



Atividade antimicrobiana *in vitro* de extratos de frutas nativas brasileiras e óleos essenciais contra isolados multirresistentes de *Pseudomonas aeruginosa* de origem animal

In vitro antimicrobial activity of brazilian native fruit pomace extracts and essential oils against multidrug-resistant *Pseudomonas aeruginosa* of animal origin

Andryara Panizzon¹ , Carla Patricia Freitas¹ , Caroline Antunes do Nascimento¹ , Lára Franco dos Santos¹ , Luana Pasqualotto¹ , Milena Zanoello Bertuol¹ , Karen Apellanis Borges² , Thales Quedi Furian² , Letícia Trevisan Gressler^{3,4} , Luciana Ruschel dos Santos¹ 

1 Universidade de Passo Fundo (UPF), Passo Fundo, Rio Grande do Sul, Brasil 

2 Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil 

3 Universidade Federal de Santa Maria (UFSM), Santa Maria, Rio Grande do Sul, Brasil 

4 Instituto Federal Farroupilha (IFFar), Frederico Westphalen, Rio Grande do Sul, Brasil 

*autor correspondente: karen.borges@ufrgs.br

Recebido: 23 de maio de 2025. Aceito: 10 de julho de 2025. Publicado: 26 de agosto de 2025. Editor: Luiz Augusto B. Brito

Resumo: *Pseudomonas aeruginosa* é um patógeno com resistência múltipla aos antimicrobianos e de grande relevância em saúde humana e animal. Seu perfil de multirresistência, observado inclusive em isolados de origem animal, evidencia a necessidade de estratégias alternativas aos antimicrobianos em uma abordagem de Saúde Única. Este estudo avaliou a atividade antimicrobiana *in vitro* de quatro extratos de frutas nativas do Brasil (guabiroba, uvaia, araçá e butiá) e de quatro óleos essenciais comerciais (canela, cravo, gengibre e tomilho) contra isolados de *P. aeruginosa* obtidos de animais domésticos. A suscetibilidade antimicrobiana foi determinada através do teste de disco-difusão de Kirby-Bauer e da concentração inibitória mínima (CIM) em microplacas de 96 poços. Os extratos de frutas de guabiroba e uvaia demonstraram ação antimicrobiana para 57,4% dos isolados, enquanto araçá e butiá não apresentaram ação antimicrobiana. O óleo de canela foi o único composto a inibir todos os isolados nos dois testes, com valores de CIM entre 4,88 a 9,70 µg/mL. Os óleos de cravo e tomilho apresentaram ação antimicrobiana limitada, enquanto o gengibre foi o menos efetivo. Essas descobertas destacam o potencial do óleo de canela como um promissor candidato antimicrobiano e sugerem que resíduos de frutas nativas podem representar recursos valiosos e sustentáveis. Estudos futuros devem se concentrar na elucidação dos mecanismos de ação, efeitos sinérgicos e eficácia *in vivo* para subsidiar o desenvolvimento de alternativas fitoterápicas contra cepas resistentes de *P. aeruginosa*.

Palavras-chave: canela; compostos naturais; guabiroba; resistência antimicrobiana; uvaia.

Abstract: *Pseudomonas aeruginosa* is a multidrug-resistant pathogen of growing concern in both human and veterinary medicine. Its increasing resistance profile, including that of animal-derived strains, necessitates alternative antimicrobial strategies within the One Health approach. This study evaluated the *in vitro* antimicrobial activities of four native Brazilian fruit pomace extracts (guabiroba, uvaia, araçá, and butiá) and four commercial essential oils (cinnamon, clove, ginger, and thyme) against clinical *P.*



aeruginosa isolates obtained from domestic animals. Antimicrobial susceptibility and minimum inhibitory concentrations (MICs) were determined using the Kirby–Bauer disk diffusion method and a 96-well plate-based microdilution assay, respectively. The pomace extracts of guabiroba and uvaia showed inhibitory activity against 57.4 % of the tested isolates, whereas araçá and butiá exhibited no detectable effects. Cinnamon oil was the only compound that inhibited all isolates in both assays, with MIC values ranging from 4.88 to 9.70 µg/mL. The clove and thyme oils showed limited activity, whereas the ginger oil was largely ineffective. These findings highlight the potential of cinnamon oil as an antimicrobial candidate and suggest that native fruit residues may represent valuable, sustainable resources. Future studies should focus on investigating the mechanisms of action, synergistic effects, and in vivo efficacy of these compounds to support the development of phytotherapeutic alternatives against multidrug-resistant *P. aeruginosa* strains.

Key-words: antimicrobial action; cinnamon; guabiroba; natural compounds; uvaia.

1. Introdução

Pseudomonas aeruginosa é uma bactéria Gram-negativa pertencente à família Pseudomonadaceae. Esta espécie é capaz de sobreviver em uma ampla gama de ambientes, incluindo água e solo, e é considerada um patógeno oportunista em humanos e animais^(1,2). *P. aeruginosa* é um dos microrganismos mais frequentemente associados à infecção nosocomial, particularmente em indivíduos imunocomprometidos⁽³⁾. Esta bactéria faz parte do grupo “ESKAPE” de patógenos nosocomiais, que também inclui *Enterococcus faecium*, *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella pneumoniae*, *Acinetobacter baumannii* e *Enterobacter* spp.⁽⁴⁾.

P. aeruginosa exibe uma baixa suscetibilidade a vários antimicrobianos, com uma grande capacidade de adquirir resistência⁽⁴⁾. Consequentemente, a Organização Mundial da Saúde (OMS) incluiu esta espécie no grupo de patógenos de maior prioridade para os quais novos antimicrobianos são urgentemente necessários⁽⁵⁾. Animais domésticos são importantes reservatórios de *P. aeruginosa* e podem transmitir essa bactéria diretamente aos humanos por meio de saliva, aerossóis, urina, fezes ou outras formas de contato próximo⁽⁶⁾. Como a bactéria *P. aeruginosa* pode adquirir resistência por meio de transferência horizontal de genes ou alterações mutacionais, isolados animais podem servir como fonte de genes de resistência para cepas humanas^(1,6). No entanto, o papel dos animais domésticos como reservatório de cepas multirresistentes é frequentemente subestimado⁽⁶⁾.

Com o aumento da resistência antimicrobiana e da preocupação dos consumidores com os efeitos negativos de resíduos de produtos químicos, os compostos naturais têm despertado interesse como agentes antimicrobianos alternativos⁽⁷⁾. Óleos essenciais e extratos de plantas são considerados opções ecológicas e sustentáveis para o controle de bactérias patogênicas. De fato, diversos compostos naturais demonstraram efeitos inibitórios contra *P. aeruginosa*⁽⁸⁻¹⁰⁾.

O Brasil abriga um bioma rico com um grande número de espécies nativas que podem ser utilizadas para o desenvolvimento de novos produtos. Entretanto, esses recursos permanecem subutilizados⁽¹¹⁾. No sul do Brasil, quatro das espécies frutíferas nativas mais comuns são araçá, butiá, uvaia e guabiroba⁽¹²⁾. O araçá (*Psidium cattleianum*), também conhecido como araçá-do-mato, araçá-do-campo e araçá-amarelo, pertence à família Myrtaceae e é uma das espécies economicamente mais importantes dessa família. É encontrado em uma extensa área da costa atlântica brasileira, da Bahia ao Rio Grande do

Sul, e se estende até o nordeste do Uruguai ⁽¹³⁻¹⁵⁾. O butiá (*Butia eriospatha*) é uma palmeira frutífera da família Arecaceae, nativa do sul do Brasil e Uruguai. A palmeira butiá é adaptada a ambientes com altos níveis de estresse abiótico ^(16,17). A guabiroba (*Campomanesia xanthocarpa*), também conhecida como guavirova, guabirobeira-do-mato e guabira, é uma fruta da família Myrtaceae, nativa do Brasil e encontrada em vários estados ⁽¹⁸⁾. Uvaia (*Eugenia pyriformes*) é um fruto de uma árvore nativa da Mata Atlântica, ocorrendo em diversas regiões brasileiras, especialmente em São Paulo e no Rio Grande do Sul ^(9,20). Todas estas frutas são ricas em compostos fenólicos e carotenoides, além de conterem altos níveis de ácido ascórbico ⁽²¹⁾.

A composição química dos óleos essenciais é resultado de complexas vias biossintéticas que variam entre famílias, gêneros e espécies de plantas. O tomilho (*Thymus vulgaris* Linn) é uma erva da família Lamiaceae, nativa da região do Mediterrâneo Ocidental. O óleo de tomilho é extraído das folhas e flores e seus principais constituintes incluem timol, γ -terpineno, 1,8-cinemol, carvacrol e linalol ^(22,23). O cravo-da-índia (*Eugenia caryophyllata*, família Myrtaceae) é cultivado principalmente em Madagascar, Tanzânia, Sri Lanka, Brasil e Indonésia. Possui forte odor aromático e sabor pungente e característico. O principal componente do óleo de cravo é o eugenol ^(24,25). O gengibre (*Zingiberaceae officinale* Roscoe) pertence à família Zingiberaceae e é nativo do Sudeste Asiático. Caracteriza-se pela presença de óleo essencial em todas as partes da planta, sendo o gingerol identificado como o principal componente bioativo ^(26,27). A canela (*Cinnamomum cassia*, família Lauraceae) é nativa do Sri Lanka e de outras regiões tropicais da Ásia. Seu óleo essencial é composto principalmente de cinamaldeído, linalol, α -terpineno e limoneno ^(28,29).

Devido à crescente resistência a antibióticos e às frequentes falhas terapêuticas, há uma demanda crescente por terapias alternativas, como extratos e óleos vegetais. O uso desses produtos naturais em animais de estimação também tem sido sugerido por alguns pesquisadores. No entanto, dados sobre a ação desses extratos e óleos contra *P. aeruginosa* são escassos. Neste contexto, este estudo teve como objetivo avaliar a atividade antimicrobiana de extratos de bagaço de frutas nativas brasileiras e óleos essenciais contra isolados multirresistentes de *P. aeruginosa* obtidos de animais domésticos. Diferentemente de estudos anteriores que se concentram em cepas padrão ou isolados humanos, esta abordagem integra a perspectiva de Saúde Única com a valorização de resíduos da agroindústria, oferecendo potencial translacional para estratégias antimicrobianas sustentáveis e alternativas em veterinária.

2. Material e métodos

2.1 Cepas de *Pseudomonas aeruginosa*

Um total de sete isolados de *P. aeruginosa* foram selecionados aleatoriamente de nossa coleção de estoques para este estudo. As cepas foram originalmente isoladas de animais domésticos (cavalos, cães e gatos) entre novembro de 2022 e maio de 2023 nas regiões norte e central do estado do Rio Grande do Sul, Brasil ⁽³⁰⁾. Uma cepa padrão de *P. aeruginosa* (ATCC 27853) também foi incluída nos testes.

Os isolados foram armazenados congelados em caldo de infusão cérebro-coração (BHI; Granu Cult, Darmstadt, Alemanha) suplementado com 20% de glicerol. Para preparar o inóculo, uma alíquota (10 μ L) do estoque foi inoculada em 4 mL de caldo de soja tríptica (TSB; Kasvi, Pinhais, Brasil) e incubada a 37

°C por 24 h. Após a incubação, a cultura foi semeada em ágar cetrimida (Granu Cult) e incubada a 37 °C por 24 h. As colônias foram transferidas para tubos contendo 4 mL de caldo TSB e a turbidez foi ajustada para 0,5 na escala de McFarland ($1,5 \times 10^8$ UFC/mL). O inóculo padronizado foi então semeado em ágar Muller-Hinton (Kasvi).

2.2 Frutas nativas brasileiras

Neste estudo, foram utilizados 20 g de bagaço liofilizado de quatro frutas nativas brasileiras: guabiroba, araçá, uvaia e butiá. Os extratos foram obtidos conforme descrito anteriormente⁽¹¹⁾ e o teor de fenólicos totais foi determinado por espectrofotômetro⁽¹¹⁾.

2.3 Óleos essenciais

Quatro óleos essenciais comerciais foram utilizados neste estudo: canela, cravo, gengibre e tomilho. Eles foram adquiridos da empresa Oshadi (Colombo, Brasil) e suas propriedades físico-químicas estão descritas na Tabela 1.

Tabela 1. Óleos essenciais: nomes comuns e botânicos, parte da planta, país de origem, composição principal e serviço de resumo químico (Chemical Abstract Service – CAS).

Nome comum	Nome botânico	Parte da Planta	Origem	Composição principal (%)	CAS
Caneleira-chinesa	<i>Cinnamomum cassia</i>	galhos	China	Cinamaldeído (82,3%), ácido acético, éster cinamílico (2,1%), cumarina (1,7%), 2-Propenal, 3-(2)-metoxifeno (13,8%)	8007-80-5
Cravo	<i>Eugenia caryophyllata</i>	flor	Madagascar	Eugenol (84,2%), acetato de eugenila (10,2%), β-cariofileno (4,2%)	8000-34-8
Gengibre	<i>Zingiber officinalis</i>	rizoma	Índia	α-zingibereno (32,1%), ar-curcumeno + β-zingibereno (19,4%), bisaboleno (6,5%), β-sesquifelandreno (4,2%)	8007-08-7
Tomilho	<i>Thymus vulgaris</i>	flor, planta	Espanha	Timol (49,1%), p-cimeno (18,1%)	8007-46-3

2.4 Susceptibilidade antimicrobiana

A suscetibilidade antimicrobiana de *P. aeruginosa* foi determinada pelo método de difusão em disco de Kirby-Bauer, seguindo a diretriz VET08 do Instituto de Padrões Clínicos e Laboratoriais (Clinical and Laboratory Standards Institute)⁽³¹⁾. Uma cepa de *Staphylococcus aureus* (ATCC 25923) foi selecionada para garantir a validade do teste. Foram testados os seguintes discos de antibióticos (Laborclin; Viamão, Brasil): amoxicilina (AMX) 10 µg, cefaclor (CEC, 30 µg), ceftriaxona (CRO, 30 µg), cefalexina (CPX, 30 µg), ciprofloxacino (CIP) 5 µg, cloranfenicol (CHL, 30 µg), ceftalotina (CEP, 30 µg), cefazolina (CZN, 30 µg), clindamicina (DA, 2 µg), enrofloxacino (ENR) 5 µg, imipenem (IMP, 10 µg), canamicina (KAN, 30 µg), levofloxacino (LVX, 5 µg), meropenem (MEM, 10 µg) neomicina (NEO) 30 µg, ofloxacina (OFX, 5 µg), oxacilina (OX, 1 µg), penicilina G (PEN, 10 µg), estreptomicina (STR, 10 µg) e sulfametoxazol + trimetoprima (SXT) 25 µg. Isolados classificados como “intermediários” foram considerados não suscetíveis. Isolados multirresistentes (MDR) foram definidos como aqueles resistentes a três ou mais classes antimicrobianas⁽³²⁾.

2.5 Atividade antimicrobiana de óleos essenciais e extratos de bagaço de frutas por difusão em ágar

Para os ensaios de difusão em ágar, 100 µL do inóculo bacteriano foram espalhados em ágar Mueller Hinton. Poços (6 mm) foram perfurados no ágar e 40 µL de cada extrato ou óleo essencial foram adicionados a cada poço. Um disco de ofloxacina (5 µg) foi utilizado como controle positivo. As placas foram incubadas a 37 °C por 24 horas, e os diâmetros das zonas de inibição foram medidos com uma régua⁽¹¹⁾.

2.6 Concentração Inibitória Mínima (CIM)

O teste de CIM foi realizado usando microplacas de poliestireno estéreis de fundo plano com 96 poços. Cada poço recebeu 100 µL de caldo Mueller Hinton (BD, Grenoble, França). Na primeira coluna, 100 µL de extrato ou óleo foram adicionados, seguidos por diluições duplas em série nas colunas subsequentes. Em seguida, 100 µL do inóculo bacteriano padronizado foram adicionados a cada poço. As placas foram incubadas a 36 °C por 24 horas. Os ensaios foram realizados em triplicata. Após a incubação, a CIM foi determinada usando resazurina (Êxodo Científica, Sumaré, Brasil) a 100 µg/mL como indicador. Uma alíquota de 30 µL de solução de resazurina foi adicionada a cada poço, e a mudança de cor foi avaliada após 2 horas. Os poços que permaneceram azuis indicaram ausência de crescimento bacteriano, enquanto os que permaneceram na cor rosa indicaram multiplicação bacteriana⁽¹¹⁾.

3. Resultados

3.1 Susceptibilidade antimicrobiana

O perfil de resistência antimicrobiana de cada isolado está descrito na Tabela 2. Todos os isolados testados foram classificados como MDR.

Tabela 2. *Pseudomonas aeruginosa*: perfis de resistência antimicrobiana.

Isolados	Agente antimicrobiano
01	CEC, CHL, CZN, STR, KAN, OX, PEN
02	CEC, CHL, CEP, CZN, STR, KAN, PEN, LVX
03	PEN, SXT, CPX, ENR, AMX, STR, CRO, DA, CEP, CIP
04	IMP, MEN, NEO
05	IMP, MEN, NEO
06	CEC, CHL, CZN, OX, PEN, STR
07	CEC, CHL, CZN, STR, KAN, OX, PEN, LVX, OFX

Amoxicilina (AMX); cefaclor (CEC); ceftriaxona (CRO); cefalexina (CPX); ciprofloxacina (CIP); cloranfenicol (CHL); cefalotina (CEP); cefazolina (CZN); clindamicina (DA); enrofloxacina (ENR); imipenem (IMP, 10 µg); canamicina (KAN); levofloxacino (LVX); meropenem (MEM); neomicina (NEO); ofloxacina (OFX, oxacilina (OX); penicilina G (PEN); estreptomicina (STR) e sulfametoxazol + trimetoprim (SXT).

3.2 Atividade antimicrobiana de extratos de bagaço de frutas por difusão em ágar e CIM

A Tabela 3 resume os resultados do ensaio de difusão em ágar e da CIM para extratos de bagaço de frutos contra *P. aeruginosa*. Araçá e butiá não inibiram o crescimento de *P. aeruginosa* pelo método de difusão em ágar, e os valores de CIM variaram de 49,95 a 99,90 mg/mL para aracá, e foram de 24,97 mg/mL para todos os isolados de butiá. Guabiroba e uvaia apresentaram atividade antimicrobiana contra 57,41% (4/7) dos isolados. Os valores de CIM foram variáveis para guabiroba e uvaia.

Tabela 3. Diâmetro da zona de inibição (mm) e concentração inibitória mínima (CIM; mg/mL) de extratos de bagaço de frutas contra *Pseudomonas aeruginosa*.

Isolados	Araçá		Butiá		Guabiroba		Uvaia	
	Diâmetro	CIM	Diâmetro	CIM	Diâmetro	CIM	Diâmetro	CIM
1	-	49,95	-	24,97	-	49,95	-	49,95
2	-	49,95	-	24,97	15,66	24,97	17,00	12,48
3	-	49,95	-	24,97	-	49,95	-	49,95
4	-	49,95	-	24,97	10,00	12,48	12,66	24,97
5	-	49,95	-	24,97	11,00	49,95	11,00	24,97
6	-	49,95	-	24,97	10,66	49,95	10,66	24,97
7	-	99,90	-	24,97	-	99,90	-	49,95
ATCC ¹	15,66	24,97	23,66	24,97	-	49,95	-	49,95

Sem inibição (-). ¹*Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853

3.3 Atividade antimicrobiana de óleos essenciais por difusão em ágar e CIM

A Tabela 4 apresenta os resultados do ensaio de difusão em ágar e da CIM para óleos essenciais contra *P. aeruginosa*. O óleo de gengibre não inibiu *P. aeruginosa* via difusão em ágar, e um isolado foi inibido a 10.000 mg/mL. Os óleos de cravo e tomilho inibiram apenas um isolado cada por ensaio de difusão. Seus valores de CIM variaram de 39 a 5.000 µg/mL para cravo e de 39 a 1.250 µg/mL para tomilho. O óleo de canela inibiu todos os isolados de *P. aeruginosa* em ensaios de difusão em ágar. Os valores de CIM para o óleo de canela variaram de 4,88 a 9,70 µg/mL e foram significativamente ($p<0,05$) menores do que os dos outros compostos.

Tabela 4. Diâmetro da zona de inibição (mm) e concentração inibitória mínima (CIM; mg/mL) de óleos essenciais contra *Pseudomonas aeruginosa*.

Isolados	Canela		Cravo		Gengibre		Tomilho	
	Diâmetro	CIM	Diâmetro	CIM	Diâmetro	CIM	Diâmetro	CIM
1	31,66	4,88	-	5,000	-	-	-	39
2	26,66	9,70	-	156	-	-	-	156
3	31,66	9,70	-	78	-	-	-	156
4	32,33	9,70	-	5,000	-	-	-	1.250
5	31,00	4,88	-	625	-	-	-	1.250
6	35,00	4,88	-	625	-	10,000	-	312
7	38,66	4,88	11,66	39	-	-	40,00	78
ATCC ¹	31,66	9,7	10	312	-	-	-	625

Sem inibição (-). ¹*Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853.

4. Discussão

P. aeruginosa é uma das principais causas de infecções associadas aos sistemas de assistência à saúde. Em 2017, aproximadamente 32.600 infecções ocorreram entre pacientes hospitalizados nos Estados Unidos, com mais de 2.700 mortes ⁽³³⁾. Estudos anteriores indicam que patógenos humanos adquiridos em hospitais também podem colonizar e infectar animais de estimação ⁽³⁴⁾. Da mesma forma, animais domésticos podem atuar como reservatórios para *P. aeruginosa*, potencialmente transmissora para humanos. Portanto, controlar *P. aeruginosa* é uma preocupação de Saúde Única ⁽⁶⁾. No presente estudo, foi determinado o perfil de suscetibilidade antimicrobiana de *P. aeruginosa* de origem clínica. Todos os isolados testados foram classificados como MDR. Consequentemente, novas estratégias, incluindo óleos essenciais e extratos de plantas, são necessárias para mitigar o impacto das infecções por cepas MDR no sistema de saúde ⁽³⁵⁾. Nesse contexto, avaliamos esses isolados em relação a diversos compostos naturais.

Um grande desafio no processamento de frutas e vegetais é a geração de resíduos, mesmo que o bagaço da fruta seja rico em compostos fenólicos e outros compostos bioativos com propriedades antimicrobianas ⁽³⁶⁾. Vários extratos de bagaço de fruta foram descritos como potenciais compostos antimicrobianos contra bactérias patogênicas ⁽³⁷⁻³⁹⁾. Além disto, extratos de frutas nativas têm importância ambiental e econômica. Por esta razão, avaliamos a atividade antimicrobiana de vários extratos de bagaço de frutas nativas brasileiras.

Araçá e butiá têm atividade antimicrobiana reconhecida, amplamente atribuída ao ácido clorogênico, ácido ascórbico e diversos compostos fenólicos e carotenoides ^(37,40). No entanto, nenhum dos extratos inibiu o crescimento de *P. aeruginosa* pelo método de difusão em ágar neste estudo. Os resultados de CIM para os extratos de araçá e butiá foram altos, refletindo atividade antibacteriana limitada contra *P. aeruginosa*. Em contraste, guabiroba e uvaia apresentaram atividade antimicrobiana contra 57,41% dos isolados. A uvaia é rica em rutina, ácido elágico, ácido gálico e ácido clorogênico, enquanto a guabiroba é rica em carotenoides e compostos fenólicos ⁽³⁷⁾. Estudos anteriores demonstraram o potencial antibacteriano da uvaia contra bactérias Gram-positivas, incluindo *E. faecalis*, *S. aureus* e *S. aureus* resistente à meticilina (MRSA) ⁽⁴⁰⁻⁴²⁾. No entanto, bactérias Gram-negativas, incluindo *Salmonella Typhimurium* e *P. aeruginosa*, parecem ser mais resistentes à ação antimicrobiana da uvaia ⁽⁴²⁻⁴⁴⁾. A atividade antimicrobiana da guabiroba foi demonstrada anteriormente contra *P. aeruginosa* ⁽⁴⁵⁾.

Os óleos essenciais podem ser extraídos de diversas partes de plantas aromáticas, incluindo flores, folhas, sementes, frutos e raízes. Eles são caracterizados por dois ou três componentes principais e até 60 constituintes secundários ⁽⁴⁶⁾. Os quatro óleos essenciais selecionados (canela, cravo, gengibre e tomilho) para este estudo apresentaram atividade antimicrobiana reconhecida contra diversas bactérias patogênicas, incluindo *P. aeruginosa* ⁽⁴⁷⁾.

No presente estudo, o óleo de gengibre não inibiu *P. aeruginosa* por difusão em ágar e apenas um isolado foi inibido em alta concentração, contrariando as expectativas. Estudos anteriores demonstraram que o óleo essencial de gengibre pode reduzir a formação de biofilme e a virulência de *P. aeruginosa* ^(48,49). No entanto, De Grandis et al. ⁽⁵⁰⁾ relataram que os efeitos antimicrobianos do gengibre têm como alvo principal bactérias Gram-positivas. Os óleos de cravo e tomilho exibiram atividade limitada, visto que cada um inibiu apenas um isolado por ensaio de difusão. Notavelmente, o óleo de canela foi o único composto natural que inibiu todos os isolados de *P. aeruginosa* em ensaios de difusão em

ágar. Os valores de CIM para o óleo de canela foram significativamente menores do que os dos outros compostos, destacando sua potência superior. Estudos anteriores demonstraram a atividade de amplo espectro do óleo de canela contra bactérias Gram-positivas e Gram-negativas, incluindo *P. aeruginosa* multirresistente^(51,52).

Esses achados destacam o óleo essencial de canela, exibindo ação antimicrobiana consistente contra todos os isolados clínicos de *P. aeruginosa* e exigindo as menores concentrações inibitórias. O óleo de canela é bem documentado como um agente antibacteriano de amplo espectro que danifica a membrana celular bacteriana, altera o perfil lipídico da membrana e interfere em processos celulares, como a atividade das ATPases, a divisão celular, a função das porinas e a motilidade. Esses efeitos são atribuídos principalmente aos seus fitoquímicos bioativos, especialmente o cinamaldeído e o eugenol⁽⁵³⁾. Dada sua eficácia contra bactérias responsáveis por infecções humanas e animais e sua segurança quando usado corretamente, o óleo essencial de canela é um candidato terapêutico promissor. No entanto, há uma escassez de ensaios clínicos, o que significa que sua eficácia clínica e perfil de segurança não estão completamente definidos⁽⁵⁴⁾.

Ensaio de difusão em ágar e a determinação de CIM são fundamentais para avaliar a atividade antibacteriana de extratos vegetais e óleos essenciais. No entanto, há uma variabilidade considerável nos resultados relatados na literatura. Estas diferenças podem estar relacionadas com variações na execução do ensaio, características intrínsecas dos isolados bacterianos, origem da planta e época de colheita, métodos de preparação do extrato e concentrações específicas testadas⁽⁵⁰⁾.

5. Conclusão

A atividade antimicrobiana do bagaço de frutas nativas brasileiras permanece pouco explorada e merece mais investigação. Entre os óleos essenciais testados, o óleo de canela demonstrou atividade significativa contra *P. aeruginosa* multirresistente, destacando seu potencial como agente terapêutico alternativo. Essas descobertas contribuem para a triagem e a potencial aplicação de compostos naturais contra bactérias multirresistentes. Mais estudos, incluindo ensaios clínicos, são necessários para estabelecer a eficácia e a segurança desses compostos no tratamento de doenças infecciosas.

Declaração de conflito de interesses

Os autores declaram não haver conflitos de interesses.

Declaração de disponibilidade de dados

O conjunto completo de dados que respalda os resultados deste estudo foi publicado no próprio artigo.

Contribuições do autor

Conceituação: A. Panizzon, L. R. dos Santos. Curadoria de dados: A. Panizzon, L. R. dos Santos. Análise formal: A. Panizzon, L. R. dos Santos. Gerenciamento de projeto: L. R. dos Santos. Investigação: A. Panizzon, C. P. Freitas, C. A. do Nascimento, L. F. dos Santos, L. Pasqualotto, M. Z. Bertuol, L. R. dos Santos. Metodologia: A. Panizzon, C. P. Freitas, C. A. do Nascimento, L. F. dos Santos, L. Pasqualotto, M. Z. Bertuol, L. R. dos Santos. Validação: A. Panizzon, C. P. Freitas, C. A. do Nascimento, L. F. dos Santos, L. R. dos Santos. Visualização: L. T. Gressler, T. Q. Furian, K. A. Borges. Redação (esboço original): A. Panizzon, C. P. Freitas, T. Q. Furian, K. A. Borges. Redação (revisão e edição): L. T. Gressler, T. Q. Furian, K. A. Borges. Software: L. R. dos Santos. Supervisão: L. R. dos Santos.

Referências

1. Pang Z, Raudonis R, Glick BR, Lin TJ, Cheng Z. Antibiotic resistance in *Pseudomonas aeruginosa*: mechanisms and alternative therapeutic strategies. *Biotechnology Advances*. 2019;37(1):177-92. <http://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2018.11.013>
2. Pottier M, Castagnet S, Gravey F, Leduc G, Sévin C, Petry S, et al. Antimicrobial resistance and genetic diversity of *Pseudomonas aeruginosa* strains isolated from equine and other veterinary samples. *Pathogens*. 2022;12(1):64. <http://doi.org/10.3390/pathogens12010064>

3. Hernando-Amado S, Martínez JL. Antimicrobial Resistance in *Pseudomonas aeruginosa*. *Microorganisms*. 2023;11(3):744. <http://doi.org/10.3390/microorganisms11030744>
4. Santajit S, Indrawattana N. Mechanisms of antimicrobial resistance in ESKAPE pathogens. *BioMed Research International*. 2016;2475067. <http://doi.org/10.1155/2016/2475067>
5. World Health Organization (WHO). WHO publishes list of bacteria for which new antibiotics are urgently needed. 2017 [cited 2025 Feb 26]. Available from: <https://www.who.int/news-room/detail/27-02-2017-who-publishes-list-of-bacteria-for-which-new-antibiotics-are-urgently-needed>
6. Plókarz D, Rypula K. A one health perspective on the human-pets *Pseudomonas aeruginosa* transmission. *Applied Microbiology and Biotechnology*. 2022;8(4):1-3. <https://doi.org/10.1093/jambio/lxaf037>
7. Santos LR, Alía A, Martin I, Gottardo FM, Rodrigues LB, Borges KA, et al. Antimicrobial activity of essential oils and natural plant extracts against *Listeria monocytogenes* in a dry-cured ham-based model. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 2022;102(4):1729-35. <http://doi.org/10.1002/jsfa.11475>
8. Kavanaugh NL, Ribbeck K. Selected antimicrobial essential oils eradicate *Pseudomonas* spp. and *Staphylococcus aureus* biofilms. *Applied and Environmental Microbiology*. 2012;78(11):4057-61. <http://doi.org/10.1128/AEM.07499-11>
9. Coșeriu RL, Vintilă C, Pribac M, Mare AD, Ciurea CN, Togănel RO, et al. Antibacterial effect of 16 essential oils and modulation of mex efflux pumps gene expression on multidrug-resistant *Pseudomonas aeruginosa* clinical isolates: is cinnamon a good fighter? *Antibiotics*. 2023;12(1):163. <http://doi.org/10.3390/antibiotics12010163>
10. Diniz AF, Santos B, Nóbrega LMMO, Santos VRL, Mariz WS, Cruz PSC, et al. Antibacterial activity of *Thymus vulgaris* (thyme) essential oil against strains of *Pseudomonas aeruginosa*, *Klebsiella pneumoniae* and *Staphylococcus saprophyticus* isolated from meat product. *Brazilian Journal of Biology*. 2023;83:e275306. <http://doi.org/10.1590/1519-6984.275306>
11. Santos LF, Biduski B, Lopes ST, Bertolin TE, Santos LR. Brazilian native fruit pomace as a source of bioactive compounds on starch-based films: Antimicrobial activities and food simulator release. *International Journal of Biological Macromolecules*. 2023;242(Pt 2):124900. <http://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.124900>
12. Brack P, Köhler M, Corrêa CA, Ardisson RE, Sobral MEG, Kinupp VF. Native fruits of Rio Grande do Sul, Brazil: richness and potential as food. *Rodriguésia*. 2020;71:1-11. <http://doi.org/10.1590/2175-7860202071091>
13. Brasil. Ministério da Educação. Espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: plantas para o futuro – Região Sul. Brasília, 2011.
14. Pereira ES, Vinholes J, Franzon RC, Dalmazo G, Vizzotto M, Nora L. *Psidium cattleianum* fruits: A review on its composition and bioactivity. *Food Chemistry*. 2018;258:95–103. <http://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.03.024>
15. Pereira ES, Vinholes JR, Camargo TM, Nora FR, Crizel RL, Chaves F, et al. Characterization of araçá fruits (*Psidium cattleianum* Sabine): Phenolic composition, antioxidant activity and inhibition of α -amylase and aglucosidase. *Food Bioscience*. 2020;37:100665. <http://doi.org/10.1016/j.fbio.2020.100665>
16. Beskow GT, Hoffmann JF, Teixeira AM, Fachinello JC, Chaves FC, Rombaldi CV. Bioactive and yield potential of jelly palms (*Butia odorata* Barb. Rodr.). *Food Chemistry*. 2015;172:699-704. <http://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.09.111>
17. Tambara AL, da Silveira ÉC, Soares ATG, Salgueiro WG, Rodrigues CF, Boldori JR, et al. Butiá fruit extract (*Butia eriospatha*) protects against oxidative damage and increases lifespan on *Caenorhabditis elegans*. *Journal of Food Biochemistry*. 2020;44(3):e13139. <http://doi.org/10.1111/jfbc.13139>
18. Santos SS, Lima JJ, Petkowicz CLO, Candido LM. Chemical characterization and evaluation of the antioxidant potential of gabiroba jam (*Campomanesia xanthocarpa* Berg). *Acta Scientiarum. Agronomy*. 2013;35(1):73-82. <http://doi.org/10.4025/actasciagron.v35i1.14389>
19. Jacomino AP, Silva AP, Freitas TP, Morais VSP. Uvaia - *Eugenia pyriformis* Cambess. In: Rodrigues S, Silva EO, Brito ES. Exotic Fruits – Reference Guide. 1st ed. London: Academic Press; 2018. p. 435-438.
20. Gomes BO, Santos KC, Carvalho GR, Bitencourt BS, Guedes JS, Augusto PED. Uvaia fruit (*Eugenia pyriformis* Cambess) drying: ethanol as pre-treatment, convective drying kinetics and bioactive compounds. *Journal of Food Processing and Preservation*. 2022;46(2):e16284. <http://doi.org/10.1111/jfpp.16284>
21. Pereira ES, Vinholes JR, Camargo TM, Raphaelli CO, Ferri NML, Nora L, et al. Araçá (*Psidium cattleianum* Sabine): bioactive compounds, antioxidant activity and pancreatic lipase inhibition. *Ciência Rural*. 2022;51(11):e20200778. <http://doi.org/10.1590/0103-8478cr20200778>
22. Komaki A, Hoseini F, Shahidi S, Baharlouei N. Study of the effect of extract of *Thymus vulgaris* on anxiety in male rats. *Journal of Traditional and Complementary Medicine*. 2015;6(3):257-61. <http://doi.org/10.1016/j.jtcme.2015.01.001>
23. Al-Asmari AK, Athar MT, Al-Faraidy AA, Almuhaiza MS. Chemical composition of essential oil of *Thymus vulgaris* collected from Saudi Arabian market. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*. 2017;7(2):147–50. <http://doi.org/10.1016/j.apjtb.2016.11.023>
24. Liu Q, Meng X, Li Y, Zhao CN, Tang GY, Li HB. Antibacterial and antifungal activities of spices. *International Journal of Molecular Sciences*. 2017;18(16):1283. <http://doi.org/10.3390/ijms18061283>

25. Silvestri JDF, Paroul N, Czyewski E, Lerin L, Rotava I, Cansian RL, et al. Perfil da composição química e atividades antibacteriana e antioxidante do óleo essencial do cravo-da-índia (*Eugenia caryophyllata* Thunb.). *Revista Ceres*. 2010;57(5):589–94. <https://doi.org/10.1590/S0034-737X2010000500004>
26. Ashraf K, Ahmad A, Chaudhary A, Mujeeb M, Ahmad S, Amir M, et al. Genetic diversity analysis of *Zingiber officinale* Roscoe by RAPD collected from subcontinent of India. *Saudi Journal of Biological Sciences*. 2014;21(2):159–65. <http://doi.org/10.1016/j.sjbs.2013.09.005>
27. Akinyemi AJ, Adedara IA, Thome GR, Morsch VM, Rovani MT, Mujica LKS, et al. Dietary supplementation of ginger and turmeric improves reproductive function in hypertensive male rats. *Toxicology Reports*. 2015;2:1357–66. <http://doi.org/10.1016/j.toxrep.2015.10.001>
28. Mahmoudvand H, Mahmoudvand H, Oliae RT, Kareshk AT, Mirbadie SR, Aflatoonian MR. *In vitro* protoscolicidal effects of *Cinnamomum zeylanicum* essential oil and its toxicity in mice. *Pharmacom Magazine*. 2017;13(Suppl 3):S652–7. http://doi.org/10.4103/pm.pm_280_16
29. Jayaprakasha GK, Jagan Mohan Rao L, Sakariah KK. Chemical composition of the flower oil of *Cinnamomum zeylanicum* Blume. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 2000;48(9):4294–5. <http://doi.org/10.1021/jf991395c>
30. Martins E, Maboni G, Battisti R, da Costa L, Selva HL, Levitzki ED, et al. High rates of multidrug resistance in bacteria associated with small animal otitis: A study of cumulative microbiological culture and antimicrobial susceptibility. *Microbial Pathogenesis*. 2022;165:105399. <http://doi.org/10.1016/j.micpath.2022.105399>
31. Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI). Performance Standards for Antimicrobial disk and dilution susceptibility tests for bacteria isolated from animals. 4th ed. CLSI supplement VET08.
32. Magiorakos AP, Srinivasan A, Carey RB, Carmeli Y, Falagas ME, Giske CG, et al. Multidrug-resistant, extensively drug-resistant and pandrug-resistant bacteria: an international expert proposal for interim standard definitions for acquired resistance. *Clinical Microbiology and Infection*. 2012;18(3):268–81. <http://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2011.03570.x>
33. Centers for Disease Control and Prevention (CDC). Multidrug-resistant *Pseudomonas aeruginosa*. 2019 [cited 2024 Feb 23]. Available from: <https://www.cdc.gov/drugresistance/pdf/threats-report/pseudomonas-aeruginosa-508.pdf>
34. Fernandes MR, Sellera FP, Moura Q, Carvalho MPN, Rosato PN, Cerdeira L, et al. Zoonanthroponotic transmission of drug-resistant *Pseudomonas aeruginosa*, Brazil. *Emerging Infectious Diseases*. 2018;24(6):1160–2. <http://doi.org/10.3201/eid2406.180335>
35. Coyne AJK, El Ghali A, Holger D, Rebolt N, Rybak MJ. Therapeutic strategies for emerging multidrug-resistant *Pseudomonas aeruginosa*. *Infectious Diseases and Therapy*. 2022;11(2):661–82. <http://doi.org/10.1007/s40121-022-00591-2>
36. Silva V, Silva A, Ribeiro J, Aires A, Carvalho R, Amaral JS, et al. Screening of chemical composition, antimicrobial and antioxidant activities in pomegranate, quince, and persimmon leaf, peel, and seed: valorization of autumn fruits by-products for a one health perspective. *Antibiotics*. 2023;12(7):1086. <http://doi.org/10.3390/antibiotics12071086>
37. Chavasco JM, Feliphe BHMP, Cerdeira CD, Leandro FD, Coelho LFL, Silva JJ, et al. Evaluation of antimicrobial and cytotoxic activities of plant extracts from Southern Minas Gerais Cerrado. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*. 2014;56(1):13–20. <http://doi.org/10.1590/S0036-46652014000100002>
38. Santos LFD, Lopes ST, Nazari MT, Biduski B, Pinto VZ, Santos JSD, et al. Fruit pomace as a promising source to obtain biocompounds with antibacterial activity. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*. 2023;63(33):12597–609. <http://doi.org/10.1080/10408398.2022.2103510>
39. Peixoto CM, Dias MI, Alves MJ, Calhelha RC, Barros L, Pinho SP, et al. Grape pomace as a source of phenolic compounds and diverse bioactive properties. *Food Chemistry*. 2018;253:132–8. <http://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.01.163>
40. Lima AS, Maia DV, Haubert L, Oliveira TL, Fiorentini AM, Rombaldi CV, et al. Action mechanism of aracá (*Psidium cattleianum* Sabine) hydroalcoholic extract against *Staphylococcus aureus*. *LWT*. 2020;119:10884. <http://doi.org/10.1016/j.lwt.2019.10884>
41. Stieven AC, Moreira JJS, Silva CF. Essential oils of uvaia (*Eugenia pyriformis* Cambess): evaluation of the microbiological and antioxidant activities. *Eclética Química*. 2009;34(3):7–13. <http://doi.org/10.1590/S0100-46702009000300001>
42. Souza AM, Oliveira VB, Oliveira CF, Betim FCM, Pacheco SDG, Cogo LL, et al. Chemical composition and *in vitro* antimicrobial activity of the essential oil obtained from *Eugenia pyriformis* Cambess. (Myrtaceae). *Brazilian Archives of Biology and Technology*. 2021;64:1–10. <http://doi.org/10.1590/1678-4324-2021200663>
43. Dacoreggio MV, Santetti GS, Inácio HP, Baranzelli J, Emanuelli T, Hoff RB, et al. Phenolic compounds profile of optimised green and eco-friendly extracts of *Eugenia pyriformis* leaves: an alternative for antioxidant and antibacterial applications. *Natural Product Research*. 2023;39(5):1422–7. <http://doi.org/10.1080/14786419.2023.2297403>
44. Sganzerla WG, Beling PC, Ferrareze JP, Komatsu RA, Nunes MR, Veeck APL. Nutritional, physicochemical and antimicrobial properties of uvaia pulp (*Eugenia pyriformis* Cambess). *Communications in Plant Sciences*. 2018;8:1–7. <http://doi.org/10.26814/cps2018001>
45. Capeletto C, Conterato G, Scapinello J, Rodrigues FS, Copini MS, Kuhn F, et al. Chemical composition, antioxidant and antimicrobial activity of guavirova (*Campomanesia xanthocarpa* Berg) seed extracts obtained by supercritical CO₂ and compressed n-butane. *The Journal of Supercritical Fluids*. 2016;110:32–8. <http://doi.org/10.1016/j.supflu.2015.12.009>

46. Bakkali F, Averbeck S, Averbeck D, Idaomar M. Biological effects of essential oils – A review. *Food and Chemical Toxicology*. 2008;46(2):446-75. <http://doi.org/10.1016/j.fct.2007.09.106>
47. Perricone M, Arace E, Corbo MR, Sinigaglia M, Bevilacqua A. Bioactivity of essential oils: a review on their interaction with food components. *Frontiers in Microbiology*. 2015;6:76. <http://doi.org/10.3389/fmicb.2015.00076>
48. Kim HS, Park HD. Ginger extract inhibits biofilm formation by *Pseudomonas aeruginosa* PA14. *PLoS One* 2013;8(9):e76106. <http://doi.org/10.1371/journal.pone.0076106>
49. Kim HS, Lee SH, Byun Y, Park HD. 6-Gingerol reduces *Pseudomonas aeruginosa* biofilm formation and virulence via quorum sensing inhibition. *Scientific Reports*. 2015;5:8656. <http://doi.org/10.1038/srep08656>
50. De Grandis RA, Mochetti HF, Santinon ME, Perina S, Resende FA, et al. Avaliação da atividade antibacteriana do gengibre (*Zingiber officinale* Roscoe) e do maracujá amarelo (*Passiflora edulis* Sims). *Revista de Ciências Farmacêuticas Básica e Aplicada*. 2015;36(1):77-82. <https://rcfba.fcfar.unesp.br/index.php/ojs/article/view/69>
51. Utchariyakiat I, Surassmo S, Jaturanpinyo M, Khuntayaporn P, Chomnawang MT. Efficacy of cinnamon bark oil and cinnamaldehyde on anti-multidrug resistant *Pseudomonas aeruginosa* and the synergistic effects in combination with other antimicrobial agents. *BMC Complementary Medicine and Therapies*. 2016;16:158. <http://doi.org/10.1186/s12906-016-1134-9>
52. Abdelatti MAI, Abd El-Aziz NK, El-Naenaeey EYM, Ammar AM, Alharbi NK, Alharthi A, et al. Antibacterial and anti-efflux activities of cinnamon essential oil against pan and extensive drug-resistant *Pseudomonas aeruginosa* isolated from human and animal sources. *Antibiotics*. 2023;12(10):1514. <http://doi.org/10.3390/antibiotics12101514>
53. Vasconcelos NG, Croda J, Simionatto S. Antibacterial mechanisms of cinnamon and its constituents: A review. *Microbial Pathogenesis*. 2018;198-203. <http://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.micpath.2018.04.036>
54. Nabavi SF, Di Lorenzo A, Izadi M, Sobarzo-Sánchez E, Daglia M, Nabavi SM. Antibacterial effects of cinnamon: from farm to food, cosmetic and pharmaceutical industries. *Nutrients*. 2016;7(9):7729-48. <http://doi.org/10.3390/nu7095359>