<i>C. grata</i> A.Schmidt	ND
	<i>C. heteroidea</i> Hantzsch	ND
	<i>C. heteroidea</i> var. <i>curvirotonda</i> (Tempère & J.-J.Brun) Cleve	M

CONTINUA

## APÊNDICE C – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>C. neodiminuta</i> Krammer	AD
	<i>C. pellucida</i> Hantzsch	ND
	<i>C. pinnata</i> W.Gregory ex Greville	M/AD
	<i>C. placentula</i> Ehrenberg	M/AD
	<i>C. placentula</i> var. <i>acuta</i> F.Meister	ND
	<i>C. placentula</i> var. <i>euglypta</i> (Ehrenberg) Grunow	AD
	<i>C. placentula</i> var. <i>lineata</i> (Ehrenberg) van Heurck	AD
	<i>C. pseudodisruptoides</i> Foged	M
	<i>C. pseudolineata</i> (Geitler) Lange-Bertalot	AD
	<i>C. pseudomarginata</i> Gregory	ND
	<i>C. scutellum</i> Ehrenberg	M
	<i>C. scutellum</i> var. <i>adjuncta</i> A.W.F.Schmidt	ND
	<i>C. scutellum</i> var. <i>riparia</i>	ND
	<i>Cosmioneis pusilla</i> (W.Smith) D.G.Mann & A.J.Stickle	M/AD
	<i>Craticula halophila</i> (Grunow) D.G.Mann	M/AD
	<i>C. perrotettii</i> Grunow	AD
	<i>Cymbella affinis</i> Kützing	AD
	<i>C. amphioxys</i> Cleve	ND
	<i>C. aspera</i> (Ehrenberg) Cleve	M/AD
	<i>C. capitata</i> Zimmermann	ND
	<i>C. cymbiformis</i> C.Agardh	AD
	<i>C. tumida</i> (Brébisson) van Heurck	AD
	<i>Cymbopleura angustata</i> (W.Smith) Krammer	AD
	<i>C. similis</i> (Krasske) Krammer	AD/T
	<i>Denticula antillarum</i> Cleve	ND
	<i>D. dusenii</i> Cleve	M
	<i>D. elegans</i> Kützing	AD
	<i>Desmogonium guinense</i> Ehrenberg	ND
	<i>Diademsis brekkaensis</i> (Petersen) D.G.Mann	AD
	<i>D. confervacea</i> Kützing	AD
	<i>Diademsis contenta</i> (Grunow ex Van Heurck) D.G.Mann	AD
	<i>Diploneis bombus</i> (Ehrenberg) Ehrenberg	ND
	<i>D. chersonensis</i> (Grunow) Cleve	ND
	<i>D. coffaeiformis</i> (Schmidt) Cleve	M
	<i>D. crabro</i> (Ehrenberg) Ehrenberg	AD
	<i>D. didyma</i> (Ehrenberg) Ehrenberg	M/AD
	<i>D. elliptica</i> (Kützing) Cleve	M/AD
	<i>D. gruendleri</i> (A.Schmidt) Cleve	ND
	<i>D. interrupta</i> (Kützing) Cleve	AS
	<i>D. littoralis</i> (Donkin) Cleve	M
	<i>D. nitescens</i> (Gregory) Cleve	ND
	<i>D. ovalis</i> (Hilse) Cleve	M/AD
	<i>D. pseudovalis</i> Hustedt	AS
	<i>D. smithii</i> (Brébisson) Cleve	M/AD
	<i>D. splendida</i> Cleve	ND
	<i>D. subovalis</i> Cleve	AD
	<i>D. weissflogii</i> (A.W.F.Schmidt) Cleve	M
	<i>Encyonema elginense</i> (Krammer) D.G.Mann	AD
	<i>E. gracile</i> Rabenhorst	AD
	<i>E. lacustre</i> (C.Agardh) F.W.Mills	AD
	<i>E. lunatum</i> (W.Smith) Van Heurck	AD
	<i>E. mesianum</i> (Cholnoky) D.G.Mann	ND
	<i>E. minutum</i> (Hilse) D.G.Mann	M/AD
	<i>E. neomesianum</i> Krammer	AD
	<i>E. perpusillum</i> (Cleve) D.G.Mann	AD
	<i>E. prostratum</i> (Berkeley) Kützing	AD
	<i>E. silesiacum</i> (Bleisch) D.G.Mann	AD

CONTINUA

## APÊNDICE C – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>E. ventricosum</i> (C.Agardh) Grunow	AD
	<i>Encyonopsis frequentis</i> Krammer	ND
	<i>E. microcephala</i> (Grunow) Krammer	AD
	<i>E. spicula</i> (Hustedt) Krammer	ND
	<i>E. subcapitata</i> Krammer	ND
	<i>Entomoneis alata</i> (Ehrenberg) Ehrenberg	AD
	<i>E. alata</i> var. <i>pulchra</i> (Bailey) Cleve	ND
	<i>E. pulchra</i> (Bailey) Reimer	M
	<i>Eolimna minima</i> (Grunow) Lange-Bertalot & W.Schiller	AD
	<i>E. subminuscula</i> (Manguin) Gerd Moser, Lange-Bertalot & D.Metzeltin	AD
	<i>Epithemia adnata</i> (Kützing) Brébisson	AD
	<i>E. turgida</i> (Ehrenberg) Kützing	AD
	<i>Eunotia angusta</i> (Grunow) Å.Berg	ND
	<i>E. arcus</i> Ehrenberg	AD
	<i>E. asterionelloides</i> Hustedt	ND
	<i>E. auriculata</i> Grunow	ND
	<i>E. biceps</i> Ehrenberg	ND
	<i>E. bidens</i> Ehrenberg	AD
	<i>E. bidentula</i> W.Smith	AD
	<i>E. bigibba</i> Kützing	AD
	<i>E. bigibba</i> var. <i>pumila</i> Grunow	ND
	<i>E. bilunaris</i> (Ehrenberg) Schaarschmidt	ND
	<i>E. camelus</i> Ehrenberg	AD
	<i>E. camelus</i> var. <i>denticulata</i> Grunow	AD
	<i>E. convexa</i> Hustedt	AD
	<i>E. dacostae</i> D.Metzeltin & Lange-Bertalot	ND
	<i>E. depressa</i> Ehrenberg	AD
	<i>E. didyma</i> Grunow	ND
	<i>E. didyma</i> var. <i>media</i> Hustedt	ND
	<i>E. diodon</i> Ehrenberg	AD
	<i>E. exigua</i> (Brébisson ex Kützing) Rabenhorst	AD/T
	<i>E. exsecta</i> (Cleve-Euler) Nörpel-Schempp & Lange-Bertalot	ND
	<i>E. faba</i> (Ehrenberg) Grunow	AD
	<i>E. falcifera</i> D.Metzeltin & Lange-Bertalot	ND
	<i>E. femoriformis</i> (R.M.Patrick) Hustedt	ND
	<i>E. flexuosa</i> (Brébisson ex Kützing) Kützing	AD
	<i>E. georgii</i> D.Metzeltin & Lange-Bertalot	AD
	<i>E. gibbosa</i> Grunow	AD
	<i>E. glacialis</i> Meister	AD
	<i>E. incisa</i> W.Smith ex W.Gregory	AD
	<i>E. indica</i> Grunow	AD
	<i>E. inflata</i> (Grunow) Nörpel-Schempp & Lange-Bertalot	AD
	<i>E. intermedia</i> (Krasske) Nörpel & Lange-Bertalot	AD
	<i>E. itapuana</i> L.C.Torgan	ND
	<i>E. januarii</i> Ehrenberg	ND
	<i>E. major</i> (W.Smith) Rabenhorst	AD/T
	<i>E. minor</i> (Kützing) Grunow	AD
	<i>E. monodon</i> Ehrenberg	AD
	<i>E. monodon</i> var. <i>bidens</i> (Ehrenberg) Hustedt	ND
	<i>E. monodon</i> var. <i>constricta</i> A.Berg	AD
	<i>E. naegeli</i> Migula	AD
	<i>E. papilio</i> (Ehrenberg) Grunow	ND
	<i>E. parallela</i> Ehrenberg	AD
	<i>E. parasiolii</i> D.Metzeltin & Lange-Bertalot	ND
	<i>E. pectinalis</i> (Kützing) Rabenhorst	AD
	<i>E. pectinalis</i> f. <i>didymodon</i> (Grunow) Å.Berg	AD
	<i>E. pectinalis</i> var. <i>rostrata</i> H.Germain	ND

CONTINUA

## APÊNDICE C – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>E. pectinalis</i> var. <i>undulata</i> (Ralfs) Rabenhorst	AD
	<i>E. praerupta</i> Ehrenberg	AD
	<i>E. praerupta</i> var. <i>excelsa</i> Krasske	ND
	<i>E. praerupta</i> var. <i>tridentata</i> (Ehrenberg) J.Frenguelli	ND
	<i>E. pseudoindica</i> var. <i>bigibba</i> (Frenguelli) Luchini & Verona	ND
	<i>E. pseudoserra</i> P.E.De Oliveira & M.Steinitz-Kannan	ND
	<i>E. pyramidata</i> Hustedt	ND
	<i>E. pyramidata</i> var. <i>monodon</i> G.Krasske	ND
	<i>E. pyramidata</i> var. <i>ventralis</i> Krasske	ND
	<i>E. quaternaria</i> Ehrenberg	AD
	<i>E. rabenhorstii</i> f. <i>monodon</i> Cleve & Grunow	ND
	<i>E. rabenhorstii</i> var. <i>triodon</i> Grunow	ND
	<i>E. repens</i> Å.Berg	M
	<i>E. rhomboidea</i> Hustedt	M/AD
	<i>E. robusta</i> Ralfs	AD
	<i>E. rostellata</i> Hustedt	AD
	<i>E. schneideri</i> D.Metzeltin & Lange-Bertalot	ND
	<i>E. schweickerdtii</i> Cholnoky	ND
	<i>E. septentrionalis</i> Østrup	AD
	<i>E. serra</i> Ehrenberg	AD
	<i>E. serra</i> var. <i>diadema</i> (Ehrenberg) R.M.Patrick	AD/T
	<i>E. steineckeii</i> Petersen	ND
	<i>E. subrobusta</i> Hustedt	ND
	<i>E. sudetica</i> Otto Müller	AD
	<i>E. tecta</i> G.Krasske	ND
	<i>E. trigibba</i> Hustedt	ND
	<i>E. trigibba</i> var. <i>abrupta</i> Hustedt	ND
	<i>E. valida</i> Hustedt	AD
	<i>E. vanheurckii</i> R.M.Patrick	AD
	<i>E. ventriosa</i> R.M.Patrick	ND
	<i>E. zygodon</i> Ehrenberg	AD
	<i>Eunotioforma curvula</i> (Hustedt) J.P.Kociolek & A.L.Burliga	AD
	<i>E. synedraeformis</i> (Hustedt) J.P.Kociolek & A.L.Burliga	AD
	<i>Eupodiscus antiquus</i> (Cox) Hanna	ND
	<i>E. radiatus</i> Bailey	ND
	<i>Fallacia bioculata</i> (Grunow ex A.Schmidt) D.G.Mann	ND
	<i>F. forcipata</i> (Greville) Stickle & Mann	AD
	<i>F. fracta</i> (Hustedt ex Simonsen) D.G.Mann	ND
	<i>F. insociabilis</i> (Krasske) D.G.Mann	AD
	<i>F. monoculata</i> (Hustedt) D.G.Mann	M/AD
	<i>F. obfuscata</i> M.Garcia	ND
	<i>F. pygmaea</i> (Kützing) A.J.Stickle & D.G.Mann	AS
	<i>F. teneroides</i> (Hustedt) D.G.Mann	ND
	<i>F. vitrea</i> (Østrup) D.G.Mann	ND
	<i>Fragilariopsis doliolus</i> (Wallich) Medlin & P.A.Sims	ND
	<i>Frustulia crassinervia</i> (Brébisson) Lange-Bertalot & Krammer	AD/T
	<i>F. rhomboides</i> (Ehrenberg) De Toni	AD/T
	<i>F. saxonica</i> Rabenhorst	T
	<i>F. vulgaris</i> (Thwaites) De Toni	AD/T
	<i>F. weinholdii</i> Hustedt	AD
	<i>Geissleria kriegeri</i> (Krasske) Lange-Bertalot	AD
	<i>G. schoenfeldii</i> (Hustedt) Lange-Bertalot & Metzeltin	AD
	<i>Gomphonema acuminatum</i> Ehrenberg	M/AD
	<i>G. acuminatum</i> var. <i>brebissonii</i> (Kützing) Grunow	AD
	<i>G. affine</i> Kützing	AD
	<i>G. affine</i> var. <i>insigne</i> (W.Gregory) G.W.Andrews	AD
	<i>G. agnitum</i> Hustedt	AD

CONTINUA

## APÊNDICE C – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>G. archaeovibrio</i> f. <i>cuneatum</i> D.Metzeltin & Lange-Bertalot	ND
	<i>G. archaeovibrio</i> Lange-Bertalot & E.Reichardt	ND
	<i>G. augur</i> Ehrenberg	AD
	<i>G. augur</i> var. <i>turris</i> (Ehrenberg) Lange-Bertalot	AD
	<i>G. brasiliense</i> Grunow	AD
	<i>G. brasiliense</i> var. <i>demerarae</i> Grunow	AD
	<i>G. coronatum</i> Ehrenberg	ND
	<i>G. gibberum</i> Hustedt	AD
	<i>G. gracile</i> Ehrenberg	AD
	<i>G. grunowii</i> R.M.Patrick & Reimer	AD
	<i>G. micropus</i> Kützing	M/AD
	<i>G. parvulum</i> (Kützing) Kützing	AD
	<i>G. parvulum</i> var. <i>lanceolatum</i> Grunow	ND
	<i>G. reicheltii</i> M.Schmidt	ND
	<i>G. subtile</i> Ehrenberg	AD
	<i>Gomphosphenia grovei</i> (M.Schmidt) Lange-Bertalot	ND
	<i>G. grovei</i> var. <i>lingulata</i> (Hustedt) Lange-Bertalot	ND
	<i>Gyrosigma acuminatum</i> (Kützing) Rabenhorst	AD
	<i>G. attenuatum</i> (Kützing) Rabenhorst	M
	<i>G. balticum</i> (Ehrenberg) Rabenhorst	M
	<i>G. distortum</i> (W.Smith) Griffith & Henfrey	M
	<i>G. exilis</i> (Grunow) C.W.Reimer	AD
	<i>G. eximium</i> (Thwaites) Boyer	ND
	<i>G. exoticum</i> Cholnoky	ND
	<i>G. fasciola</i> (Ehrenberg) J.W.Griffith & Henfrey	M
	<i>G. fasciola</i> var. <i>sulcatum</i> (Grunow) Cleve	ND
	<i>G. littorale</i> (W.Smith) Griffith & Henfrey	ND
	<i>G. macrum</i> (W.Smith) J.W.Griffith & Henfrey	AD
	<i>G. scalproides</i> (Rabenhorst) Cleve	AD
	<i>G. spencerii</i> var. <i>curvula</i> (Grunow) Reimer	AS
	<i>G. strigilis</i> (W.Smith) J.W.Griffin & Henfrey	AS
	<i>G. temperei</i> Cleve	AS
	<i>G. wormleyi</i> (Sullivant) Boyer	AD
	<i>Halamphora acutiuscula</i> (Kützing) Levkov	AS
	<i>H. capitata</i> (R.Hagelstein) Álvarez-Blanco & S.Blanco	M
	<i>H. coffeaeformis</i> (C.Agardh) Levkov	AS
	<i>H. costata</i> (W.Smith) Levkov	M
	<i>H. cymbifera</i> (Gregory) Levkov	M
	<i>H. exigua</i> (Gregory) Levkov	M
	<i>H. granulata</i> (Gregory) Levkov	M
	<i>H. tumida</i> (Hustedt) Levkov	AS
	<i>H. turgida</i> (Gregory) Levkov	AS
	<i>H. veneta</i> (Kützing) Levkov	AD
	<i>Hantzschia amphioxys</i> (Ehrenberg) Grunow	T
	<i>H. amphioxys</i> f. <i>capitata</i> O.Müller	ND
	<i>H. amphioxys</i> var. <i>gracilis</i> Hustedt	ND
	<i>H. amphioxys</i> var. <i>major</i> Grunow	AD
	<i>H. amphioxys</i> var. <i>xerophila</i> Grunow	ND
	<i>H. elongata</i> (Hantzsch) Grunow	AD
	<i>H. virgata</i> (Roper) Grunow	ND
	<i>Haslea crucigera</i> (W.Smith) Simonsen	M
	<i>H. wawrikan</i> (Hustedt) Simonsen	ND
	<i>Hippodonta capitata</i> (Ehrenberg) Lange-Bertalot, Metzeltin & Witkowski	AD
	<i>H. hungarica</i> (Grunow) Lange-Bertalot, Metzeltin & Witkowski	AD
	<i>Lemnicola hungarica</i> (Grunow) F.E.Round & P.W.Basson	AD
	<i>Luticola cohnii</i> (Hilse) D.G.Mann	ND
	<i>L. mutica</i> (Kützing) D.G.Mann	AD

CONTINUA

## APÊNDICE C – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>L. muticoides</i> (Hustedt) D.G.Mann	AD
	<i>L. nivalis</i> (Ehrenberg) D.G.Mann	AD
	<i>L. undulata</i> (Hilse) D.G.Mann	AS
	<i>Lyrella clavata</i> (Gregory) D.G.Mann	ND
	<i>L. hennedyi</i> (W.Smith) Stickle & D.G.Mann	ND
	<i>L. lyra</i> (Ehrenberg) Karajeva	ND
	<i>L. lyra</i> var. <i>subcarinata</i> (Grunow) Moren	M
	<i>Mastogloia apiculata</i> W.Smith	ND
	<i>M. binotata</i> (Grunow) Cleve	ND
	<i>M. braunii</i> Grunow	AS
	<i>M. decussata</i> Grunow	ND
	<i>M. exigua</i> F.W.Lewis	ND
	<i>M. fimbriata</i> (T.Brightwell) Grunow	M
	<i>M. smithii</i> Thwaites ex W.Smith	AD
	<i>M. smithii</i> var. <i>pusilla</i> Grunow	ND
	<i>Mayamaea atomus</i> (Kützing) Lange-Bertalot	AD/T
	<i>Meuniera membranacea</i> (Cleve) P.C.Silva	M
	<i>Navicula angusta</i> Grunow	AD/T
	<i>N. bacilliformis</i> Grunow	AD
	<i>N. bottnica</i> Grunow	AS
	<i>N. bullata</i> Norman	ND
	<i>N. capitatoradiata</i> Germain	AS
	<i>N. cari</i> Ehrenberg	AD
	<i>N. cincta</i> (Ehrenberg) Ralfs	AS
	<i>N. circumtexta</i> F.Meister ex Hustedt	AD
	<i>N. clementis</i> Grunow	ND
	<i>N. crucifera</i> Grunow	AD
	<i>N. cryptocephala</i> Kützing	M/AD
	<i>N. cryptocephala</i> var. <i>veneta</i> (Kützing) Rabenhorst	AS
	<i>N. cryptonella</i> Lange-Bertalot	AD
	<i>N. cryptotenella</i> Lange-Bertalot	AD
	<i>N. dicephala</i> Ehrenberg	ND
	<i>N. exilis</i> Kützing	AD
	<i>N. eximia</i> (Grunow) Grunow	ND
	<i>N. flammationensis</i> Van Landingham	ND
	<i>N. floridae</i> Brun	ND
	<i>N. forcipata</i> var. <i>versicolor</i> Grunow	ND
	<i>N. grimmei</i> Krasske	AD
	<i>N. guarujana</i> Zimmermann	ND
	<i>N. guluensis</i> Giffen	ND
	<i>N. insulsa</i> D.Metzeltin & Lange-Bertalot	ND
	<i>N. liber</i> var. <i>umbilicata</i> H.Peragallo	ND
	<i>N. longa</i> (Gregory) Ralfs ex Pritchard	ND
	<i>N. pennata</i> A.Schmidt	AD
	<i>N. pseudoarvensis</i> Hustedt	ND
	<i>N. pseudobryophila</i> Hustedt	ND
	<i>N. radiosa</i> Kützing	AD/T
	<i>N. rhynchocephala</i> Kützing	M/AD
	<i>N. salinicola</i> Hustedt	U
	<i>N. schroeteri</i> Meister	AS
	<i>N. schroeteri</i> var. <i>meisteri</i> Krammer & Lange-Bertalot	ND
	<i>N. semen</i> Ehrenberg	AD
	<i>N. subplacentula</i> Hustedt	ND
	<i>N. symmetrica</i> Patrick	AS
	<i>N. tenelloides</i> Hustedt	AD/T
	<i>N. tridentula</i> Krasske	ND
	<i>N. trigonocephala</i> (Ehrenberg) Ralfs	ND

CONTINUA

## APÊNDICE C – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>N. tripunctata</i> (O.F.Müller) Bory de Saint-Vincent	AD
	<i>N. tubulosa</i> J.Brun	AD
	<i>N. viridula</i> (Kützing) Ehrenberg	AD
	<i>N. viridula</i> var. <i>rostellata</i> (Kützing) Cleve	AD
	<i>Neidium affine</i> (Ehrenberg) Pfizer	AD
	<i>N. affine</i> var. <i>amphirhynchus</i> (Ehrenberg) Cleve	AD
	<i>N. affine</i> var. <i>longiceps</i> (W.Gregory) Cleve	AD
	<i>N. ampliatus</i> (Ehrenberg) Krammer	AD/T
	<i>N. bisulcatum</i> (Lagerstedt) Cleve	AD
	<i>N. bisulcatum</i> var. <i>baicalense</i> (Skvortzov & K.I.Meyer) C.W.Reimer	AD
	<i>N. dilatatum</i> (Ehrenberg) Cleve	ND
	<i>N. gracile</i> Hustedt	ND
	<i>N. hercynicum</i> Mayer	AD
	<i>N. iridis</i> (Ehrenberg) Cleve	AD/T
	<i>N. iridis</i> var. <i>subampliatum</i> (Grunow ex A.Schmidt) Cleve-Euler	ND
	<i>N. javanicum</i> Hustedt	ND
	<i>N. maximum</i> (Cleve) Meister	AD
	<i>N. minutissimum</i> Krasske	ND
	<i>N. productum</i> (W.Smith) Cleve	AD
	<i>Neoceratium deflexum</i> (Kofoid) F.Gomez, D.Moreira & P.Lopez-Garcia	ND
	<i>Nitzschia acicularis</i> (Kützing) W.Smith	M/AD
	<i>N. acicularis</i> var. <i>closterioides</i> Grunow	ND
	<i>N. amphibia</i> Grunow	AD
	<i>N. angularis</i> W.Smith	ND
	<i>N. bilobata</i> W.Smith	M
	<i>N. brevissima</i> Grunow	AD
	<i>N. clausii</i> Hantzsch	ND
	<i>N. dissipata</i> (Kützing) Rabenhorst	AD
	<i>N. fasciculata</i> (Grunow) Grunow	AD
	<i>N. frustulum</i> (Kützing) Grunow	AD/T
	<i>N. gandersheimiensis</i> Krasske	ND
	<i>N. gracilis</i> Hantzsch	AD
	<i>N. incerta</i> (Grunow) M.Peragallo	ND
	<i>N. insignis</i> Gregory	ND
	<i>N. intermedia</i> Hantzsch ex Cleve & Grunow	ND
	<i>N. linearis</i> W.Smith	AD
	<i>N. longissima</i> (Brébisson) Ralfs	M
	<i>N. lorenziana</i> Grunow	ND
	<i>N. microcephala</i> Grunow	AD
	<i>N. nana</i> Grunow	AD
	<i>N. obtusa</i> var. <i>nana</i> Grunow	ND
	<i>N. obtusa</i> W.Smith	M
	<i>N. palea</i> (Kützing) W.Smith	AD
	<i>N. palea</i> var. <i>debilis</i> (Kützing) Grunow	ND
	<i>N. paleacea</i> Grunow	AD
	<i>N. pusilla</i> Grunow	ND
	<i>N. recta</i> Hantzsch ex Rabenhorst	AD
	<i>N. scalpelliformis</i> Grunow	ND
	<i>N. serrata</i> Manguin	ND
	<i>N. sigma</i> (Kützing) W.Smith	ND
	<i>N. sigma</i> var. <i>rigidula</i> (Peragallo & Peragallo) Grunow	ND
	<i>N. sigma</i> var. <i>sigmatella</i> Grunow	ND
	<i>N. sigmoidea</i> (Nitzsch) W.Smith	AD
	<i>N. sublinearis</i> Hustedt	AD
	<i>N. terrestris</i> (J.B.Petersen) Hustedt	AD
	<i>N. thermalis</i> (Ehrenberg) Auerswald	ND
	<i>N. tubicola</i> Grunow	M

CONTINUA

## APÊNDICE C – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>N. ventricosa</i> Kitton	ND
	<i>N. vermicularis</i> (Kützing) Hantzsch	AD
	<i>N. vidovichii</i> Grunow	ND
	<i>N. vitrea</i> G.Norman	ND
	<i>N. vivax</i> W.Smith	ND
	<i>Petrodictyon gemma</i> (Ehrenberg) D.G.Mann	ND
	<i>Petroneis marina</i> (Ralfs) D.G.Mann	M
	<i>P. plagiostoma</i> (Grunow) D.G.Mann	ND
	<i>Phaeodactylum tricorutum</i> Bohlin	M
	<i>Pinnularia acrosphaeria</i> W.Smith	AD
	<i>P. acutobrebissonii</i> Kulikovskiy, Lange-Bertalot & Metzeltin	AD
	<i>P. aestuarii</i> Cleve	AD
	<i>P. amazonica</i> D.Metzeltin & K.Krammer	AD
	<i>P. amblys</i> M.H.Hohn & J.Hellerman	AD
	<i>P. angusta</i> (Cleve) Krammer	AD
	<i>P. biceps</i> W.Gregory	AD
	<i>P. borealis</i> Ehrenberg	AD
	<i>P. borealis</i> var. <i>rectangularis</i> Carlson	AD
	<i>P. borealis</i> var. <i>subislandica</i> Krammer	AD
	<i>P. brauniana</i> (Grunow) Studnicka	AD
	<i>P. caloneiformis</i> Hustedt	ND
	<i>P. cardinalis</i> (Ehrenberg) W.Smith	AD
	<i>P. clericii</i> (J.Frenguelli) J.Frenguelli	ND
	<i>P. dactylus</i> var. <i>dariana</i> (A.Schmidt) Cleve	AD
	<i>P. divergens</i> W.Smith	AD
	<i>P. eburnea</i> V.Zanon	ND
	<i>P. episcopalis</i> Cleve	AD
	<i>P. gentilis</i> (Donkin) Cleve	AD
	<i>P. gibba</i> Ehrenberg	AD
	<i>P. gibba</i> var. <i>sancta</i> Grunow	AD
	<i>P. graciloides</i> Hustedt	AD
	<i>P. hemiptera</i> (Kützing) Rabenhorst	AD
	<i>P. latarea</i> Krammer	AD
	<i>P. legumen</i> Ehrenberg	AD
	<i>P. leontopithecus-rosalia</i> J.C.Costa	ND
	<i>P. macilenta</i> Ehrenberg	AD
	<i>P. major</i> (Kützing) Rabenhorst	AD
	<i>P. meridiana</i> Metzeltin & Krammer	ND
	<i>P. meridiana</i> var. <i>parallela</i> D.Metzeltin & K.Krammer	AD
	<i>P. mesolepta</i> (Ehrenberg) W.Smith	AD
	<i>P. microstauron</i> (Ehrenberg) Cleve	AD
	<i>P. microstauron</i> var. <i>angusta</i> K.Krammer	AD
	<i>P. nobilis</i> (Ehrenberg) Ehrenberg	AD
	<i>P. nodosa</i> (Ehrenberg) W.Smith	AD
	<i>P. obscura</i> Krasske	AD
	<i>P. parvulissima</i> Krammer	AD
	<i>P. ruttneri</i> Hustedt	AD
	<i>P. schoenfelderi</i> Krammer	AD
	<i>P. schroeterae</i> Krammer	AD
	<i>P. schroeterae</i> var. <i>elliptica</i> Krammer	AD
	<i>P. septentrionalis</i> K.Krammer	AD
	<i>P. similis</i> Hustedt	AD
	<i>P. stomatophora</i> (Grunow) Cleve	AD/T
	<i>P. subanglica</i> K.Krammer	AD
	<i>P. subcapitata</i> var. <i>elongata</i> Krammer	AD
	<i>P. subcapitata</i> var. <i>semicrucata</i> Metzeltin & Krammer	ND
	<i>P. subcapitata</i> var. <i>subrostrata</i> Krammer	AD

CONTINUA



## APÊNDICE C – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>P. subcapitata</i> W.Gregory	AD
	<i>P. subgibba</i> Krammer	AD
	<i>P. subgibba</i> var. <i>undulata</i> Krammer	AD
	<i>P. tabellaria</i> Ehrenberg	AD/T
	<i>P. variarea</i> Metzeltin & Krammer	ND
	<i>P. viridiformis</i> Krammer	AD
	<i>P. viridiformis</i> var. <i>minor</i> Krammer	AD
	<i>P. viridis</i> (Nitzsch) Ehrenberg	AD
	<i>Placoneis elginensis</i> (Gregory) E.J.Cox	AD
	<i>P. exigua</i> (Gregory) Mereschkovsky	AD
	<i>P. paraelginensis</i> Lange-Bertalot	AD
	<i>P. pseudanglica</i> E.J.Cox	ND
	<i>Planothidium biporum</i> (M.H.Hohn & Hellerman) Lange-Bertalot	AD
	<i>P. dubium</i> (Grunow) Round & Bukhtiyarova	AD
	<i>P. ellipticum</i> (Cleve) Round & Bukhtiyarova	AD
	<i>P. hauckianum</i> (Grunow) Round & Bukhtiyarova	AD
	<i>P. hauckianum</i> var. <i>rostratum</i> (Schulz ex Hustedt) N.A.Andresen, E.F.Stoermer & R.G.Kreis, Jr.	AD
	<i>P. heteromorphum</i> (Grunow) Lange-Bertalot	AD
	<i>P. lanceolatum</i> (Brébisson ex Kützing) Bukhtiyarova	AD
	<i>P. salvadorianum</i> (Hustedt) Lange-Bertalot	AD
	<i>Pleurosigma acutum</i> Norman ex Ralfs	ND
	<i>P. angulatum</i> (Queckett) W.Smith	AS
	<i>P. delicatulum</i> W.Smith	M
	<i>P. diminutum</i> Grunow	ND
	<i>P. elongatum</i> W.Smith	AS
	<i>P. formosum</i> W.Smith	ND
	<i>P. intermedium</i> var. <i>mauritiana</i> (Grunow ex Cleve) M. Peragallo	ND
	<i>P. intermedium</i> W.Smith	ND
	<i>P. naviculaceum</i> Brébisson	ND
	<i>P. normanii</i> Ralfs	ND
	<i>Pleurosira socotrens</i> var. <i>pangeronii</i> (Leuduger-Fortmorel) Compère	ND
	<i>Prorocentrum compressum</i> (Bailey) Abé ex J.D.Dodge	M
	<i>Psammodictyon panduriforme</i> (W.Gregory) D.G.Mann	M
	<i>P. panduriforme</i> var. <i>minor</i> (W.Gregory) E.Y.Haworth & M.G.Kelly	ND
	<i>Psammothidium oblongellum</i> (Østrup) Van de Vijver	M/AD
	<i>Pseudofallacia tenera</i> (Hustedt) Liu, Kocielek & Wang	M/AD
	<i>Pseudo-nitzschia brasiliiana</i> N.Lundholm, G.R.Hasle & G.A.Fryxell	M
	<i>P. calliantha</i> Lundholm, Moestrup & Hasle	M
	<i>P. delicatissima</i> (Cleve) Heiden	M
	<i>P. fraudulenta</i> (Cleve) Hasle	M
	<i>P. multistriata</i> (Takano) Takano	M
	<i>P. pseudodelicatissima</i> (Hasle) Hasle	M
	<i>P. pungens</i> (Grunow ex Cleve) G.R.Hasle	M
	<i>P. seriata</i> (Cleve) H.Peragallo	M
	<i>Rhopalodia gibba</i> (Ehrenberg) Otto Müller	AD/T
	<i>R. gibba</i> var. <i>ventricosa</i> (Kützing) H.Peragallo & M.Peragallo	M/AD
	<i>R. gibberula</i> (Ehrenberg) Otto Müller	M/AD
	<i>R. gibberula</i> var. <i>producta</i> (Grunow) Cleve-Euler	M/AD
	<i>R. gibberula</i> var. <i>vanheurckii</i> Otto Müller	AD
	<i>R. musculus</i> (Kützing) Otto Müller	AD
	<i>Rossithidium pusillum</i> (Grunow) Round & Bukhtiyarova	AD
	<i>Sellaphora bacillum</i> (Ehrenberg) D.G.Mann	AD
	<i>S. densistriata</i> (H.Lange-Bertalot & D.Metzeltin) H.Lange-Bertalot & D. Metzeltin	ND
	<i>S. nyassensis</i> (Otto Müller) D.G.Mann	ND
	<i>S. pseudopupula</i> (Krasske) Lange-Bertalot	AD

CONTINUA

## APÊNDICE C – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>S. pupula</i> (Kützing) Mereschkovsky	AD
	<i>S. rectangularis</i> (Gregory) Lange-Bertalot & Metzeltin	AD
	<i>S. seminulum</i> (Grunow) D.G.Mann	AD
	<i>Stauroneis acuta</i> var. <i>terryana</i> Tempère	AD
	<i>S. acuta</i> W.Smith	AD
	<i>S. anceps</i> Ehrenberg	AD
	<i>S. anceps</i> f. <i>linearis</i> (Ehrenberg) F.Hustedt	AD
	<i>S. gracilis</i> Ehrenberg	AD
	<i>S. nobilis</i> Schumann	AD
	<i>S. obtusa</i> N.Lagerstedt	AD
	<i>S. phoenicenteron</i> (Nitzsch) Ehrenberg	AD
	<i>S. tenera</i> Hustedt	AD
	<i>Stenopterobia curvula</i> (W.Smith) Krammer	AD
	<i>S. delicatissima</i> (F.W.Lewis) Brébisson ex van Heurck	AD
	<i>S. densestriata</i> (Hustedt) Krammer	ND
	<i>S. planctonica</i> D.Metzeltin & Lange-Bertalot	ND
	<i>Surirella angusta</i> Kützing	AD
	<i>S. biseriata</i> Brébisson	ND
	<i>S. biseriata</i> var. <i>constricta</i> (Ehrenberg) Grunow ex Hustedt	ND
	<i>S. braunii</i> Hustedt	ND
	<i>S. chilensis</i> C.Janisich	ND
	<i>S. chilensis</i> var. <i>tumida</i> Hustedt	ND
	<i>S. davidsonii</i> A.Schmidt	ND
	<i>S. didyma</i> Kützing	ND
	<i>S. fastuosa</i> Ehrenberg	ND
	<i>S. fastuosa</i> var. <i>cuneata</i> O.Witt	ND
	<i>S. febigerii</i> F.W.Lewis	ND
	<i>S. grossestriata</i> Hustedt	AD
	<i>S. gruendleri</i> C.Janisich	ND
	<i>S. kittonii</i> A.Schmidt	ND
	<i>S. linearis</i> var. <i>constricta</i> Grunow	ND
	<i>S. linearis</i> var. <i>elliptica</i> Otto Müller	ND
	<i>S. linearis</i> W.Smith	ND
	<i>S. minuta</i> Brébisson	AD
	<i>S. minuta</i> var. <i>peduliformis</i> J.Frenguelli	ND
	<i>S. nobilis</i> W.Smith	ND
	<i>S. ovalis</i> Brébisson	AD
	<i>S. praeclare</i> A.Schmidt	ND
	<i>S. recedens</i> A.Schmidt	ND
	<i>S. robusta</i> Ehrenberg	AD
	<i>S. rorata</i> J.Frenguelli	ND
	<i>S. rumrichorum</i> D.Metzeltin & Lange-Bertalot	ND
	<i>S. spiralis</i> Kützing	AD
	<i>S. splendida</i> (Ehrenberg) Kützing	ND
	<i>S. tenera</i> var. <i>nervosa</i> A.Schmidt	ND
	<i>S. tenera</i> var. <i>splendidula</i> A.Schmidt	ND
	<i>S. tenera</i> W.Gregory	ND
	<i>Trachyneis aspera</i> var. <i>intermedia</i> (Grunow) Cleve	ND
	<i>Tryblionella acuminata</i> W.Smith	ND
	<i>T. acuta</i> (Cleve) D.G.Mann	ND
	<i>T. circumscuta</i> (Bailey) Ralfs	ND
	<i>T. coarctata</i> (Grunow) D.G.Mann	ND
	<i>T. compressa</i> (Bailey) M.Poulin	M
	<i>T. debilis</i> Arnott ex O'Meara	AD
	<i>T. granulata</i> (Grunow) D.G.Mann	ND
	<i>T. granulata</i> var. <i>hyalina</i> (Amosée) D.G.Mann	ND
	<i>T. hungarica</i> (Grunow) Frenguelli	AD

CONTINUA

## APÊNDICE C – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>T. lanceola</i> Grunow	M
	<i>T. levidensis</i> W.Smith	ND
	<i>T. littoralis</i> (Grunow) D.G.Mann	ND
	<i>T. marginulata</i> (Grunow) D.G.Mann	ND
	<i>T. perversa</i> (Grunow) D.G.Mann	ND
	<i>T. punctata</i> var. <i>coarcta</i> (Grunow) Diog-Ramos	ND
	<i>T. victoriae</i> Grunow	AD
	<i>Tryblioptychus cocconeiformis</i> (Grunow) Hendey	ND
	<i>Vanheurckia lewisiana</i> (Greville) Brébisson	AS
Eustigmatophyceae	<i>Pseudostaurastrum enorme</i> (Ralfs) R.Chodat	AD
	<i>P. limneticum</i> (Borge) Couté & G.Rousselin	AD
Phaeophyceae	<i>Acinetospora crinita</i> (Carmichael) Sauvageau	M
	<i>Ascocyclus hypneae</i> Børgesen	M
	<i>Ascophyllum nodosum</i> (Linnaeus) Le Jolis	M
	<i>Asteronema breviarticulatum</i> (J.Agardh) Ouriques & Bouzon	M
	<i>A. rhodochortonoides</i> (Børgesen) D.G.Müller & E.R.Parodi	M
	<i>Bachelotia antillarum</i> (Grunow) Gerloff	M
	<i>Canistrocarpus cervicornis</i> (Kützing) De Paula & De Clerck	M
	<i>C. crispatus</i> (J.V.Lamouroux) De Paula & De Clerck	M
	<i>Carpomitra costata</i> (Stackhouse) Batters	M
	<i>Chnoospora fastigiata</i> var. <i>atlantica</i> (J.Agardh) J.Agardh	M
	<i>Chnoospora minima</i> (Hering) Papenfuss	M
	<i>Cladostephus spongiosus</i> f. <i>verticillatus</i> (Lightfoot) Prud'homme van Reine	M
	<i>Colpomenia sinuosa</i> (Mertens ex Roth) Derbès & Solier	M
	<i>Dictyopteris areschougii</i> (J.Agardh) O.C.Schmidt	M
	<i>D. delicatula</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>D. jamaicensis</i> W.R.Taylor	M
	<i>D. jolyana</i> E.C.Oliveira & R.P.Furtado	M
	<i>D. justii</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>D. membranacea</i> (Stackhouse) Batters	M
	<i>D. plagiogramma</i> (Montagne) Vickers	M
	<i>D. polypodioides</i> (A.P.De Candolle) J.V.Lamouroux	M
	<i>Dictyota bartayresiana</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>D. caribaea</i> Hörnig & Schnetter	M
	<i>D. cervicornis</i> Kützing	M
	<i>D. ciliolata</i> Sonder ex Kützing	M
	<i>D. crenulata</i> J.Agardh	M
	<i>D. cuneata</i> Dickie	M
	<i>D. dichotoma</i> (Hudson) J.V.Lamouroux	M
	<i>D. dichotoma</i> var. <i>intricata</i> (C.Agardh) Greville	M
	<i>D. divaricata</i> J.V.Lamouroux	M
	<i>D. dolabellana</i> De Paula, Yoneshigue-Valentin & Teixeira	M
	<i>D. friabilis</i> Setchell	M
	<i>D. guineënsis</i> (Kützing) P.L.Crouan & H.M.Crouan	M
	<i>D. implexa</i> (Desfontaines) J.V.Lamouroux	M
	<i>D. jamaicensis</i> W.R.Taylor	M
	<i>D. menstrualis</i> (Hoyt) Schnetter, Hörning & Weber-Peukert	M
	<i>D. mertensii</i> (Martius) Kützing	M
	<i>D. pinnatifida</i> Kützing	M
	<i>D. pulchella</i> Hörnig & Schnetter	M
	<i>Ectocarpus fasciculatus</i> Harvey	M
	<i>E. fasciculatus</i> var. <i>refractus</i> (Kützing) Ardissoné	M
	<i>E. rallsiae</i> Vickers	M
	<i>E. siliculosus</i> (Dillwyn) Lyngbye	M
	<i>E. variabilis</i> Vickers	M

CONTINUA

## APÊNDICE C – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>Elachista minutissima</i> W.R.Taylor	M
	<i>Elachistiella leptoneumatoides</i> V.Cassano, Y.Yoneshigue-Valentin, & M.J.Wynne	ND
	<i>Feldmannia caespitula</i> (J.Agardh) Knoepffler-Péguy	M
	<i>F. duchassaingiana</i> (Grunow) Aisha & Shameel	M
	<i>F. indica</i> (Sonder) Womersley & A.Bailey	M
	<i>F. irregularis</i> (Kützing) G.Hamel	M
	<i>F. lebelii</i> (Areschoug ex P.L.Crouan & H.M.Crouan) G.Hamel	M
	<i>F. mitchelliae</i> (Harvey) H.-S.Kim	M
	<i>F. simplex</i> (P.L.Crouan & H.M.Crouan) G.Hamel	M
	<i>Fucus vesiculosus</i> Linnaeus	M
	<i>Gymnosorus collaris</i> (C.Agardh) J.Agardh	M
	<i>Halopteris filicina</i> (Grateloup) Kützing	M
	<i>Hapalospongidion macrocarpum</i> (Feldmann) León-Álvarez & González-González	M
	<i>Hecatonema floridanum</i> (W.R.Taylor) W.R.Taylor	M
	<i>H. terminale</i> (Kützing) Kylin	M
	<i>Herponema tortugense</i> (W.R.Taylor) W.R.Taylor	M
	<i>Hincksia onslowensis</i> (Amsler & Kapraun) P.C.Silva	M
	<i>Hydroclathrus clathratus</i> (C.Agardh) M.A.Howe	M
	<i>Jolyna laminarioides</i> S.M.Guimarães	M
	<i>Kuckuckia spinosa</i> (Kützing) Kornmann	M
	<i>Kuetzingiella battersii</i> (Bornet ex Sauvageau) Kornmann	M
	<i>K. elachistaeformis</i> (Heydrich) M.Balakrishnan & Kinkar	M
	<i>Laminaria abyssalis</i> A.B.Joly & E.C.Oliveira	M
	<i>L. brasiliensis</i> A.B.Joly & E.C.Oliveira	M
	<i>Levringia brasiliensis</i> (Montagne) A.B.Joly	M
	<i>Lithoderma fatiscens</i> Areschoug	M
	<i>Lobophora variegata</i> (J.V.Lamouroux) Womersley ex E.C.Oliveira	M
	<i>Myriactula minor</i> (Farlow) W.R.Taylor	M
	<i>Myrionema strangulans</i> Greville	M
	<i>Nemacystus howei</i> (W.R.Taylor) Kylin	M
	<i>Neoralgsia expansa</i> (J.Agardh) P.-E.Lim & H.Kawai ex Cormaci & G.Furnari	M
	<i>Nereia filiformis</i> (J.Agardh) Zanardini	M
	<i>Padina antillarum</i> (Kützing) Piccone	M
	<i>P. boergesenii</i> Allender & Kraft	M
	<i>P. boryana</i> Thivy	M
	<i>P. durvillei</i> f. <i>obscura</i> Piccone	M
	<i>P. fraseri</i> (Greville) Greville	M
	<i>P. gymnospora</i> (Kützing) Sonder	M
	<i>P. pavonica</i> (Linnaeus) Thivy	M
	<i>P. profunda</i> S.A.Earle	M
	<i>P. sanctae-crucis</i> Børgesen	M
	<i>Petalonia binghamiae</i> (J.Agardh) K.L.Vinogradova	M
	<i>P. fascia</i> (O.F.Müller) Kuntze	M
	<i>Protectocarpus speciosus</i> (Børgesen) Kornmann	M
	<i>Pylaiella littoralis</i> (Linnaeus) Kjellman	M
	<i>Rosenvingea intricata</i> (J.Agardh) Børgesen	M
	<i>R. sanctae-crucis</i> Børgesen	M
	<i>Sargassum acinarium</i> (Linnaeus) Setchell	M
	<i>S. chamissonis</i> Kützing	M
	<i>S. cymosum</i> C.Agardh	M
	<i>S. cymosum</i> var. <i>nanum</i> E.de Paula & E.C.Oliveira	M
	<i>S. filipendula</i> C.Agardh	M
	<i>S. filipendula</i> var. <i>laxum</i> J.Agardh	M
	<i>S. filipendula</i> var. <i>montagnei</i> (J.W.Bailey) Grunow	M

CONTINUA

## APÊNDICE C – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>S. filipendula</i> var. <i>pinnatum</i> Grunow	M
	<i>S. furcatum</i> Kützing	M
	<i>S. furcatum</i> var. <i>diversifolium</i> (Grunow) E.J.de Paula ex Y.Yoneshigue	M
	<i>S. furcatum</i> var. <i>humile</i> (Grunow) E.J.de Paula ex Y.Yoneshigue	M
	<i>S. hystrix</i> J.Agardh	M
	<i>S. lendigerum</i> (Linnaeus) C.Agardh	M
	<i>S. liebmannii</i> J.Agardh	M
	<i>S. maximilianii</i> (Schrad.) Martens	M
	<i>S. natans</i> (Linnaeus) Gaillon	M
	<i>S. platycarpum</i> Montagne	M
	<i>S. polyceratium</i> Montagne	M
	<i>S. ramifolium</i> Kützing	M
	<i>S. stenophyllum</i> Martius	M
	<i>S. vulgare</i> C.Agardh	M
	<i>S. vulgare</i> var. <i>nanum</i> E.de Paula	M
	<i>Scytosiphon lomentaria</i> (Lyngbye) Link	M
	<i>Spatoglossum schroederi</i> (C.Agardh) Kützing	M
	<i>Sphacelaria brachygona</i> Montagne	M
	<i>S. novae-hollandiae</i> Sonder	M
	<i>S. rigidula</i> Kützing	M
	<i>S. tribuloides</i> Meneghini	M
	<i>Sporochnus bolleanus</i> Montagne	M
	<i>S. pedunculatus</i> (Hudson) C.Agardh	M
	<i>Stictyosiphon charoides</i> Zeller	M
	<i>Stragularia clavata</i> (Harvey) G.Hamel	M
	<i>Streblonema parasiticum</i> (Sauvageau) De Toni	M
	<i>Styopodium zonale</i> (J.V.Lamouroux) Papenfuss	M
	<i>Syringoderma abyssicola</i> (Setchell & N.L.Gardner) Levring	M
	<i>Turbinaria turbinata</i> (Linnaeus) Kuntze	M
	<i>Zonaria tournefortii</i> (J.V.Lamouroux) Montagne	M
	<i>Z. zonalis</i> (Lamouroux) Howe	M
Raphidophyceae		
	<i>Chattonella subsalsa</i> B.Biecheler	M
	<i>Fibrocapsa japonica</i> S.Toriumi & H.Takano	M
	<i>Gonyostomum depressum</i> (Lauterborn) Lemmermann	M
	<i>G. semen</i> (Ehrenberg) Diesing	AD
	<i>Heterosigma akashiwo</i> (Y.Hada) Y.Hada ex Y.Hara & M.Chihara	M
	<i>Merotricha bacillata</i> Mereschkowsky	AD
	<i>Vacuolaria tropicalis</i> C.E.M.Bicudo & M.B.Cardoso	ND
	<i>V. virescens</i> Cienkowski	M
	<i>V. viridis</i> (P.A.Dangeard) Pascher	AD
Synurophyceae		
	<i>Chrysodidymus synuroideus</i> Prowse	AD
	<i>Mallomonas acaroides</i> Perty	AD
	<i>M. alpina</i> Pascher & Ruttner	AD
	<i>M. annulata</i> (D.E.Bradley) K.Harris	AD
	<i>M. areolata</i> Nygaard	AD
	<i>M. bronchartiana</i> Compère	ND
	<i>M. calceolus</i> D.E.Bradley	AD
	<i>M. canina</i> Kristiansen	AD
	<i>M. caudata</i> Iwanoff [Ivanov]	AD
	<i>M. corymbosa</i> Asmund & D.K.Hilliard	ND
	<i>M. crassisquama</i> (Asmund) Fott	AD
	<i>M. cristata</i> Dürrschmidt	ND
	<i>M. cyathellata</i> var. <i>chilensis</i> Dürrschmidt	ND
	<i>M. cyathellata</i> var. <i>kenyana</i> Wujek & Asmund	ND
	<i>M. cyathellata</i> Wujek & Asmund	AD

CONTINUA

## APÊNDICE C – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>M. elongata</i> Reverdin	AD
	<i>M. favosa</i> K.H.Nicholls	AD
	<i>M. fenestrata</i> Cronbeg & B.Hickel	ND
	<i>M. guttata</i> Wujek	AD
	<i>M. lelymene</i> K.Harris & D.E.Bradley	AD
	<i>M. mangofera</i> K.Harris & D.E.Bradley	AD
	<i>M. matvienkoae</i> B.Asmund & Kristiansen	AD
	<i>M. matvienkoae</i> var. <i>grandis</i> Dürschmidt & G.Cronberg	AD
	<i>M. morrisonensis</i> Croome & P.A.Tyler	AD
	<i>M. multisetigera</i> Dürschmidt	AD
	<i>M. paludosa</i> Fott	AD
	<i>M. papillosa</i> K.Harris & D.E.Bradley	AD
	<i>M. papillosa</i> var. <i>ellipsoidea</i> K.Harris	AD
	<i>M. peroneides</i> (K.Harris) Moneu & Peterfi	AD
	<i>M. pillula</i> K.Harris	AD
	<i>M. pillula</i> var. <i>valdiviana</i> Dürschmidt	ND
	<i>M. portae-ferreae</i> L.Péterfi & Asmund	AD
	<i>M. portae-ferreae</i> var. <i>reticulata</i> Gretz, Sommerfeld & Wujek	ND
	<i>M. prora</i> Dürschmidt	ND
	<i>M. punctifera</i> Korshikov	AD
	<i>M. punctifera</i> var. <i>brasiliensis</i> Kristiansen & M.Menezes	ND
	<i>M. rasilis</i> Dürschmidt	AD
	<i>M. rhombica</i> G.Cronberg	ND
	<i>M. striata</i> Asmund	AD
	<i>M. striata</i> var. <i>serrata</i> K.Harris & D.E.Bradley	AD
	<i>M. teilingii</i> W.Conrad	AD
	<i>M. tonsurata</i> Teiling	AD
	<i>Paraphysomonas bourrellyi</i> (Takahashi) Preisig & D.J.Hibberd	AD
	<i>Spiniferomonas abei</i> Takahashi	AD
	<i>S. annulata</i> (Kristiansen & Tong) Wujek & C.E.M.Bicudo	ND
	<i>S. coronacircumspina</i> (Wujek & Kristiansen) K.H.Nicholls	AD
	<i>S. trioralis</i> E.Takahashi	AD
	<i>Synura australiensis</i> Playfair	AD
	<i>S. conopea</i> Kynclová & Skaloud	AD
	<i>S. curtispina</i> (J.B.Petersen & J.B.Hansen) Asmund	AD
	<i>S. echinulata</i> Korshikov	AD
	<i>S. macropora</i> Skaloud & Kynclová	AD
	<i>S. mamillosa</i> E.Takahashi	AD
	<i>S. petersenii</i> Korshikov	AD
	<i>S. sphagnicola</i> (Korshikov) Korshikov	AD
	<i>S. spinosa</i> Korshikov	AD
	<i>S. spinosa</i> var. <i>striata</i> G.Cronberg	AD
	<i>S. uvella</i> Ehrenberg	AD
Xanthophyceae		
	<i>Acanthochloris scherffelii</i> Pascher	ND
	<i>Arachnochloris minor</i> Pascher	ND
	<i>Botryochloris cumulata</i> Pascher	ND
	<i>B. minima</i> Pascher	ND
	<i>Bracchiogonium ophiaster</i> (Pascher) Pascher ex Ettl	AD
	<i>Centrtractus africanus</i> F.E.Fritsch & M.F.Rich	AD
	<i>C. belonophorus</i> (Schmidle) Lemmermann	AD
	<i>C. ellipsoideus</i> Starmach	AD
	<i>Characiopsis acuta</i> (A.Braun) Borzi	AD
	<i>C. africanus</i> F.E.Fritsch & M.F.Rich	AD
	<i>C. anabaenae</i> Pascher	ND
	<i>C. aquilonaris</i> Skuja	AD
	<i>C. elegans</i> Ettl	AD

CONTINUA

## APÊNDICE C – Continuação.

Classe	Espécie	Habitat
	<i>C. longipes</i> (Rabenhorst) Borzi	AD
	<i>C. microcysticola</i> Skuja	AD
	<i>C. minima</i> Pascher	ND
	<i>C. minutissima</i> Pascher	AD
	<i>C. pyriformis</i> (A.Braun) Borzi	AD
	<i>C. sphagnicola</i> Pascher	AD
	<i>Chloridella cystiformis</i> Pascher	ND
	<i>Chlorocloster raphidioides</i> Pascher	ND
	<i>Chloropedia plana</i> Pascher	ND
	<i>Gloeobotrys lunatus</i> H.Ettl	AD
	<i>Goniochloris cochleata</i> Pascher	AD
	<i>G. contorta</i> (Bourrelly) Ettl	AS
	<i>G. fallax</i> Fott	ND
	<i>G. iyengarii</i> (Ramanathan) Ettl	AD
	<i>G. laevis</i> Fott	AD
	<i>G. mutica</i> (A.Braun) Fott	ND
	<i>G. smithii</i> (Bourrelly) Fott	ND
	<i>G. spinosa</i> Pascher	AD
	<i>Isthmochloron gracile</i> (Reinsch) Skuja	AD
	<i>I. lobulatum</i> (Nägeli) Skuja	ND
	<i>I. neustonica</i> Zalocar & Pizarro	AD
	<i>Lutherella bicudoi</i> Tell & D.C.Bicudo	AD
	<i>Monallantus angustus</i> Ettl	AD
	<i>M. brevicylindrus</i> Pascher	ND
	<i>M. pyreniger</i> Pascher	ND
	<i>M. stichococcoides</i> Pascher	ND
	<i>Monodus chodatii</i> Pascher	ND
	<i>Nephrodiella minor</i> Pascher	ND
	<i>N. semilunaris</i> Pascher	ND
	<i>Ophiocytium capitatum</i> Wolle	ND
	<i>O. cochleare</i> (Eichwald) A.Braun	ND
	<i>O. maximum</i> Borzi	AD
	<i>O. parvulum</i> (Perty) A.Braun	AD
	<i>Pleurochloris imitans</i> Pascher	ND
	<i>P. pseudopolychloris</i> Ettl	AD
	<i>Pseudopolyedriopsis skujae</i> Hollerbach	AD
	<i>Rhizochloris pluriplastidiata</i> C.E.M.Bicudo & D.C.Bicudo	AD
	<i>R. stigmatica</i> Pascher	ND
	<i>R. virideflavescens</i> (Skvortzov) C.E.M.Bicudo	AD
	<i>Tetraëdriella acuta</i> Pascher	AD
	<i>T. jovettii</i> (Bourrelly) Bourrelly	AD
	<i>T. polychloris</i> Skuja	AD
	<i>T. regularis</i> (Kützing) Fott	ND
	<i>T. spinigera</i> Skuja	ND
	<i>Tetraplektron acutum</i> (Pascher) Fott	AD
	<i>T. bourrellyi</i> Ettl	AD
	<i>T. laevis</i> (Bourrelly) Ettl	AD
	<i>T. torsum</i> (W.B.Turner) Dedusenko-Shchegoleva	AD
	<i>T. tribulus</i> (Pascher) Fott	AD
	<i>Tribonema minus</i> (Wille) Hazen	ND
	<i>Vaucheria bursata</i> (O.F.Müller) C.Agardh	T
	<i>V. longicaulis</i> Hoppaugh	M/AD
	<i>Xanthonema hormidioides</i> (Vischer) P.C.Silva	ND
	<i>X. stichococcoides</i> (Pascher) P.C.Silva	ND

Legenda: AD = Água Doce; AS = Água Salobra; M = Marinho; ND = Não definido; T = Terrestre; U = Ubíquo.  
 Fonte: Modificado de Guiry; Guiry, 2014a.