



Universidade de Brasília
Instituto de Ciências Biológicas
Departamento de Botânica
Mestrado em Botânica

**Potencial alelopático de espécies nativas do Cerrado na
germinação e desenvolvimento inicial de invasoras.**

Stefano Salvo Aires

Brasília, DF
Maio de 2007

A298

Aires, Stefano Salvo.

Potencial alelopático de espécies nativas do cerrado na germinação e desenvolvimento inicial de invasoras / Stefano Salvo Aires – 2007.

xix, 61 p. : il.; 30 cm.

Orientador: Fabian Borghetti.

Dissertação (mestrado) – Universidade de Brasília, Instituto de Ciências Biológicas, Departamento de Botânica, 2007.

1. Alelopatia. 2. Cerrado - Crescimento. 3. Cerrado - Germinação. 4. Plantas invasoras. I. Borghetti, Fabian. II. Universidade de Brasília. Departamento de Botânica. III. Título.



Universidade de Brasília
Instituto de Ciências Biológicas
Departamento de Botânica
Mestrado em Botânica

Potencial alelopático de espécies nativas do Cerrado na germinação e desenvolvimento inicial de invasoras.

Stefano Salvo Aires
Orientador: Prof. Dr. Fabian Borghetti

Dissertação apresentada ao Departamento de
Botânica do Instituto de Ciências Biológicas
como parte dos requisitos necessários à
obtenção do título de Mestre em Botânica

Brasília, DF
Maio de 2007

Aprovado por:

Dr. Alfredo Gui Ferreira
Departamento de Botânica da UnB
(Presidente da banca)

Dr. Ricardo Carmona
Faculdade de Agronomia e Veterinária da UnB
(Membro da banca)

Dra. Lourdes Isabel Amaral
Departamento de Botânica da UnB
(Membro da banca)

Dr. Augusto César Franco
Departamento de Botânica da UnB
(Suplente)

Brasília, 30 de maio de 2007

Dedico...

À minha querida e preciosa família que me trouxe até aqui. A vocês com muito amor!

AGRADECIMENTOS

Agradeço a todas as pessoas que tornaram esse trabalho possível, seja com um sorriso e um bom dia ou com horas de esforço no laboratório! A todos que com um pequeno gesto me empurraram para frente e me impediram de olhar para trás, a vocês eu agradeço:

Agradeço à minha família, por todo o esforço e sacrifício que fizeram para que eu chegasse aqui! À minha mãe por toda a sua preocupação, zelo e carinho! Ao meu pai pelo apoio incondicional, pelas caronas em horários esdrúxulos e pelos empurrões e puxões de orelha quando eu desanimava. Ao meu irmão, que apesar de nossos desentendimentos sempre me ajudou muito quando eu precisei! A todos os meus parentes que acompanharam o processo e que de alguma forma me ajudaram. Agradeço a vocês pelo amor a mim dispensado e espero que esse pequeno pedaço de papel possa expressar toda minha gratidão e amor por vocês.

Ao meu orientador, Fabian Borghetti, que foi também um bom amigo fazendo os obstáculos que surgiam parecerem menores! E foram! Pelos conselhos, ensinamentos e amizade, muito obrigado!

Ao professor Alfredo que se disponibilizou a assumir o fardo na ausência do Fabian e me ajudou bastante na finalização e correções da dissertação!

À professora Dalva, coordenadora do curso, pela amizade conselhos e problemas solucionados! Muita força em todos os desafios que venham a aparecer! Obrigado.

Ao professor Augusto César Franco, pelo empréstimo do osmômetro e por participar dos processos de melhora deste trabalho!

Ao professor Ricardo Carmona e a professora Lourdes por terem participado ativamente com sugestões e opiniões para o trabalho e por aceitarem gentilmente o convite para participar da banca.

Ao Carlos Romero Martins pelas sementes e por todas as ajudas e paciência para separá-las. Ao Parque Nacional de Brasília que possibilitou a coleta das sementes.

À Gi, que foi estagiária, companheira e amiga. Por vários meses de uma companhia fantástica, por vários meses de trabalho, por incontáveis momentos de conforto e diversão. Obrigado por ser essa pessoa fantástica que você é e por ter aparecido em um momento tão importante da minha vida!

Ao meu inseparável amigo/irmão Giovanni! Pau pra toda obra! Pela força, pelas cervejas, pelas conversas! Valeu por tudo cara!

À minha grande amiga Manu, que embora tão distante sempre ficou aqui no meu coração provendo aquela energia boa!

Aos outros dois escudeiros inseparáveis, Gela e Godman! Por me desviarem do caminho acadêmico quando eu estava cansado e precisava respirar!

À Camila (Coraaaaaação!!). Obrigado pela companhia, pelas risadas, pelos artigos, pela diversão, por tudo que vivemos neste período em que nos conhecemos e trabalhamos juntos!

À Jana, sempre prática resolvendo todos os problemas do mundo! Pela simpatia alegria, fofocas e conversas, conselhos e convívio!

Ao Fabio Nakamura, profundo conhecedor do laboratório, por toda a ajuda e pelas conversas interessantes nas horas de intervalo.

Aos demais companheiros de laboratório que marcaram presença quase que cotidiana nesses dois anos que passaram! Dona Aparecida, Rivail, Giselle, Dulce, Moara, Elisa e Leandro, obrigado por tudo!

À Vanessa, que sempre estava disposta a ouvir qualquer tipo de problema e lamentação, que riu e chorou comigo! Por todos os problemas que enfrentamos juntos por sua amizade que cresce a cada dia que passa! Por tudo isso e muito mais, mil vezes obrigado!

À Si, praticamente um poço de tranqüilidade, serena e prestativa, sábia e ponderada! Obrigado pela sua amizade sincera e fantástica! Obrigado pela confiança, pelo respeito e pelo carinho! Obrigado por tudo isso! E... “Oi Bruce!”

Ao Murilo e ao João companheiros de mestrado e de farras! Valeu, pela diversão e pelo aprendizado mútuo que passamos!

À Bia e o Lu pelas divertidíssimas horas de almoço no herbário e pelos filmes ruins que assistimos juntos! Céu azul e nuvens fofinhas para vocês!

Aos demais colegas de turma: Denise, Andressa, Andrielle, Silvinha, Luciana, Cris, Íris, Manéu e Ellen, obrigado por essa jornada! Sucesso para todos nós!

Ao Iriódes, o secretário biônico conhecedor e resolvidor de todos os pepinos! À Flávia sua aprendiz e sua sucessora! Obrigado por toda a paciência!

Ao inesquecível e sempre presente CABio e aos seus freqüentadores ilustres. Pelos momentos, lúdicos-etílicos-acadêmicos-esportivos!

Aos meus imortais irmãos de Biologia: Ceguinho, Engóles, Saulão, Thadeu, Guto, Totinhas, Renatinho, Diogro, PIBi, Baianeira, Caio e outros tantos! Pelos pokers, pelas farras, pelos problemas que tivemos que resolver juntos, pelas tristezas e pelas alegrias! Galera sem igual! Agradecimento igual vai para as belas damas e amigas pra sempre que fiz nesse período: a Foca, Lígia e Déborazinha. Agradeço também às incontáveis pessoas cujos nomes não me recordo agora, mas que têm igual importância para mim!

Agradeço à minha pequena grande amiga companheira de desespero, Robertinha, pelos telefonemas desesperados, pelas risadas e desabafos. Vai ter que dar vai ter que dar vai ter que dar! E deu! Estamos aí e vamos pra sempre!

Aos cafeicultores deste Brasil que me proporcionaram incontáveis horas de bateria extra para a confecção deste trabalho!

Agradeço também a todas as pessoas que tornaram este trabalho difícil, aos ladrões que levaram meu carro e, meu computador. Agradeço a vocês porque me

mostraram que posso superar toda e qualquer barreira que venha a ser colocada no meu caminho! Obrigado por me mostrar que minha força de vontade tem o tamanho do céu!

Ao Bon Jovi, Emerson Nogueira e Sidney Magal por terem composto as trilhas sonoras que embalavam a minha labuta!

Ao CNPQ pela bolsa de mestrado e pelo financiamento do projeto. À Universidade de Brasília, ao Instituto de Biologia e ao Departamento de Botânica, pela oportunidade de cursar um programa de tamanha qualidade.

Agradeço às pessoas que por mais que eu não conheça contribuem para que essa vida ande e não pare, em seu ritmo frenético, agradeço a essas pessoas e agradeço à natureza por fazerem a vida maravilhosa e complexa do jeito que ela é!

Muito Obrigado!

ÍNDICE DE FIGURAS

- Figura 1.** Delineamento experimental para os ensaios de germinação. Cada seqüência de círculos coloridos representa um dos tratamentos (Controle com água; extratos 1, 3 e 5%; e soluções de PEG 600 em duas concentrações. Total de 150 sementes por tratamento.
- Figura 2.** Delineamento experimental para os ensaios de crescimento. Cada seqüência de círculos coloridos representa um dos tratamentos (Controle com água; extratos 1, 3 e 5%; e extratos a 3 e 5% com adição de carvão ativado). Total de 50 sementes por tratamento.
- Figura 3.** Efeito dos extratos aquosos de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* nas concentrações de 1, 3 e 5% na distribuição temporal da germinação de sementes de *Digitaria horizontalis*. (n=150 sementes por tratamento/extrato).
- Figura 4.** Efeito dos extratos aquosos de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* nas concentrações de 1, 3 e 5% na distribuição temporal da germinação de sementes de *Bidens pilosa* (N=150 sementes por tratamento/extrato).
- Figura 5.** Efeito dos extratos aquosos de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* nas concentrações de 1, 3 e 5% na distribuição temporal da germinação de sementes de *Melinis minutiflora* (N=150 sementes por tratamento/extrato).
- Figura 6.** Efeito dos extratos aquosos de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* nas concentrações de 1, 3 e 5% na distribuição temporal da germinação de sementes de *Zea mays* (N=150 sementes por tratamento/extrato).

Figura 7. Comprimento médio de plântulas de capim-colchão (*Digitaria horizontalis*) incubadas por cinco dias a 30° C e fotoperíodo de 12h em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica* e em água (controle). Barras representam o desvio padrão.

Figura 8. – Comprimento médio de plântulas de capim gordura (*Melinis minutiflora*) incubadas por cinco dias a 30°C com fotoperíodo de 12h, em soluções de PEG 6000 à 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl). Barras representam o desvio padrão.

Figura 9. Comprimento médio de plântulas de picão-preto (*Bidens pilosa*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica* e em água (ctrl). Barras representam o desvio padrão.

Figura 10. Comprimento médio de plântulas de capim gordura (*Melinis minutiflora*) incubadas por cinco dias a 30°C com fotoperíodo de 12h, em soluções de PEG6000 a 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl). Barras representam o desvio padrão. *Letras diferentes representam diferença estatística no teste de Kruskal-Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas por tratamento).

Figura 11. Comprimento médio de plântulas de capim gordura (*Melinis minutiflora*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica* e em água (ctrl). Barras representam o desvio padrão.

Figura 12. Comprimento médio de plântulas de capim gordura (*Melinis minutiflora*) incubadas por cinco dias a 30°C com fotoperíodo de 12h, em soluções de PEG6000 a 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl). Barras representam o desvio padrão.

Figura 13. Comprimento médio de plântulas de Milho incubadas por três dias a 30° C com fotoperíodo de 12h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de

Caryocar brasiliense, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica* e em água (ctrl). Barras representam o desvio padrão.

Figura 14. Comprimento médio de plântulas de Milho (*Zea mays*) incubadas por três dias a 30°C com fotoperíodo de 12h, em soluções de PEG6000 a 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl). Barras representam o desvio padrão.

ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1. Efeito dos extratos aquosos de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* nas concentrações de 1, 3 e 5% na germinabilidade (G), no tempo médio t (h) e no desvio padrão do tempo médio (S) de sementes de *Digitaria horizontalis* em substrato papel.

Tabela 2. Germinabilidade (G), tempo médio (t) e desvio padrão do tempo médio (S) de sementes de capim colchão (*Digitaria horizontalis*) incubadas por 12 dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG 6000 à 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

Tabela 3. Efeito dos extratos aquosos de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* nas concentrações de 1, 3 e 5% na germinabilidade (G), no tempo médio t (h) e no desvio padrão do tempo médio (S) de sementes de *Bidens pilosa* em substrato papel.

Tabela 4. Germinabilidade (G), tempo médio (t) e desvio padrão do tempo médio (S) de sementes de picão preto (*Bidens pilosa*) incubadas por 12 dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG 6000 à 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

Tabela 5. Efeito dos extratos aquosos de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* nas concentrações de 1, 3 e 5% na germinabilidade (G), no tempo médio (t) e no desvio padrão do tempo

médio (S) de sementes de capim gordura (*Melinis minutiflora*) em substrato papel.

Tabela 6. Germinabilidade (G), tempo médio (t) e desvio padrão do tempo médio (S) de sementes de capim gordura (*Melinis minutiflora*) incubadas por 12 dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG 6000 à 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

Tabela 7. Efeito dos extratos aquosos de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* nas concentrações de 1, 3 e 5% na germinabilidade (G), no tempo médio (t) e no desvio padrão do tempo médio (S) de sementes de *Zea mays* sem substrato papel.

Tabela 8. Tempo médio (t) desvio padrão do tempo médio e germinabilidade de sementes de Milho (*Zea mays*) incubadas por 12 dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG 6000 à 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

Tabela 9. Porcentagem de plântulas com pêlos radiculares e necroses, e quantidade média de raízes laterais por radícula em plântulas de capim-colchão (*Digitaria horizontalis*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica*.

Tabela 10. Porcentagem de plântulas com pêlos radiculares e necroses, e quantidade média de raízes laterais por radícula em plântulas de Capim-colchão (*Digitaria horizontalis*) incubadas por cinco dias a 30° C, com fotoperíodo de 12 h em diferentes concentrações de PEG 6000.

Tabela 11. Massa seca (g) de plântulas de capim-colchão (*Digitaria horizontalis*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica*.

Tabela 12. Massa seca (g) de plântulas de *Digitaria horizontalis* incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG 6000 à 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

Tabela 13. Porcentagem de plântulas com pêlos radiculares e necroses, e quantidade média de raízes laterais por radícula em plântulas de picão-preto (*Bidens pilosa*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica* .

Tabela 14. Porcentagem de plântulas com pêlos radiculares e necroses, e quantidade média de raízes laterais por radícula em plântulas de picão-preto (*Bidens pilosa*) incubadas por cinco dias a 30° C, com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG 6000 à 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

Tabela 15. Massa seca (g) de plântulas de picão-preto (*Bidens pilosa*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica*.

Tabela 16. Massa seca (g) de plântulas de *Bidens pilosa* (valores médios) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG 6000 à 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

Tabela 17. Porcentagem de pêlos radiculares, necroses e quantidade média de raízes laterais em radículas de plântulas de capim gordura (*Melinis minutiflora*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em diferentes concentrações de extrato folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* .

Tabela 18. Porcentagem de plântulas com pêlos radiculares, necroses e quantidade média de raízes laterais em radículas de plântulas de capim gordura (*Melinis minutiflora*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG6000 a 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

Tabela 19. Massa seca (g) (valores médios) de plântulas de Capim Gordura (*Melinis minutiflora*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica*.

Tabela 20. Massa seca (g) de plântulas de *Melinis minutiflora* (valores médios em grama) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG6000 a 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

Tabela 21. Porcentagem de pêlos radiculares, necroses, quantidade média de raízes laterais em radículas de plântulas de Milho (*Zea mays*) incubadas por três dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, e *Eugenia dysenterica*.

Tabela 22. Quantidade média de raízes laterais no sistema radicular de plântulas de Milho (*Zea mays*) incubadas por três dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, e *Eugenia dysenterica*.

Tabela 23. Porcentagem de plântulas com pêlos radiculares, necroses e quantidade média de raízes secundárias e laterais em radículas de plântulas Milho (*Zea mays*) incubadas por três dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG6000 a 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

Tabela 24. Massa seca (valores médios) de plântulas de Milho (*Zea mays*) incubadas por três dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica*.

Tabela 25. Massa seca de plântulas de *Zea mays* (valores médios) incubadas por três dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG6000 a 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

% - Porcentagem

mmol – milimol

mL – mililitro

mm – milímetro

n - número

PEG – polietilenoglicol

p/v- peso/ volume

g- grama

G – germinabilidade

t – tempo médio

S – desvio padrão

Resumo- A alelopatia pode ser definida como a interferência positiva ou negativa que compostos do metabolismo secundário produzidos por uma planta exercem sobre outros organismos. Espécies do Cerrado têm mostrado ação alelopática no desenvolvimento de outras plantas tratadas com extratos aquosos de partes vegetais como frutos e folhas. Este trabalho teve por objetivos verificar o efeito alelopático de espécies nativas do Cerrado na germinação e no desenvolvimento inicial de espécies invasoras, e avaliar os efeitos em tais espécies buscando determinar características mais indicadas e espécies-alvo mais adequadas para ensaios em laboratório. Foram testados extratos aquosos foliares de *Caryocar brasiliense*, *Eugenia dysenterica* e *Qualea parviflora*, tendo como plantas alvo *Bidens pilosa*, *Digitaria horizontalis*, *Melinis minutiflora* e a espécie cultivada *Zea mays*. Foram realizados bioensaios com extratos nas concentrações de 1, 3 e 5% (p/v). As três concentrações afetaram as espécies-alvo em vários aspectos. A velocidade de germinação de todas as espécies foi atrasada, e *Bidens pilosa* teve sua germinabilidade reduzida de forma significativa. O crescimento aéreo e radicular foi inibido de maneira dose-dependente, sendo que a radícula foi a porção mais afetada. Foram observadas mudanças morfológicas diversas nas raízes tratadas como redução de pêlos radiculares, redução no número de raízes laterais e escurecimento dos tecidos (necroses). Efeitos na diferenciação de pêlos radiculares se mostraram de difícil mensuração para as sementes pequenas, mas mensuráveis nas espécies com sementes maiores, como *B. pilosa* e *Z. mays*. O escurecimento dos tecidos radiculares foi uma constante para todas as espécies-alvo testadas. O extrato de *Eugenia dysenterica* foi o mais efetivo na inibição do desenvolvimento de raízes laterais das plântulas tratadas. A massa seca total das plântulas foi pouco afetada e não se mostrou um bom indicador de atividade alelopática. Extratos aquosos na presença de carvão ativado mantiveram parcialmente sua atividade fitotóxica. Entre as espécies testadas *B. pilosa* se mostrou ser a mais sensível em vários parâmetros de crescimento. O uso de soluções de PEG6000 de osmolaridades similares aos extratos deixou claro que os efeitos alelopáticos observados não são de natureza osmótica.

Palavras-chave: Alelopatia, *Bidens pilosa*, *Caryocar brasiliense*, Cerrado, crescimento, *Digitaria horizontalis*, *Eugenia dysenterica*, germinação, *Melinis minutiflora*, *Qualea parviflora*, *Zea mays*.

Abstract -Allelopathy can be defined as a positive or negative interference that secondary metabolites produced by one plant have on other organisms. Several Cerrado species have shown to present allelopathic effects against the growth of other plants. Extracts from its plant parts, as leaves and fruits, were shown to be very active against the growth of some target species. This study aimed at: 1) investigate allelopathic effects of leaves of Cerrado species on the germination and early growth of invasive weeds, and 2) evaluate these effects in order to determine the most important features and the most appropriate target species for laboratory assays. Aqueous extracts obtained from leaves of the Cerrado species *Caryocar brasiliense*, *Eugenia dysenterica* and *Qualea parviflora* were tested against the germination and initial growth of the weeds *Bidens pilosa*, *Digitaria horizontalis*, *Melinis minutiflora* and the cultivated species *Zea mays*. The leaf extracts were prepared in concentrations of 1, 3 and 5% (w/v). All the extracts reduced the rate of germination of the target species, although the final number of germinated seeds was reduced only for *Bidens pilosa*. Root and shoot growth were inhibited in a dose-dependent manner, being the roots more affected than the shoots. All the extracts inhibited root hair and lateral root differentiation, and induced necrosis on the root tips of all target species. Allelopathic effects on root hair differentiation were difficult to measure in the small seeds of *D. horizontalis* and *M. minutiflora*, but it was possible in the large seeds of *B. pilosa* e *Z. mays*. Extracts of *E. dysenterica* were the most active in inhibiting lateral root differentiation. The dry mass of the target species was not significantly affected by the extracts, and this parameter was considered a bad indicator for allelopathic activity. The presence of activated charcoal in the medium partially reduced the fitotoxicity of the extracts. Considering the several parameters of growth and differentiation, the target species *B. pilosa* showed to be the most sensitive to the extracts. Experiments conducted with PEG6000 solutions with osmotic potential similar to the extracts made it clear that the observed allelopathic effects of the leaf extracts on the target species come from its toxicity, and not from its osmotic potential.

Key Words- Allelopathy, *Bidens pilosa*, *Caryocar brasiliense*, Cerrado, *Digitaria horizontalis*, *Eugenia dysenterica*, germination, *Melinis minutiflora*, *Qualea parviflora*, weeds, Savana, *Zea mays*.

Sumário

Agradecimentos	iii
Índice de Figuras	vii
Índice de Tabelas	ix
Lista de Abreviaturas e Siglas	xiii
Resumo	xiv
Abstract	xv
1. Introdução	1
1.1 Metabólitos secundários em plantas.....	1
1.2 Alelopatia.....	2
1.3 Mecanismos de ação dos aleloquímicos.....	3
1.4 Alelopatia no Cerrado.....	4
1.5 Alelopatia em agroecossistemas.....	6
1.6 Plantas invasoras e alelopatia.....	6
1.7 Bioensaios.....	7
2. Justificativa	9
3. Objetivos	10
4. Metodologia	11
4.1 Espécies alelopáticas.....	11
4.2 Espécies Alvo.....	11
4.3 Obtenção dos extratos aquosos.....	12
4.4 Obtenção das soluções de PEG 6000.....	12
4.5 Experimentos de germinação.....	13
4.6 Experimentos de crescimento.....	14
4.7 Análise estatística.....	15

5. Resultados	16
5.1 Germinação.....	16
5.1.1 <i>Digitaria horizontalis</i>	16
5.1.2 <i>Bidens pilosa</i>	19
5.1.3 <i>Melinis minutiflora</i>	22
5.1.4 <i>Zea mays</i>	25
5.2 Ensaio de crescimento.....	27
5.2.1 <i>Digitaria horizontalis</i>	27
5.2.2 <i>Bidens pilosa</i>	31
5.2.3 <i>Melinis minutiflora</i>	35
5.2.4 <i>Zea mays</i>	40
6. Discussão	46
6.1 Germinação.....	46
6.1.1 Efeitos na germinabilidade.....	46
6.1.2 Efeitos no tempo médio e na sua variância.....	47
6.2 Crescimento.....	48
6.2.1 Crescimento das plântulas.....	48
6.2.2 Diferenciação de pêlos radiculares.....	49
6.2.3 Diferenciação de raízes laterais e secundárias.....	50
6.2.4 Necroses nas raízes	50
6.2.5 Efeitos na Massa Seca.....	51
6.2.6 O uso do carvão ativado como controle.....	52
6.3 Efeito osmótico.....	52
7. Conclusões	54
8. Referências Bibliográficas	55

1. Introdução

1.1 Metabólitos secundários em plantas

Metabólitos secundários são compostos orgânicos, provenientes das rotas do metabolismo básico (anabolismo, como a construção de carboidratos simples, proteínas e lipídios; e do catabolismo, como exemplo a respiração) de plantas, bactérias e fungos. O termo secundário era utilizado para denotar função e valor secundário destas substâncias nos organismos, no entanto atualmente é bem documentada a atividade biológica essencial destas moléculas (Hadacek, 2002).

Os metabólitos secundários possuem funções de extrema importância no organismo vegetal, tais como: atração de polinizadores (pigmentos e aromas), sinalização (feromônios), defesa contra patógenos (fitotoxinas e fitoalexinas), alelopatia, defesa contra herbivoria (substâncias impalatáveis) e estrutura física (p.ex. lignina) (Larcher, 2000; Taiz & Zeiger, 2004).

Os compostos secundários podem ser divididos em três grandes grupos principais, os terpenóides, os compostos fenólicos e os alcalóides. As rotas metabólicas que dão origem aos terpenóides são as que conduzem à formação de ácidos graxos e carboidratos via acetil coenzima A, ácido mevalônico, e isopentenilpirofosfato. Os alcalóides são originados a partir do catabolismo dos aminoácidos. Os compostos fenólicos se originam do metabolismo do ácido chiquímico, em conjunto com a via do acetato policetídeo (Larcher, 2000).

Dentro da grande variedade de compostos secundários que atuam mais comumente como aleloquímicos podemos citar fenóis, terpenóides, alcalóides, ácidos graxos e esteróides. Destes grupos os mais importantes são os fenóis e terpenóides (Inderjit 1996).

Os metabólitos secundários podem ser translocados de célula para célula, ou via vasos condutores, e podem ser acumulados em estruturas especializadas tais como vacúolos ou idioblastos. Uma vez liberados das estruturas de armazenamento os compostos secundários podem ser modificados por enzimas, derivadas da própria planta, ou de microorganismos ou, ainda, do intestino de herbívoros. Essas

transformações enzimáticas podem implicar na ativação destes compostos (Hadacek, 2002).

Todas as plantas produzem metabólitos secundários que variam em qualidade e quantidade, de espécie para espécie e de um local de produção para outro (Ferreira & Áquila, 2000). Um grande número desses compostos são produzidos, os quais são estocados e posteriormente liberados no ambiente (Alves & Santos, 2002).

Os metabólitos secundários são utilizados pela sociedade das formas mais variadas, que vão desde produtos farmacológicos e corantes até pesticidas ou como estruturas precursoras para a síntese de substâncias orgânicas mais eficientes aos propósitos humanos. Dessa forma, plantas com atividade alelopática possuem uma grande importância econômica (Alves & Santos, 2002).

1.2 Alelopatia

A alelopatia pode ser definida como a interferência positiva ou negativa que compostos do metabolismo secundário produzidos por uma planta exercem sobre outros organismos (plantas, fungos, insetos e algas) (Lovett & Ryuntyu, 1992; Ferreira, 2004). Praticamente todas as partes da planta podem conter compostos secundários com atividade alelopática (aleloquímicos). Sua distribuição não é uniforme, havendo registros de sua ocorrência em folhas, raízes, frutos, cascas e sementes de várias espécies (Alves *et al.*, 2002).

Tais substâncias, eventualmente lançadas ao ambiente por lixiviação, decomposição dos tecidos vegetais ou volatilização, podem ser absorvidas por outras plantas, afetando seu padrão de crescimento e/ou diferenciação (Ferreira, 2004).

Esta forma de interação química entre espécies tem sido considerada um importante mecanismo de controle do estabelecimento vegetal, tanto em ambientes naturais, como em sistemas cultivados (Anaya, 1999; Ferreira, 2004). A alelopatia também pode representar uma contribuição química para a adaptação defensiva no meio ambiente além de fazer parte da comunicação química entre as plantas (Lovett & Ryuntyu, 1992).

A resistência e a tolerância aos aleloquímicos é espécie-específica existindo organismos mais sensíveis do que outros (Ferreira & Áquila, 2000). A eficiência e ação dos aleloquímicos no ambiente dependem de suas concentrações (Weidenhamer *et al.*, 1989) e de variações climáticas (Souza Filho & Alves, 2002a). Por exemplo, Aires e colaboradores (2005) observaram aumento do efeito inibitório de macerado de frutos de *Solanum lycocarpum* St. Hil. sobre a germinação e desenvolvimento inicial de *Sesamum indicum* L. nas temperaturas de 22 e 38°C, em comparação ao observado a 30°C.

Ambientes com déficit hídrico podem provocar efeitos alelopáticos mais severos. Einhellig (1996) observou que *Sorghum bicolor* L. sob estresse osmótico e na presença de ácido ferrúlico teve apresentada uma maior inibição no crescimento e na germinação.

O óleo essencial de folhas e sementes de Pequi, *Caryocar brasiliense*, apresenta efeito inibitório no desenvolvimento de duas espécies de fungos patogênicos para seres humanos. Este mesmo estudo identificou maior produção dos óleos por parte das plantas no período chuvoso (Passos *et al.*, 2003).

Plantas sob estresse, como seca extrema ou chuvas prolongadas, podem apresentar variação na produção de aleloquímicos, embora não tenha sido esclarecido ainda se o aumento na produção dessas substâncias implica em um aumento de sua liberação para o meio (Souza Filho & Alves 2002a).

1.3 Mecanismos de ação dos aleloquímicos

Os aleloquímicos podem atuar de forma direta sobre outras plantas, sendo absorvidos sem modificações e atuando sobre a mesma, ou de forma indireta, sofrendo transformações por microorganismos presentes no solo (Ferreira 2004) ou alterando as propriedades físicas e químicas do solo no local onde se encontra a planta alvo (Cheng, 1999; Inderjit & Dakshini, 1999 ; Inderjit, 2001).

Quando tratamos de interações inseto-planta, animal-planta e planta-patógeno os efeitos freqüentemente são diretos, enquanto que em interações planta-planta os efeitos são freqüentemente indiretos tendo em vista que os fatores ambientais, como o solo, por exemplo, podem atuar como mediadores da ação dos aleloquímicos (Souza

Filho & Alves, 2002b). Além disto, as substâncias alelopáticas liberadas por lixiviação, volatilização ou degradação do material orgânico, podem ser transferidas entre as plantas doadoras e receptoras através da absorção pela epiderme foliar ou pela raiz (Souza Filho & Alves, 2002b).

Espécies vegetais que normalmente coexistem desenvolvem certa resistência aos aleloquímicos umas das outras, porém geralmente não desenvolvem essa resistência com substâncias provenientes de espécies com as quais não coexistem (Bais *et al.*, 2003; Fitter, 2003; Hierro, 2003). A menor resistência de algumas espécies às substâncias introduzidas no meio sugere uma explicação para o alto grau de sucesso de plantas invasoras, e o menor ou nenhum efeito das mesmas sobre espécies de seus ecossistemas de origem (Bais *et al.*, 2003; Hierro, 2003). Efeitos de espécies invasoras tendem a serem prejudiciais e provocam decréscimo de produtividade em sistemas agrícolas (Ferreira & Áquila 2000). Por outro lado, estas observações permitem especular que, se existe um interesse em buscar por moléculas de ação no desenvolvimento de determinadas plantas, o mais apropriado seria procurá-las em espécies que não tenham histórico de coexistência com estas.

Estudos de efeitos alelopáticos muitas vezes se referem aos efeitos facilmente observados, tais como germinação inibida ou atrasada, estímulo ou inibição do desenvolvimento inicial e necrose de tecidos em plântulas. No entanto, esses efeitos são meramente secundários e possivelmente são resultados de alterações primárias em nível celular e molecular (Ferreira, 2004; Lovett & Ryuntyu, 1992). Por exemplo, os compostos fenólicos possuem ação conhecida nas membranas celulares, afetando sua permeabilidade seletiva, o que leva a alterações no fluxo de íons e condução de água e nutrientes através das raízes (Einhelig, 2004).

O modo de ação de alguns terpenóides também vem sendo bastante estudado. O monoterpeneo 1,4 cineole é um potente inibidor de asparagina sintetase, enzima essencial no anabolismo e a dehidrozaluzanina (lactona) possui uma ação citotóxica genérica, causando ruptura da membrana plasmática (Duke & Oliva, 2004).

Plântulas de gergelim submetidas a extratos aquosos de folhas de *S. lycocarpum* apresentaram mudanças morfológicas nas partes radiculares e aéreas, e estudos proteômicos mostram que essas alterações estão ligadas a atuação dos extratos na síntese protéica (Jeronimo *et al.*, 2005).

Pires e colaboradores (2001a) constataram que o extrato de *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit.) Leucena – Leguminosae, provoca a diminuição do crescimento da parte radicular e redução do índice mitótico em plântulas de milho, sendo estes efeitos dose-dependentes. Além disso, os testes revelaram um aumento da atividade da peroxidase e espessamento das raízes nas concentrações mais elevadas do extrato. Esta planta produz um aminoácido não protéico, a mimosina, bastante tóxico (Rizvi & Rizvi, 1992)

1.4 Alelopatia no Cerrado

O bioma Cerrado é segundo maior bioma brasileiro cobrindo cerca de 2 milhões de km² e é composto por variadas fitofisionomias, que vão desde ambientes campestres até florestais (Ribeiro & Walter 1998). O Cerrado sofre com a ação do fogo, apresenta baixa disponibilidade de nutrientes e está exposto ao déficit hídrico sazonal. Essas características agravam a competição no que diz respeito ao estabelecimento das espécies vegetais e fazem deste bioma uma importante fonte de estudo do ponto de vista alelopático (Oliveira, 2003).

Estudos recentes conduzidos com espécies do Cerrado têm mostrado que extratos aquosos de partes das plantas, como frutos e folhas, apresentam ação alelopática no desenvolvimento de espécies alvo (Borghetti & Pessoa 1997; Gatti *et al.*, 2004; Periotto *et al.*, 2004; Oliveira *et al.*, 2004a; Aires *et al.*, 2005; Borghetti *et al.*, 2005).

Extratos aquosos de folhas e frutos de *S. lycocarpum* apresentaram efeito inibitório na germinação e desenvolvimento inicial de gergelim tanto em substrato papel de filtro (Oliveira *et al.*, 2004a,b) como em substrato solo (Aires *et al.*, 2005). Em estudo recente, mostraram que extratos aquosos das folhas de *Eugenia dysenterica* DC., *Qualea parviflora* Mart., *Campomanesia adamantinum* Camb. e *Trembleya parviflora* (D. Don) Cogn. na concentração de 1% reduziram em mais de 50% o crescimento radicular e induziram o desenvolvimento de raízes laterais de plântulas de gergelim (Borghetti *et al.*, 2005)

Gatti e colaboradores (2004) constataram efeitos inibitórios de extratos aquosos de diversas partes da planta de *Aristolochia esperazae* O. Kuntze sobre a

germinação de alface e rabanete. Em *Andira humillis* Mart. ex. Benth foi observado que extratos aquosos de caule não apresentaram efeitos sobre as espécies acima citadas. No entanto, extratos das folhas atuaram de forma inibitória na germinação e desenvolvimento inicial das plantas testes (Periotta *et al.*, 2004).

Alves e colaboradores (2000) testaram a atividade dos extratos de sessenta espécies Nativas do Cerrado na proliferação de fungos, bactérias e moluscos e constaram que 70% destas, incluindo as espécies estudadas neste trabalho apresentaram efeitos inibitórios. Estes resultados mostram o potencial de espécies do Cerrado como fontes de substâncias químicas, abrindo frentes de estudo tanto sobre os efeitos alelopáticos em nível molecular (Jeronimo *et al.*, 2005), como em nível de relações ecofisiológicas e em sistemas agrícolas.

1.5 Alelopatia em agroecossistemas

A produtividade agrícola, em áreas de cultivo temporário ou permanente, bem como ambientes agroflorestais, é rotineiramente influenciada pela alelopatia. Sejam os aleloquímicos provenientes de plantas cultivadas, dos microorganismos envolvidos nos processos de decomposição ou das plantas invasoras (Souza Filho 2002).

As interações em sistemas agrícolas podem ocorrer entre as diferentes culturas, entre estas e as plantas invasoras. Os aleloquímicos são lançados nestes sistemas principalmente pelos resíduos deixados no solo após a colheita. Sendo manipulados corretamente, estes resíduos apresentam uma alternativa no manejo de invasoras e controle de pestes (Singh *et al.*, 2004; Souza Filho, 2002). A rotação de culturas tem se mostrado uma forma de otimizar as interações alelopáticas de interesse. A escolha do plantio seqüencial de certas espécies de plantas em condições ambientais pode levar a supressão de invasoras e insetos e ainda evitar o declínio da produtividade (Mamolos & Kalburji, 2001).

1.6 Plantas invasoras e alelopatia

Planta invasora ou daninha é qualquer vegetal que cresce onde não é desejado, e quando crescem juntamente com as culturas agrícolas interferem em seu

desenvolvimento, competem pela extração de água e nutrientes ou exercem inibição química através da alelopatia sobre o desenvolvimento das plantas (Lorenzi, 2000a).

Muitas plantas invasoras possuem indícios de atividade alelopática, mas devido a problemas metodológicos existe grande dificuldade de se realizar estudos de forma a compreender completamente o papel da alelopatia em sistemas agrícolas. Na prática os efeitos alelopáticos não podem ser diferenciados da competição e em ambos os casos o resultado é um decréscimo da produção (Tranel, 2003). As perdas em culturas agrícolas causadas pela interferência de plantas invasoras no Brasil são estimadas em torno de 20 a 30%. Além da redução quantitativa, a produção pode ser prejudicada pela contaminação com sementes e restos de plantas daninhas (Lorenzi, 2000b).

Espécies como *Bidens pilosa* L., o picão preto, possuem ampla distribuição geográfica e são infestantes de lavouras anuais e perenes. Uma única planta de *Bidens* é capaz de produzir de 3000 a 6000 sementes, garantindo várias gerações ao ano (Lorenzi, 2000a). Estudos mostraram que extratos de *Leucaena leucocephala* inibem a germinação e desenvolvimento do picão preto (Pires *et al.*, 2001b)

A utilização de aleloquímicos como herbicidas está sendo largamente estudada, e algumas substâncias alelopáticas apresentam atividade comparável aos herbicidas comerciais, e persistem no ambiente menos tempo, provavelmente devido à ação de microorganismos (Reigosa *et al.*, 2001). Os aleloquímicos responsáveis por inibir o crescimento e desenvolvimento de outras plantas e organismos podem ser isolados, identificados e usados como pesticidas naturais (Weidenhamer, 1996)

1.7 Bioensaios

A maioria dos ensaios de laboratório é desenhado visando obter resultados rápidos sob condições controladas (Inderjit & Weston, 2000). A germinação das sementes é um parâmetro freqüentemente avaliado em estudos alelopáticos, devido à sua fácil quantificação e resposta tudo ou nada, germina ou não germina (Ferreira & Áquila, 2000; Inderjit e Dakshini, 1995). Outro critério facilmente avaliado na germinação é o efeito do aleloquímico sobre a velocidade de germinação (Ferreira,

2004). Contudo, a germinação não é tão sensível quanto o desenvolvimento inicial (Inderjit & Dakshini, 1995; Ferreira & Áquila, 2000; Ferreira, 2004).

A massa seca da raiz e parte aérea, o comprimento das plântulas e radículas e a presença de pêlos absorventes são parâmetros bastante usados para se avaliar o efeito alelopático sobre o crescimento (Ferreira & Áquila, 2000).

Algumas espécies como *Lactuca sativa* L. (alface), *Lycopersicon esculentum* Mill. (tomate) são mais sensíveis a aleloquímicos que outras, sendo mais utilizadas em bioensaios (Ferreira & Áquila, 2000). Sementes de gergelim (*Sesamum indicum* L.) vêm sendo utilizadas em bioensaios (Oliveira *et al.*, 2004a,b; Aires *et al.*, 2005, Jeronimo, 2006) por apresentarem comportamento germinativo conhecido, alta velocidade de germinação, fácil aquisição e germinação em uma ampla faixa de temperatura (Carvalho *et al.*, 2001).

O uso de sementes nativas como espécies alvo em bioensaios alelopáticos é extremamente raro devido à época restrita de dispersão, baixa durabilidade e por poderem apresentarem dormências diversas (Ferreira & Áquila 2000). Por outro lado, a utilização de espécies invasoras como alvo em bioensaios é relativamente comum, no intuito de estabelecer novas formas de manejo e controle (Pires *et al.*, 2001a; Batish *et al.*, 2002; Bais *et al.*, 2003).

Vale destacar que em estudos que visam testar o efeito de extratos vegetais, é necessário descartar os efeitos osmóticos dos mesmos, que poderiam influenciar os bioensaios mascarando os possíveis efeitos alelopáticos (Astarita *et al.*, 1996). Para isso é preciso realizar a medida do potencial osmótico dos extratos e utilizar uma substância osmoticamente ativa, que não possua efeito alelopático e que não seja absorvida pelo protoplasto, como controle do efeito osmótico dos extratos (Miró *et al.*, 1998).

2. Justificativa

As propriedades alelopáticas das espécies nativas têm ganhado cada vez mais atenção, tanto por estarem envolvidas nas interações entre organismos na vegetação nativa, como em sistemas de produtividade (Souza Filho & Alves, 2002a; Ferreira, 2004). Sabe-se que a alelopatia participa nas interações entre espécies em sistemas de rotação de cultura e agroflorestais, assim como no potencial invasivo apresentado por diversas espécies exóticas como *Brachiaria brizantha* (Hochst. ex A. Rich.) Stapf., o braquiário (Souza Filho & Alves, 2002a). Em contrapartida, o conhecimento dessas interações e das substâncias químicas envolvidas abre perspectivas para aproveitamento de tais aleloquímicos para o desenvolvimento de novos produtos, como agroquímicos e bioherbicidas (Anaya, 1999; Souza Filho & Alves, 2002a; Ferreira, 2004). Assim, os bioensaios em laboratório são muito importantes em estudos de alelopatia, pois permitem minimizar interferências de outros fatores, como disponibilidade de água e luz, através de desenhos experimentais controlados (Inderjit & Dakshini, 1995), e fornecem uma primeira aproximação na busca de novos produtos para o controle do desenvolvimento de determinadas espécies.

Em vista destas observações, investigar o potencial alelopático de espécies nativas sobre a germinação e o desenvolvimento inicial de espécies invasoras sob condições controladas é uma maneira adequada e importante de buscar novas substâncias de potencial interesse econômico. Entre as possibilidades está a descoberta de aleloquímicos com potencial para desenvolvimento de produtos a serem utilizados no manejo de invasoras e o melhoramento genético de espécies cultivadas, oferecendo resistência aos aleloquímicos ou mecanismos de produção destes pelas mesmas. O estudo das espécies invasoras como possíveis modelos em futuros estudos alelopáticos também se mostra de suma importância, para auxiliar futuramente em seu controle.

3. Objetivos

1) Verificar a atividade alelopática de extratos aquosos de folhas de *Qualea parviflora* (Pau-terrinha, Vochysiaceae), *Caryocar brasiliense* (Pequi, Caryocaraceae) e *Eugenia dysenterica* (Cagaita, Myrtaceae) em substrato papel de filtro, na germinação e no desenvolvimento inicial das espécies invasoras *Bidens pilosa* L. (Picão-preto, Asteraceae), *Digitaria horizontalis* Willd. (Capim colchão, Poaceae), *Melinis minutiflora* P. Beauv. (Capim gordura, Poaceae), e da espécie cultivada *Zea mays* L. (Milho, Poaceae).

2) Quantificar e avaliar os efeitos da ação alelopática nas espécies modelo visando determinar parâmetros do crescimento mais indicados e espécies-alvo mais adequadas para uso em ensaios de laboratório.

4. Metodologia

4.1 Espécies alelopáticas

Folhas maduras de *Caryocar brasiliense* Camb. (Caryocaraceae), *Eugenia dysenterica* DC. (Myrtaceae) e *Qualea parviflora* Mart. (Vochysiaceae) foram coletadas aleatoriamente em áreas de vegetação natural próximas ao Laboratório de Termobiologia, no campus da Universidade de Brasília (UnB).

As espécies selecionadas são de ocorrência comum no Cerrado, ocorrem principalmente em cerrado de sentido restrito, campo cerrado e cerradão. São árvores decíduas com copas densas e produzem grande quantidade de folhas (Silva Junior, 2006). Essas espécies apresentam atividade alelopática sobre o desenvolvimento inicial de espécies cultivadas em substrato papel e solo (Borghetti *et al.*, 2005) e doravante serão tratadas como “espécies alelopáticas”.

Para espécie *C. brasiliense* foram utilizadas folhas entre 12 e 17 cm, para *Q. parvifloras* as folhas mediam entre 7 e 10 cm e entre 8 e 10 cm de comprimento para *E. dysenterica*. Foram utilizadas três matrizes para cada espécie.

4.2 Espécies Alvo

Sementes maduras de *Bidens pilosa* foram coletadas na Estação Experimental da UnB em Junho de 2006 e armazenadas em sacos de papel para posterior uso. Sementes de *Melinis minutiflora* foram coletadas no Parque Nacional de Brasília, e na reserva Ecológica do IBGE em 2005. Sementes de *Digitaria horizontalis* foram adquiridas comercialmente através da empresa Agro Cosmos. Sementes de *Zea mays* (milho) variedade Bandeirante foram adquiridas em mercado local. Doravante essas espécies serão tratadas como espécies alvo.

As sementes de *M. minutiflora* e *D. horizontalis* foram separadas em soprador no Laboratório de Sementes da UnB (FAV), para a retirada de sementes vazias das amostras.

Antes da utilização, as sementes de *Zea mays* e *Bidens pilosa* foram testadas quanto a viabilidade com uma solução de Tetrázólio 1% (Piña-Rodrigues *et al.*, 2004) com quatro repetições de 100 sementes para cada espécie. As sementes de *M. minutiflora* e *D. horizontalis*, por serem muito pequenas, tiveram a sua viabilidade verificada com um teste de germinação simples em câmara de germinação à 30° C com as mesmas repetições de 100 sementes. *D. horizontalis* e *M. minutiflora*, apresentaram respectivamente 60 e 91% de sementes viáveis. Para *Bidens pilosa* a viabilidade foi em torno de 90% e para *Zea mays* aproximadamente 97%.

4.3 Obtenção dos extratos aquosos

As folhas expandidas e maduras das espécies alelopáticas foram coletadas ao acaso de três indivíduos por espécie, foram secas em estufa a 50° C por 24 horas e depois moídas com o auxílio de um liquidificador. Após isso, 5g do triturado de folhas foram adicionados à água destilada, e o volume foi completado para 100ml, a fim de se obter uma solução com concentração 5% (p/v). A solução foi armazenada em geladeira por 24h a uma temperatura de 6 °C. Após esse período, o material foi filtrado através de um funil com uma folha de papel de filtro com o auxílio de uma bomba a vácuo. A partir do filtrado, diluiu-se a solução para as concentrações de 1% e 3%.

As soluções na concentração de 5% tiveram sua osmolaridade medida em osmômetro de vapor de pressão (Modelo 5240, Wescor). Em seguida foram preparadas soluções de Polietileno Glicol 6000 (PEG600- VETEC) na mesma osmolaridade dos extratos (Oliveira, 2003), para se obter um controle do efeito osmótico na germinação e crescimento das espécies alvo em estudo.

4.4 Obtenção das soluções de PEG 6000

Os extratos de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* a 5% apresentaram as osmolaridades de 32,4mmol/kg e 35mmol/kg e 23mmol/kg respectivamente (média de cinco medidas). Para efeitos deste estudo as osmolaridades de 32,4 e 35mmol/kg foram agrupadas e os ensaios com PEG 6000 foram realizados com soluções osmóticas de 23 e 35mmol/kg (-0,057 e -0,088MPa

respectivamente, em termos de pressão osmótica) seguindo o mesmo delineamento experimental dos ensaios de crescimento. Inicialmente foram preparadas soluções de PEG em água deionizada, nas concentrações de 23mmol/kg e 35mmol/kg, seguindo procedimento analítico. No entanto, ao serem medidas no osmômetro, as mesmas não atingiram a concentração desejada. Essa diferença pode ter ocorrido devido à variação no peso molecular do reagente que pode ir de 5400 a 6600g/mol (Comunicação pessoal, Vetec Química). O problema foi sanado com adição gradual de PEG6000 em água deionizada até que se atingissem as osmolaridades desejadas.

4.5 Experimentos de germinação

Sementes das espécies alvo foram colocadas nas placas de cultura (30 por placa, cinco placas por tratamento) com duas folhas papel filtro. As placas foram umedecidas com 5ml de extrato nas diversas concentrações, ou 5ml de água (tratamento controle), ou com 5ml das soluções de PEG 6000 (Figura 1), e colocadas em câmaras de germinação 30°C com fotoperíodo de 12 horas (luz branca).

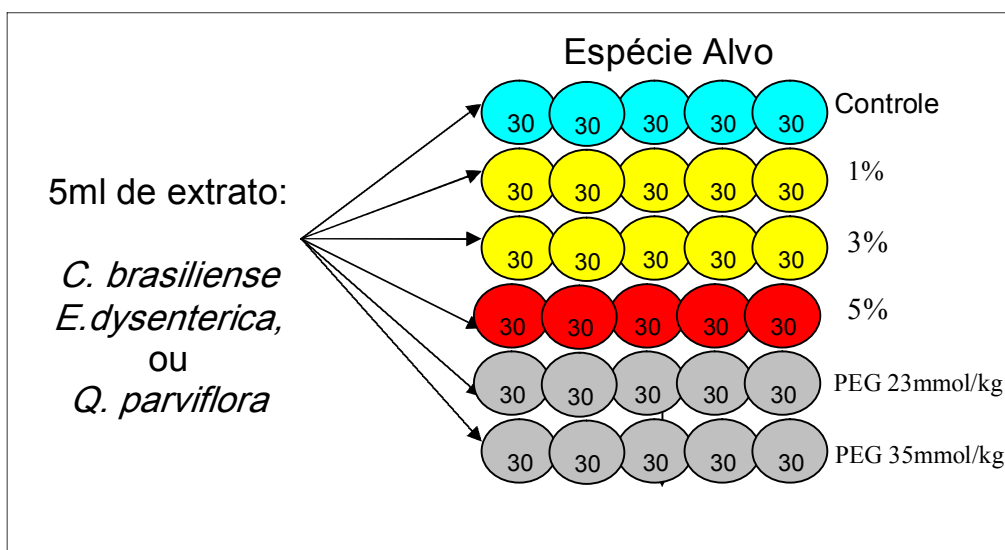


Figura 1. Delineamento experimental para os ensaios de germinação. Cada seqüência de círculos coloridos representa um dos tratamentos (Controle com água; extratos 1, 3 e 5%; e soluções de PEG 6000 em duas concentrações. Total de 150 sementes por tratamento.

As sementes germinadas foram contabilizadas em um intervalo de horas fixo que variou de espécie para espécie (de 12 em 12h para *Zea mays* e *Melinis minutiflora* e de 24 em 24h para *Bidens pilosa* e *Digitaria horizontalis*), de acordo com sua velocidade de germinação. As sementes germinadas foram retiradas das placas. Os experimentos estenderam-se por 12 dias para todas as espécies exceto para *Zea mays*, em que durou quatro dias. O critério utilizado para contabilizar a germinação foi a emergência e curvatura geotrópica da radícula (Labouriau, 1983).

O tempo foi calculado baseado na média ponderada dos tempos de germinação (Borghetti & Ferreira, 2004).

4.6 Experimentos de crescimento

Para os experimentos de crescimento, sementes das espécies alvo foram germinadas a 30° C, selecionadas por uniformidade de tamanho de radícula, e acondicionadas em placas de petri com duas folhas de papel de filtro, 10 sementes por placa, cinco placas por tratamento, totalizando 30 sementes por tratamento para cada espécie alvo. As placas foram umedecidas com 10ml de extrato nas concentrações de 1, 3 e 5% ou 10ml de água destilada (tratamento controle) e colocadas em câmaras de germinação a 30°C com fotoperíodo de 12 horas (Figura 2).

Como forma adicional de controle foram montados mais dois tratamentos com extratos nas concentrações de 3 e 5% com a adição de 1,5g de carvão ativado por placa. Os tratamentos por carvão tiveram por objetivo isolar as interferências químicas causadas pelos extratos de outras interferências. Após cinco dias de crescimento, foram medidos o comprimento das parte aérea e da radícula principal com auxílio de um paquímetro digital (Mitutoyo, precisão de 0,05 mm). Além disso, foi feita uma análise morfológica da raiz, quanto ao número de raízes secundárias, presença de pêlos radiculares e necroses. Após as medidas, as plântulas foram separadas em parte aéreas e radiculares, pesadas, e colocadas na estufa a 50°C por 24h para a obtenção da massa seca.

Estes procedimentos foram realizados para todas as espécies-alvo sob o efeito de cada espécie alelopática, totalizando três experimentos por espécie-alvo.

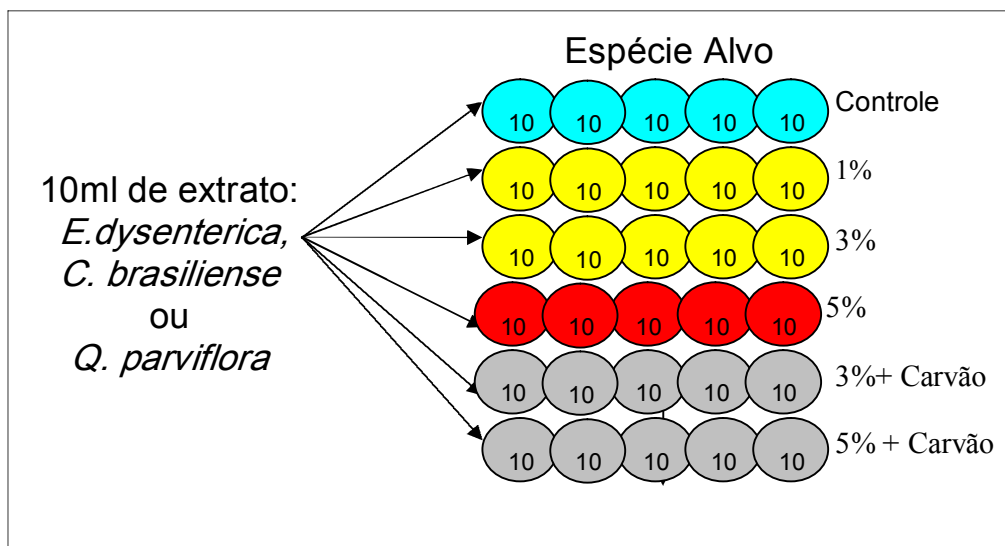


Figura 2. Delineamento experimental para os ensaios de crescimento. Cada seqüência de círculos coloridos representa um dos tratamentos (Controle com água; extratos 1, 3 e 5%; e extratos a 3 e 5% com adição de carvão ativado). Total de 50 sementes por tratamento.

4.7 Análise estatística

Os dados foram organizados em planilhas e analisados no programa estatístico Biostat 2.0, com análises de variância não paramétricas. O teste realizado foi Kruskal-Wallis $\alpha=0,05$.

Não foram realizados testes paramétricos devido às variâncias dos dados que eram muito grandes, dessa forma as premissas necessárias para este tipo de testes não foram atingidas. Transformações também não foram eficazes.

5. Resultados

5.1 Germinação

5.1.1 *Digitaria horizontalis*

A germinação desta espécie foi contabilizada a cada 24 horas durante doze dias. Os três extratos nas concentrações de 3 e 5% provocaram um aumento no tempo médio de germinação (Tabela 1). O extrato de *Caryocar brasiliense* a 5% foi o que causou maior atraso no tempo médio.

A espécie, de forma geral, apresentou uma germinabilidade baixa, entre 40 e 60%. No entanto não foi afetada significativamente por nenhum dos extratos em nenhuma das concentrações. Tanto a germinabilidade quanto o tempo médio não foram afetados pelos tratamentos com PEG 6000 indicando a ausência de um possível efeito osmótico causado pelos extratos (Tabela 2).

Tabela 1. Efeito dos extratos aquosos de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* nas concentrações de 1, 3 e 5% na germinabilidade (G), no tempo médio t (h) e no desvio padrão do tempo médio (S) de sementes de *Digitaria horizontalis* em substrato papel

Concentração	<i>Caryocar brasiliense</i>			<i>Qualea parviflora</i>			<i>Eugenia dysenterica</i>		
	G%	t(h)	S(h)	G%	t(h)	S(h)	G%	t(h)	S(h)
Ctrl	59.33a	63.08a*	11.35	59.33a	63.08a*	11.35	59.33a	63.08a*	11.35
1%	42.66 ^a	76.03ab	13.80	54.00a	74.14ab	14.93	60.00a	69.76ab	8.42
3%	47.33 ^a	92.97bc	12.68	44.00a	83.01bc	10.58	48.66a	84.35bc	14.31
5%	48.66 ^a	124.11c	22.93	40.00a	103.80c	17.59	53.33a	115.42c	19.55

*Letras diferentes representam diferenças significativas em relação às diferentes concentrações de um mesmo extrato e o controle no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 0,05$ (n=150 sementes/tratamento). Os extratos não foram comparados entre si.

Tabela 2. Germinabilidade (G), tempo médio (t) e desvio padrão do tempo médio (S) de sementes de capim colchão (*Digitaria horizontalis*) incubadas por 12 dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG 6000 à 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl)

	G%	t(h)	S(h)
Ctrl	59.33a*	63.08a	11.35
PEG 23	59.33a	69.39a	11.32
PEG 35	54.00a	60.57a	10.87

*Letras diferentes representam diferenças significativas em relação às diferentes concentrações de PEG 6000 e o controle no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 0,05$ (n=150 sementes /tratamento). Os extratos não foram comparados entre si.

Na figura 3 pode-se observar o comportamento das sementes no decorrer do experimento. Apesar da germinabilidade não ter sido afetada pelos extratos, pode-se notar que as concentrações mais altas de extrato provocaram um atraso no pico de germinação e para o extrato de *E. dysenterica* na concentração de 5% pode-se observar ainda dois picos de germinação distintos. Os tratamentos com PEG 6000 apresentaram comportamento similar ao controle.

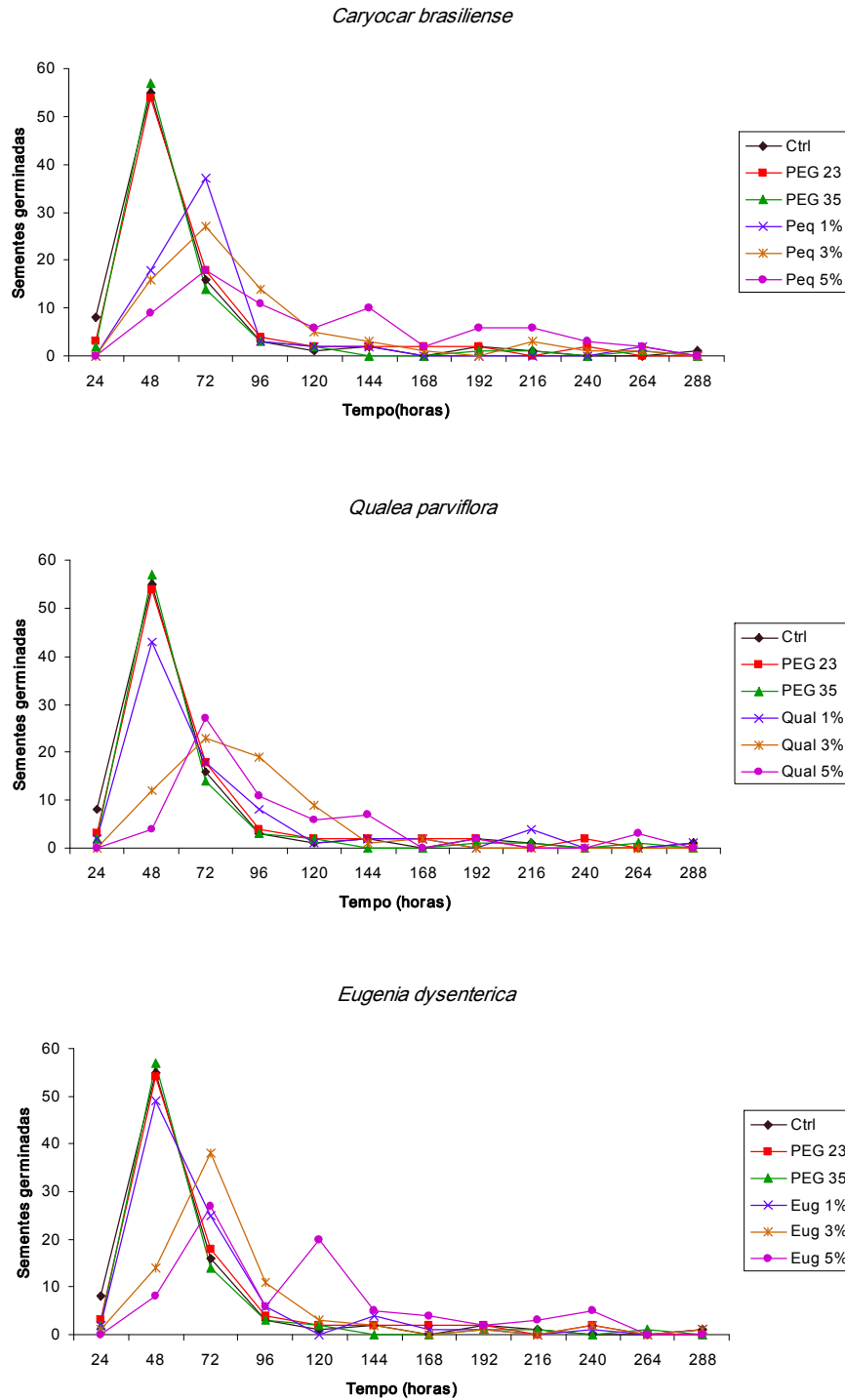


Figura 3. Efeito dos extratos aquosos de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* nas concentrações de 1, 3 e 5% na distribuição temporal da germinação de sementes de *Digitaria horizontalis*. (n=150 sementes por tratamento/extrato).

5.1.2 *Bidens pilosa*

A germinação desta espécie foi contabilizada a cada 24 horas durante doze dias. Os três extratos nas concentrações de 3 e 5% provocaram um aumento no tempo médio de germinação. O extrato de folhas de *Caryocar brasiliense* a 5% foi o que mais atrasou o tempo médio de germinação (Tabela 3).

Ao contrário do que ocorreu em *D. horizontalis* a germinabilidade foi afetada significativamente pelos extratos de *C. brasiliense* e *Q. parviflora* nas concentrações de 3 e 5%, no entanto, o extrato de *E. dysenterica* só foi efetivo em inibir a germinação na concentração de 5%. Tanto a germinabilidade quanto o tempo médio não foram afetados pelos tratamentos com PEG 6000 indicando a ausência de um possível efeito osmótico causado pelos extratos (Tabela 4)

Tabela 3. Efeito dos extratos aquosos de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* nas concentrações de 1, 3 e 5% na germinabilidade (G), no tempo médio t (h) e no desvio padrão do tempo médio (S) de sementes de *Bidens pilosa* em substrato papel.

Concentração	<i>Caryocar brasiliense</i>			<i>Qualea parviflora</i>			<i>Eugenia dysenterica</i>		
	G%	t(h)	S(h)	G%	t(h)	S(h)	G%	t(h)	S(h)
Ctrl	92.00a*	133.74a	18.71	92.00a*	133.74a	18.71	92.00a*	133.74a	18.71
1%	78.00ab	134.19a	19.32	70.00ab	142.27ab	5.35	82.00a	126.12ab	9.51
3%	65.33bc	171.86ab	19.58	40.00bc	175.71bc	11.50	80.00a	155.80bc	8.16
5%	42.00c	219.63b	14.22	25.33c	207.68c	34.15	62.00b	186.29c	18.35

*Letras diferentes representam diferenças significativas em relação às diferentes concentrações de um mesmo extrato e o controle no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 0,05$ (n=150 sementes /tratamento). Os extratos não foram comparados entre si.

Tabela 4. Germinabilidade (G), tempo médio (t) e desvio padrão do tempo médio (S) de sementes de picão preto (*Bidens pilosa*) incubadas por 12 dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG 6000 à 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

	G%	t(h)	S(h)
Ctrl	92.00a	133.74a	18.71
PEG 23	86.00a	123.83a	6.78
PEG 35	77.33a	139.99a	6.73

*Letras diferentes representam diferenças significativas em relação as diferentes concentrações de PEG 6000 e o controle no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 0,05$ (n=150 sementes /tratamento). Os extratos não foram comparados entre si.

A figura 4 mostra a distribuição temporal da germinação. Para *Bidens pilosa* é possível observar nas concentrações mais baixas de extrato e na concentração mais alta de PEG 6000 uma germinação mais espalhada no tempo, onde os picos nos tratamentos controle são mais próximos de platôs. Nos três extratos, especialmente no de *C.brasiliense* nota-se o deslocamento dos picos de germinação nas concentrações de 3 e 5%.

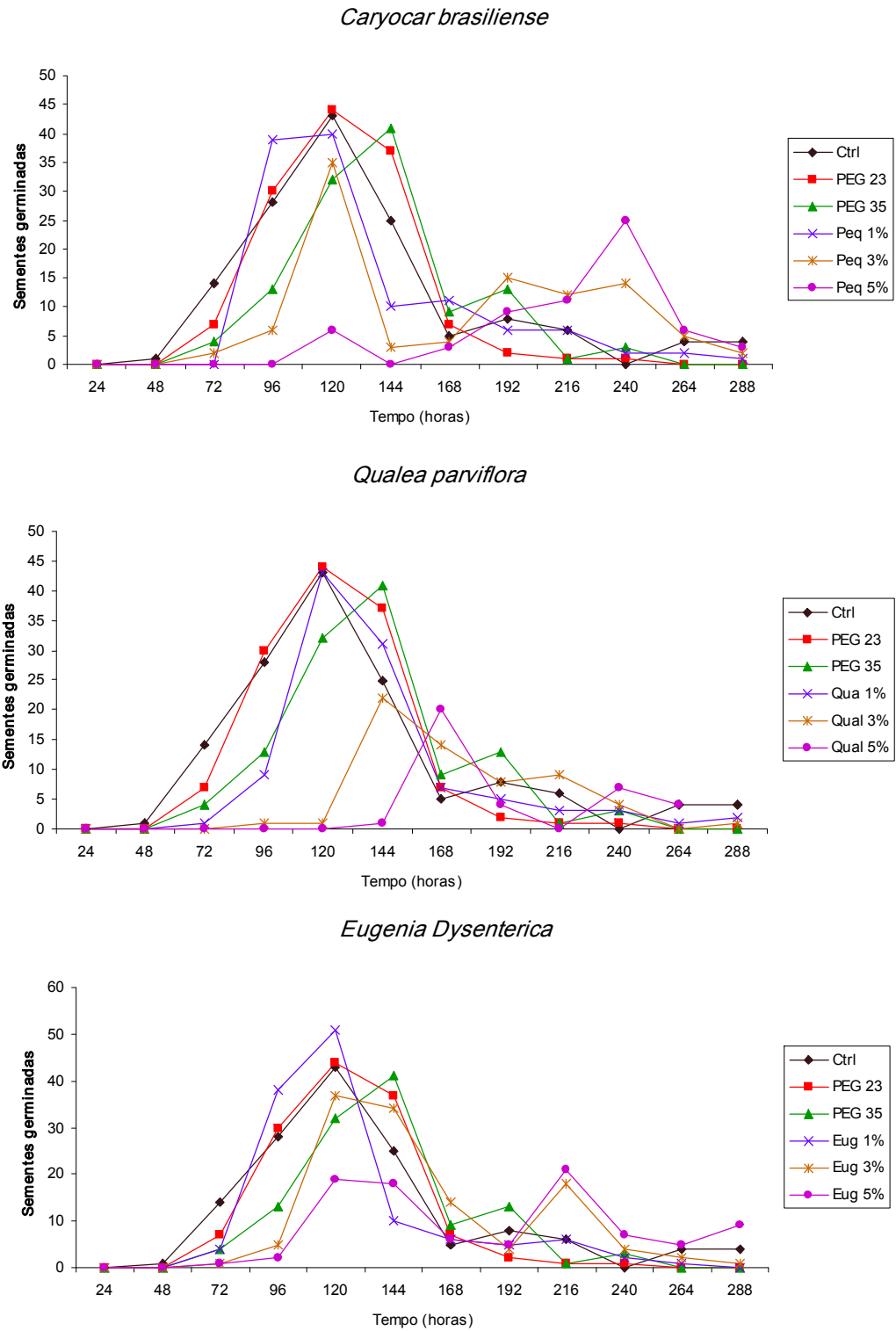


Figura 4. Efeito dos extratos aquosos de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* nas concentrações de 1, 3 e 5% na distribuição temporal da germinação de sementes de *Bidens pilosa* (n=150 sementes por tratamento/extrato).

5.1.3 *Melinis minutiflora*

A germinação desta espécie foi contabilizada a cada 12 horas durante doze dias. Os três extratos nas concentrações de 3 e 5% provocaram um aumento no tempo médio de germinação (Tabela 5). Assim como ocorreu nas demais espécies alvo, o extrato de *Caryocar brasiliense* a 5% foi o que causou maior atraso no tempo médio.

A germinabilidade só foi reduzida de forma significativa pelo extrato de *Q. parviflora* a 5%. Tanto a germinabilidade quanto o tempo médio não foram afetados pelos tratamentos com PEG 6000 indicando a ausência de um possível efeito osmótico causado pelos extratos (Tabela 6).

Tabela 5. Efeito dos extratos aquosos de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* nas concentrações de 1, 3 e 5% na germinabilidade (G), no tempo médio (t) e no desvio padrão do tempo médio (S) de sementes de capim gordura (*Melinis minutiflora*) em substrato papel.

Concentração	<i>Caryocar brasiliense</i>			<i>Qualea parviflora</i>			<i>Eugenia dysenterica</i>		
	G%	t(h)	S(h)	G%	t(h)	S(h)	G%	t(h)	S(h)
Ctrl	89.33a*	71.73a	7.47	89.33a*	71.73a	7.47	89.33a*	71.73a	7.47
1%	80.00a	79.00a	12.31	86.00a	84.77a	9.80	89.00a	72.24a	3.15
3%	82.66a	112.85b	17.42	74.00ab	120.21b	12.44	81.33a	95.92b	17.01
5%	64.00a	163.53b	16.61	58.00b	122.44b	11.51	90.00a	104.40b	6.34

*Letras diferentes representam diferenças significativas em relação às diferentes concentrações de um mesmo extrato e o controle no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 0,05$ (n=150 sementes /tratamento). Os extratos não foram comparados entre si.

Tabela 6. Germinabilidade (G), tempo médio (t) e desvio padrão do tempo médio (S) de sementes de capim gordura (*Melinis minutiflora*) incubadas por 12 dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG 6000 à 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

	G%	t(h)	S(h)
Ctrl	89.33a	71.73a	7.47
PEG 23	82.00a	76.54a	13.49
PEG 35	86.00a	66.64a	6.87

*Letras diferentes representam diferenças significativas em relação as diferentes concentrações de PEG 6000 e o controle (Ctrl) no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 0,05$ (n=150 sementes /tratamento). Os extratos não foram comparados entre si.

Na figura 5 é mostrada a distribuição temporal das sementes germinadas. Observa-se que nas concentrações mais baixas dos extratos e nos tratamentos de PEG 6000 um comportamento semelhante ao do controle com água. Os três extratos provocaram uma germinação mais espalhada ao longo do tempo, e para o extrato de *Q. parviflora* isso ocorreu inclusive na concentração mais baixa. O extrato de *E. dysenterica* provocou um segundo pico de germinação nas concentrações de 3 e 5%, de forma semelhante ao que ocorreu para *Bidens pilosa*.

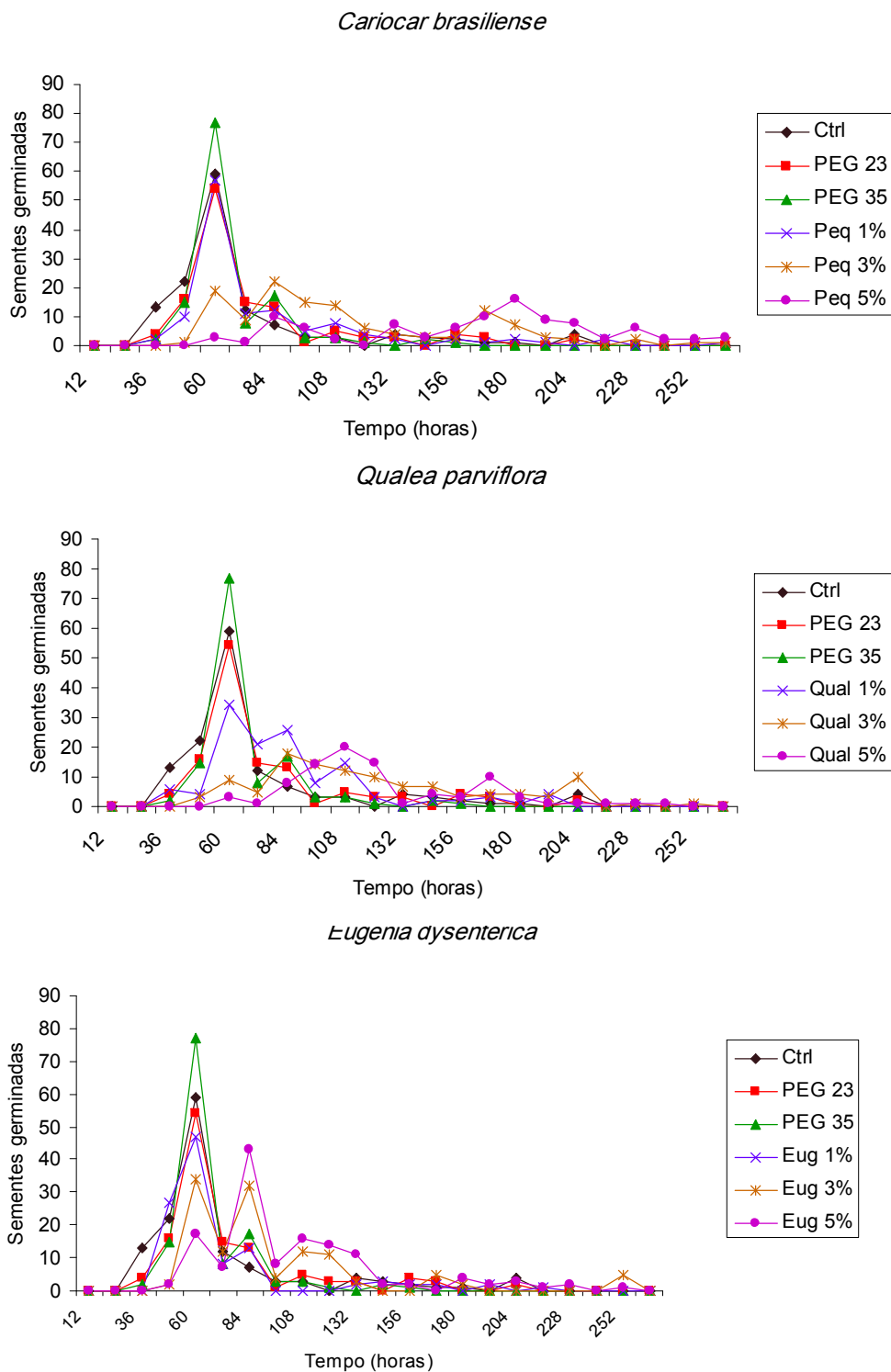


Figura 5. Efeito dos extratos aquosos de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* nas concentrações de 1, 3 e 5% na distribuição temporal da germinação de sementes de *Melinis minutiflora* (n=150 sementes por tratamento/extrato).

5.1.4 *Zea mays*

A germinação para esta espécie foi contabilizada a cada 12 horas durante 4 dias. Os três extratos nas concentrações de 3 e 5% provocaram um aumento no tempo médio de germinação (Tabela 7). Embora o aumento tenha sido estatisticamente significativo, na prática a diferença máxima em relação ao controle foi de quatro horas para o extrato de *C. brasiliense* a 5%.

A germinabilidade não foi afetada por nenhum dos extratos, embora um pequeno incremento, não significativo, na germinação das sementes expostas aos extratos tenha sido observado. Em relação aos tratamentos com PEG 6000 a germinabilidade não apresentou alterações.

O tempo médio de germinação foi afetado por ambas as soluções de PEG 6000 (Tabela 8).

Tabela 7. Efeito dos extratos aquosos de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* nas concentrações de 1, 3 e 5% na germinabilidade (G), no tempo médio (t) e no desvio padrão do tempo médio (S) de sementes de *Zea mays* em substrato papel

Concentração	Caryocar brasiliense			Qualea parviflora			Eugenia dysenterica		
	G%	t(h)	S(h)	G%	t(h)	S(h)	G%	t(h)	S(h)
Ctrl	91.33a*	35.12a	0.94	91.33a*	35.12a	0.94	91.33a*	35.12a	0.94
1%	97.33a	35.66a	1.41	93.33a	35.01a	1.62	93.33a	36.68ab	1.01
3%	96.66a	37.00ab	0.95	98.00a	37.54b	1.10	98.00a	37.81b	1.57
5%	94.00a	39.65b	1.76	98.00a	38.45b	1.26	97.33a	38.39b	1.15

*Letras diferentes representam diferenças significativas em relação as diferentes concentrações de um mesmo extrato e o controle no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 0,05$ (n=150 sementes /tratamento). Os extratos não foram comparados entre si.

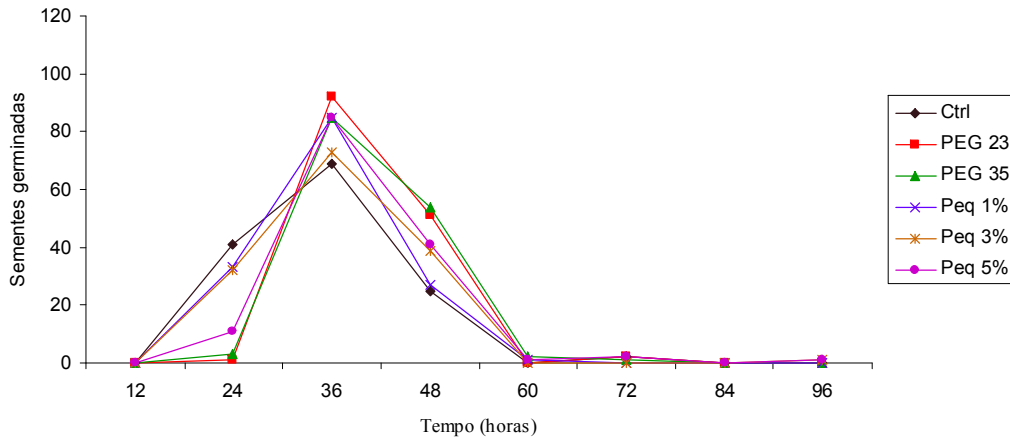
Tabela 8. Tempo médio (t) desvio padrão do tempo médio e germinabilidade de sementes de Milho (*Zea mays*) incubadas por 12 dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG 6000 à 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

	G%	t(h)	S(h)
Ctrl	91.33a	35.12a	0.94
PEG 23	97.33a	40.60b	2.10
PEG 35	96.66a	40.83b	1.41

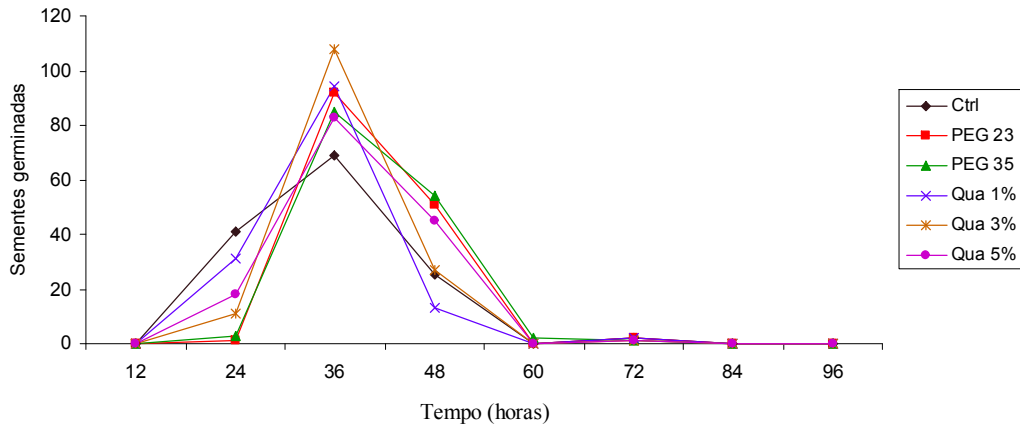
*Letras diferentes representam diferenças significativas em relação as diferentes concentrações de PEG 6000 e o controle no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 0,05$ (n=150 sementes /tratamento). Os extratos não foram comparados entre si.

A figura 6 mostra a distribuição temporal das sementes germinadas. É possível observar que a distribuição temporal da germinação nos tratamentos é similar ao controle e não apresenta nenhuma diferença efetiva.

Caryocar brasiliense



Qualea parviflora



Eugenia dysenterica

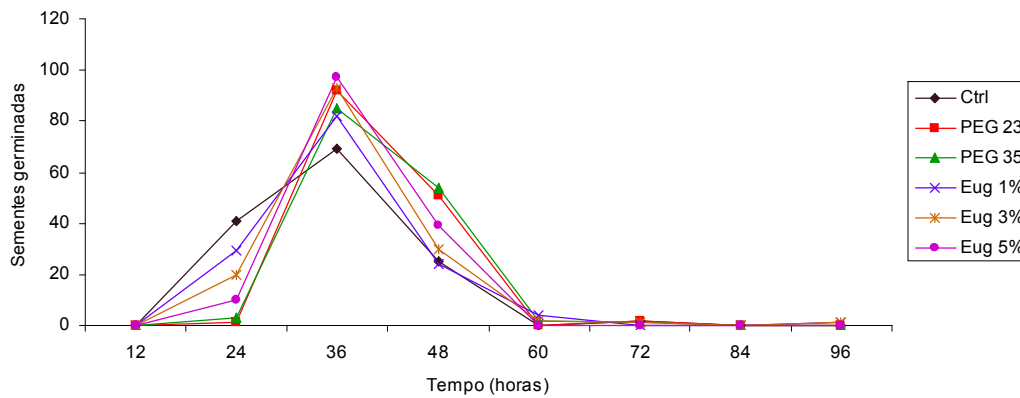


Figura 6. Efeito dos extratos aquosos de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* nas concentrações de 1, 3 e 5% na distribuição temporal da germinação de sementes de *Zea mays* (n=150 sementes por tratamento/extrato).

5.2 Ensaio de crescimento

5.2.1 *Digitaria horizontalis*

O crescimento radicular foi inibido pelos extratos das três espécies alelopáticas em estudo, com as concentrações de 3 e 5% apresentando maior inibição (Figura 7). No entanto o crescimento aéreo só apresentou redução significativa nas plântulas submetidas ao extrato de *Q. parviflora* a 5%.

Para os extratos de *C. brasiliense* e *Q. parviflora* a adição de carvão ativado causou uma redução da fitotoxicidade apresentada nos extratos aquosos, embora não tenha reduzido a inibição do crescimento completamente. O crescimento aéreo foi promovido pelos extratos aquosos de *Caryocar brasiliense* quando adicionados com carvão ativado, mas foi inibido em extratos de *Qualea parviflora* com carvão. Nos extratos de folhas de *Eugenia dysenterica* a adição do carvão aumentou a inibição do crescimento radicular e não interferiu no crescimento aéreo.

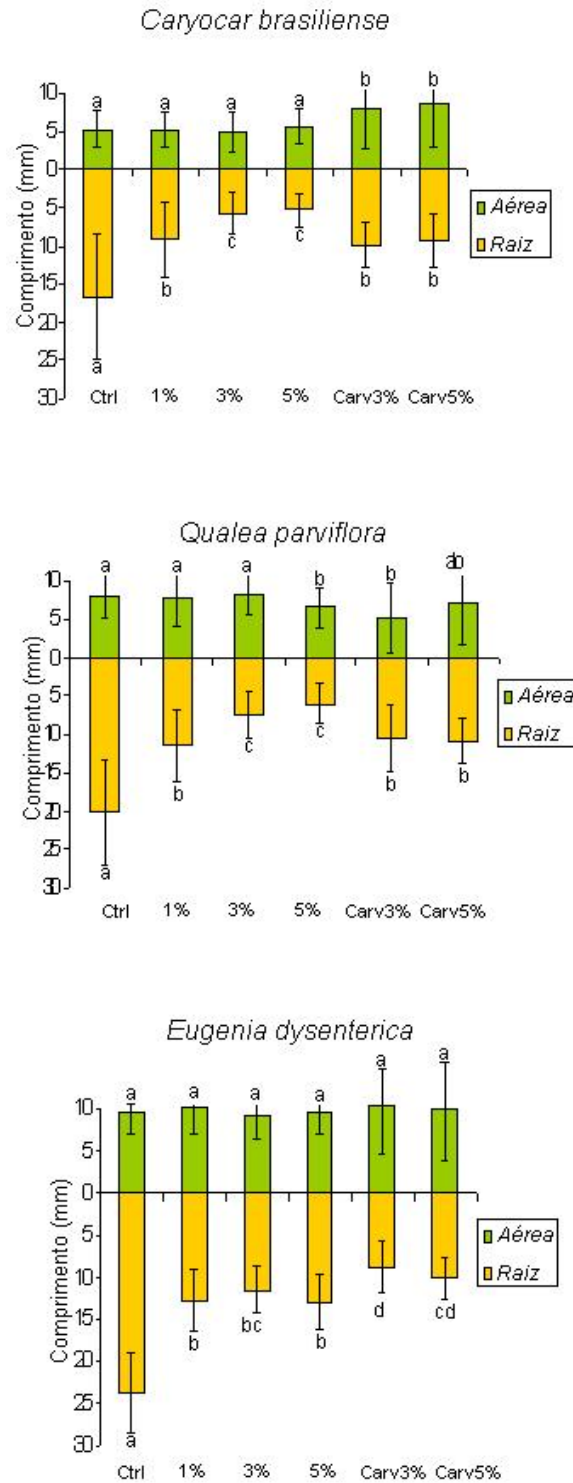


Figura 7. Comprimento médio de plântulas de capim-colchão (*Digitaria horizontalis*) incubadas por cinco dias a 30° C e fotoperíodo de 12h em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica*, em água (controle) e nos tratamentos com adição de carvão ativado. Barras representam o desvio padrão.
 *Letras diferentes representam diferença estatística no teste de Kruskal-Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento). As partes aéreas e radiculares foram comparadas separadamente.

Na Tabela 9 são mostrados os efeitos dos extratos sobre as características morfológicas das radículas das plântulas de *D. horizontalis*. As plântulas, quando submetidas aos três extratos não apresentaram pêlos radiculares ou apresentavam em baixa quantidade, porém quando submetidas aos tratamentos com carvão ativado tiveram um aumento significativo na presença de pêlos.

Uma das mudanças morfológicas observadas nas raízes em resposta a aplicação dos extratos foi o escurecimento dos tecidos e a (suposta) formação de necroses. Os três extratos apresentaram um aumento significativo das necroses nas concentrações mais altas, sendo que o número de plântulas submetidas ao extrato de *E. dysenterica* que possuíam necrose chegou a 100%.

O número médio de raízes laterais por plântula sofreu um pequeno incremento na concentração de 1% dos extratos de *Q. parviflora* e *C. brasiliense*, mas foi pouco alterado pelas concentrações mais altas destes extratos. O extrato de *E. dysenterica* causou reduções significativas nas concentrações mais altas.

Tabela 9. Porcentagem de plântulas com pêlos radiculares e necroses, e quantidade média de raízes laterais por radícula em plântulas de capim-colchão (*Digitaria horizontalis*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica*.

	<i>Caryocar brasiliense</i>			<i>Qualea parviflora</i>			<i>Eugenia dysenterica</i>		
	Pêlos Radiculares	Necroses	Raízes laterais	Pêlos Radiculares	Necroses	Raízes laterais	Pêlos Radiculares	Necroses	Raízes laterais
Controle	0%a**	0%a	0,50 ±0,73a*	2%a	0%a	0,54±0,93a	2%a	0%a	2,16±1,28a
Extrato 1%	0%a	10%a	1,24 ±1,11b	2%a	0%a	1,20±1,41b	0%a	4%a	1,86 ±1,53a
Extrato 3%	0%a	42%b	0,26 ±0,66ac	12%a	6%a	0,36 ±0,80a	0%a	82%b	0 ±0b
Extrato 5%	0%a	68%b	0,14 ±0,35c	18%a	44%b	0,16 ±0,50a	0%a	100%b	0,06 ±0,23c
Carvão 3%	32%b	0%a	0,90 ±1,03a	40%b	0%a	0,78 ±1,01a	50%b	0%a	0,40 ±0,63c
Carvão 5%	46%b	0%a	0,66 ±0,84a	66%b	0%a	0,72 ±0,88a	39%b	0%a	0,35 ±0,60c

**Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 5\%$ (n=50 plântulas/tratamento). *Valores médios seguidos pelo seu desvio padrão.

O uso de solução de PEG6000 de osmolaridade semelhante aos extratos não teve efeito significativo quando comparado ao controle (Figura 8), apesar de um incremento no crescimento das plântulas submetidas ao tratamento de 23mmol/kg. Quanto aos aspectos morfológicos das radículas, como presença de pêlos radiculares, necroses e número médio de raízes laterais, não foram observadas diferenças

significativas entre as plântulas crescidas em água e as crescidas nas soluções de PEG6000 (Tabela 10).

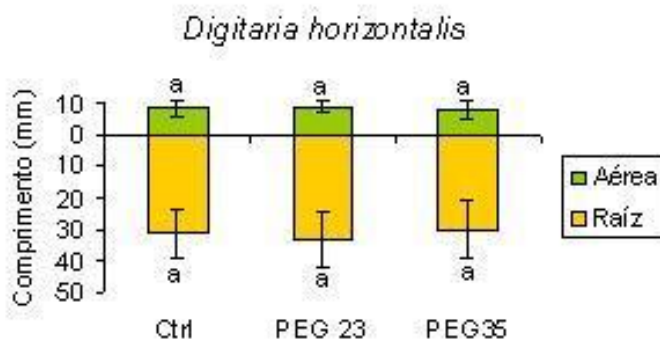


Figura 8 – Comprimento médio de plântulas de capim gordura (*Melinis minutiflora*) incubadas por cinco dias a 30°C com fotoperíodo de 12h, em soluções de PEG 6000 à 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl). Barras representam o desvio padrão. *Letras diferentes representam diferença estatística no teste de Kruskal-Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento). As partes aéreas e radiculares foram comparadas separadamente.

Tabela 10. Porcentagem de plântulas com pêlos radiculares e necroses, e quantidade média de raízes laterais por radícula em plântulas de Capim-colchão (*Digitaria horizontalis*) incubadas por cinco dias a 30° C, com fotoperíodo de 12 h em diferentes concentrações de PEG 6000.

	Pêlos Radiculares	Necroses	Raízes Laterais
Controle	14% ^a	0% ^a	1,22±1,28 ^a
PEG 23 mmol/kg	18% ^a	0% ^a	0,96±1,08 ^a
PEG 35 mmol/kg	22% ^a	0% ^a	0,84±0,97± ^a

*Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística no teste de Kruskal-Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento).

A massa seca sofreu um incremento significativo na parte radicular das plântulas submetidas ao extrato de *Qualea parviflora* na concentração de 5% (Tabela 11). Os extratos de *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica*, quando adicionados de carvão ativado, provocaram um incremento da massa radicular e uma redução da massa aérea em relação ao controle. A massa seca total das plântulas não sofreu nenhuma alteração em relação ao controle. A massa seca total das plântulas submetidas às soluções aquosas de PEG 6000 sofreu um pequeno incremento em relação ao controle, como se mostra na Tabela 12.

Tabela 11. Massa seca (g) de plântulas de capim-colchão (*Digitaria horizontalis*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica*.

	<i>Caryocar brasiliense</i>			<i>Qualea parviflora</i>			<i>Eugenia dysenterica</i>		
	Raiz	Aérea	Total	Raiz	Aérea	Total	Raiz	Aérea	Total
Controle	0,9 ± 0,7a*	1,5±0,4a	2,4±0,3a	0,4±0,2a	2,1±0,3a	2,6±0,6a	0,6±0,2a	2,2±0,3a	2,8±0,4a
Extrato 1%	1,5±0,7a	1,5±0,6a	3,1±0,1a	0,7±0,3a	2,1±0,3a	2,6±0,4a	0,4±0,2a	2,3±0,2a	2,8±0,4a
Extrato 3%	1,7±0,2a	1,2±0,2a	3,0±0,4a	0,9±0,4a	2,0±0,2a	2,9±0,5a	0,5±0,2a	2,1±0,3a	2,6±0,1a
Extrato 5%	1,4±0,6a	1,1±0,3a	2,5±0,7a	1,9±2,0b	1,6±0,3ab	3,5±1,9a	0,5±0,3a	2,1±0,3a	2,6±0,3a
Carvão 3%	1,3±0,5a	1,1±0,7a	2,3±0,6a	1,7±0,5b	0,5±0,2b	2,2±0,6a	1,7±0,3b	1,0±0,1b	2,7±0,3a
Carvão 5%	1,6a±0,4a	1,1±0,5a	2,4±0,5a	1,4±0,2b	0,8±0,3b	2,2±0,3a	1,5±0,3b	0,9±0,6b	2,4±0,4a

*Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento). Valores e desvios em notação científica (10^{-3}).

Tabela 12. Massa seca (g) de plântulas de *Digitaria horizontalis* incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG 6000 à 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

	Raiz	Aéreo	Total x
Tratamentos			
Controle	0.5±0.1a*	2.0±0.1a	2.6±0.2a
PEG 23mmol/kg	1.1±0.3b	3.2±0.5b	4.3±0.3b
PEG 35mmol/kg	1.5±0.6b	2.1±0.4a	3.7±0.8ab

*Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento). Valores e desvios em notação científica (10^{-3}).

5.2.2 *Bidens pilosa*

O crescimento radicular foi reduzido nas três concentrações de extrato de *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica*, no entanto o extrato de *Caryocar brasiliense* só inibiu significativamente o crescimento na concentração de 5% (Figura 9).

As plântulas de *Bidens pilosa* apresentaram um crescimento da parte aérea afetado pelos três extratos em praticamente todas as concentrações, se mostrando mais sensíveis neste aspecto que as plântulas de *D. horizontalis*. Os resultados obtidos nos três extratos aquosos adicionados de carvão foram similares, com redução da fitotoxicidade no crescimento radicular, e sem influência significativa no crescimento aéreo.

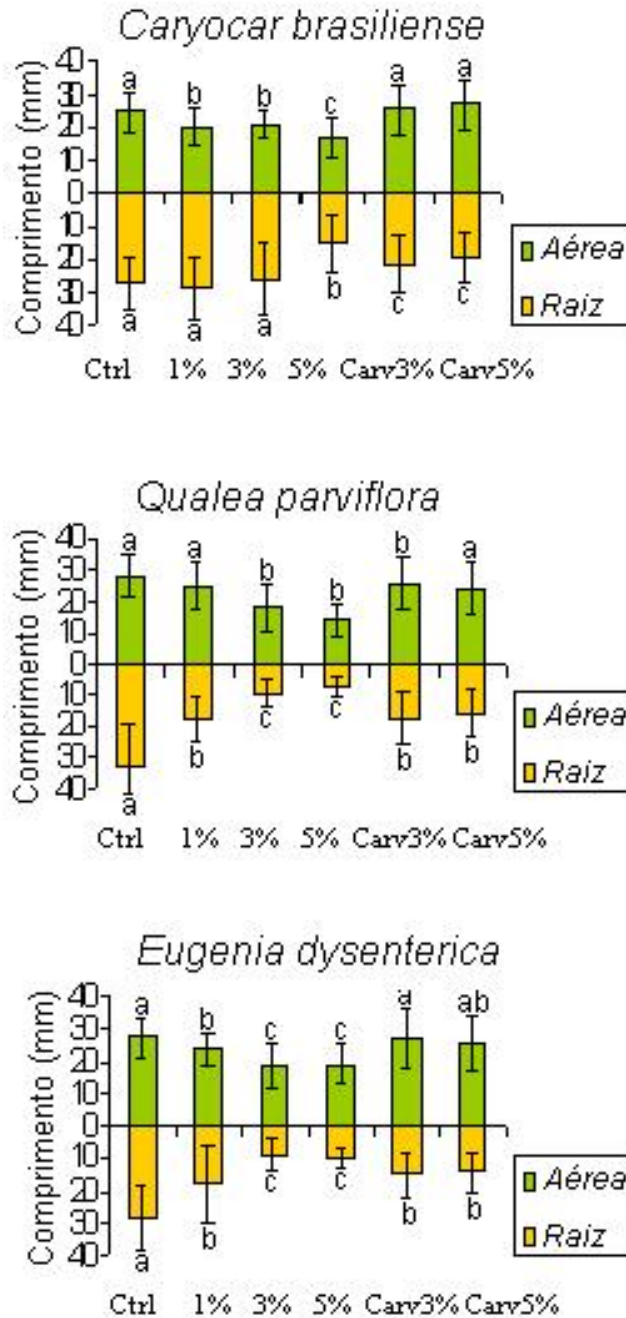


Figura 9. Comprimento médio de plântulas de picão-preto (*Bidens pilosa*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica*, em água (controle) e nos tratamentos com adição de carvão ativado. Barras representam o desvio padrão.

*Letras diferentes representam diferença estatística no teste de Kruskal-Wallis, $P \leq 0,05$ ($n=50$ plântulas/tratamento). As partes aéreas e radiculares foram comparadas separadamente.

Em *Bidens pilosa* a presença de pêlos radiculares foi reduzida pelos três extratos (Tabela 13), exceto na concentração de 1% do extrato de *Q. parviflora*, que não apresentou diferenças significativas em relação ao controle.

Assim como ocorreu nas plântulas de capim-colchão, os três extratos causaram o escurecimento dos tecidos radiculares e o (suposto) surgimento de necroses, chegando a 100% de plântulas necrosadas na concentração de 5% do extrato de *Eugenia dysenterica* (Tabela 13). O número médio de raízes laterais só foi significativamente reduzido pelo extrato de *Eugenia dysenterica* e essa redução pode ser observada inclusive nos tratamentos com carvão ativado (Tabela 13). As soluções de PEG 6000 causaram uma pequena redução no crescimento aéreo e um pequeno incremento do crescimento radicular (Figura 10). A Tabela 14 mostra que as soluções de PEG 6000 não afetaram significativamente nenhuma das características radiculares.

Tabela 13. Porcentagem de plântulas com pêlos radiculares e necroses, e quantidade média de raízes laterais por radícula em plântulas de picão-preto (*Bidens pilosa*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica*.

Tratamentos	<i>Caryocar brasiliense</i>			<i>Qualea parviflora</i>			<i>Eugenia dysenterica</i>		
	Pêlos Radiculares	Necroses	Raízes laterais	Pêlos Radiculares	Necroses	Raízes laterais	Pêlos Radiculares	Necroses	Raízes laterais
Controle	30% ^{aa} **	0% ^a	0,38 ±0,66 ^a *	58% ^a	2% ^a	0,52 ±0,86 ^a	56% ^a	2% ^a	0,82 ±0,82 ^a
Extrato 1%	4% ^b	6% ^{ab}	0,16 ±0,42 ^a	56% ^a	8% ^a	0,10 ±0,30 ^a	2% ^b	80% ^b	0,14 ±0,53 ^b
Extrato 3%	4% ^b	24% ^b	0,24 ±0,55 ^a	10% ^b	80% ^b	0,26 ±0,59 ^a	14% ^b	100% ^b	0,10 ±0,36 ^b
Extrato 5%	2% ^b	76% ^c	0,26 ±0,77 ^a	2% ^b	100% ^b	0,08 ±0,14 ^a	2% ^b	98% ^b	0,12 ±0,38 ^b
Carvão 3%	42% ^a	2% ^{ab}	0,32 ±0,74 ^a	42% ^a	10% ^a	0,18 ±0,43 ^a	46% ^a	8% ^a	0,30 ±0,50 ^b
Carvão 5%	38% ^a	2% ^{ab}	0,22 ±0,50 ^a	62% ^a	16% ^a	0,18 ±0,43 ^a	26% ^b	14% ^a	0,10 ±0,30 ^b

**Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento). *Valores médios seguidos pelo seu desvio padrão.

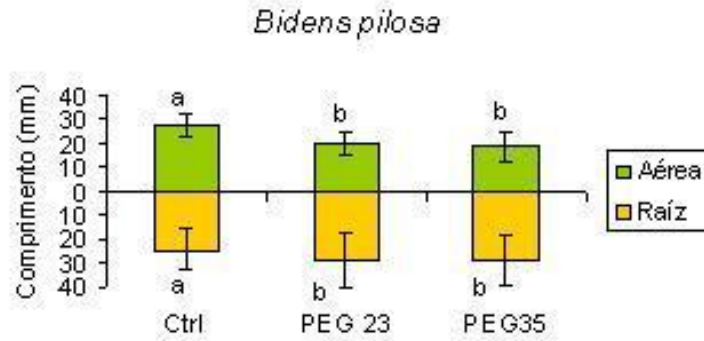


Figura 10. Comprimento médio de plântulas de picão-preto (*Bidens pilosa*) incubadas por cinco dias a 30°C com fotoperíodo de 12h, em soluções de PEG6000 a 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl). Barras representam o desvio padrão. *Letras diferentes representam diferença estatística no teste de Kruskal-Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento). As partes aéreas e radiculares foram comparadas separadamente.

Tabela 14. Porcentagem de plântulas com pêlos radiculares e necroses, e quantidade média de raízes laterais por radícula em plântulas de picão-preto (*Bidens pilosa*) incubadas por cinco dias a 30° C, com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG 6000 à 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

Tratamentos	Pêlos Radiculares	Necroses	Raízes Laterais
Controle	44% ^{a*}	0% ^a	0,5±0,70 ^a
PEG 23 mmol/kg	32% ^a	0% ^a	0,46±0,67 ^a
PEG 35 mmol/kg	70% ^a	0% ^a	0,26±0,51 ^a

*Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística no teste de Kruskal-Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento).

A massa seca das plântulas de *Bidens pilosa* não sofreu nenhuma alteração em relação ao controle (Tabela 15) a despeito da redução do comprimento das partes aéreas e radiculares, o que leva a crer que os extratos estariam atuando no alongamento sem afetar a incorporação de massa. A massa seca total das plântulas submetidas às soluções aquosas de PEG 6000 sofreu um incremento em relação ao controle, como mostra a Tabela 16.

Tabela 15. Massa seca (g) de plântulas de picão-preto (*Bidens pilosa*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica*.

	<i>Caryocar brasiliense</i>			<i>Qualea parviflora</i>			<i>Eugenia dysenterica</i>		
	Raiz	Aérea	Total	Raiz	Aérea	Total	Raiz	Aérea	Total
Controle	12±0,3a*	44± 0,4a	56±0,6a	0,9±0,6a	48±0,9a	58±0,2a	1,1±0,1a	40±0,9a	52±0,9a
Extrato 1%	15±0,5a	43±0,8a	58±1,0a	0,8±2,0a	42±2,2a	51±0,1a	0,9±0,5a	48±0,6a	57±0,2a
Extrato 3%	16±0,4a	41±1,1a	55±1,7a	0,9±2,9a	48±2,9a	57±0,5a	1,0±0,4a	57±2,3a	67±2,2a
Extrato 5%	10±0,3a	44±0,9a	54±0,9a	0,8±1,0a	46±1,3a	55±0,7a	1,1±0,3a	57±1,1a	69±1,0a
Carvão 3%	16±0,6a	46±0,8a	62±1,1a	1,1±0,5a	42±0,5a	54±0,2a	1,3±0,6a	44±0,5a	57±0,6a
Carvão 5%	15± 0,6a	44±0,5a	59±0,9a	0,9±0,8a	44±0,9a	54±0,4a	1,1±0,3a	37±0,9a	48±1,0a

*Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento). Valores médios e desvios em notação científica (10^{-3}).

Tabela 16. Massa seca (g) de plântulas de *Bidens pilosa* (valores médios) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG 6000 à 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

	Raiz	Aéreo	Total
Controle	0,9±0,1a	4,1±0,8a	5,0±0,9a
PEG 23mmol/kg	1,7±0,6b	5,3±1,6a	7,0±2,2ab
PEG 35mmol/kg	1,6±0,4b	5,7±1,3a	7,3±1,4b

*Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento). Valores e desvios em notação científica (10^{-3}).

5.2.3 *Melinis minutiflora*

Na Figura 11 é mostrado o efeito dos extratos aquosos de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* sobre o crescimento de plântulas de capim gordura (*Melinis minutiflora*).

O crescimento radicular foi reduzido nas três concentrações de extrato de *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica*, no entanto o extrato de *Caryocar brasiliense* só inibiu significativamente o crescimento nas concentrações de 3 e 5%. A parte aérea sofreu efeitos significativos apenas quando submetida ao extrato de *Q. parviflora* na concentração mais alta. Os tratamentos com carvão ativado provocaram um aumento significativo no comprimento aéreo nas plantas submetidas aos extratos de *Caryocar brasiliense* e *Q. parviflora*. O tratamento com carvão não foi suficiente para reduzir completamente a inibição radicular, e no caso das plantas tratadas com extratos de *E.*

dysenterica o carvão ativado não resgatou a inibição causada pelos extratos. Os extratos de *Q. parviflora* e *C. brasiliense* adicionados de carvão, tiveram sua fitotoxicidade reduzida e as plantas apresentaram uma menor inibição do crescimento radicular e um incremento do crescimento aéreo. Esses resultados diferem dos resultados obtidos nas espécies anteriores onde os tratamentos com carvão não interferiram no crescimento da parte aérea.

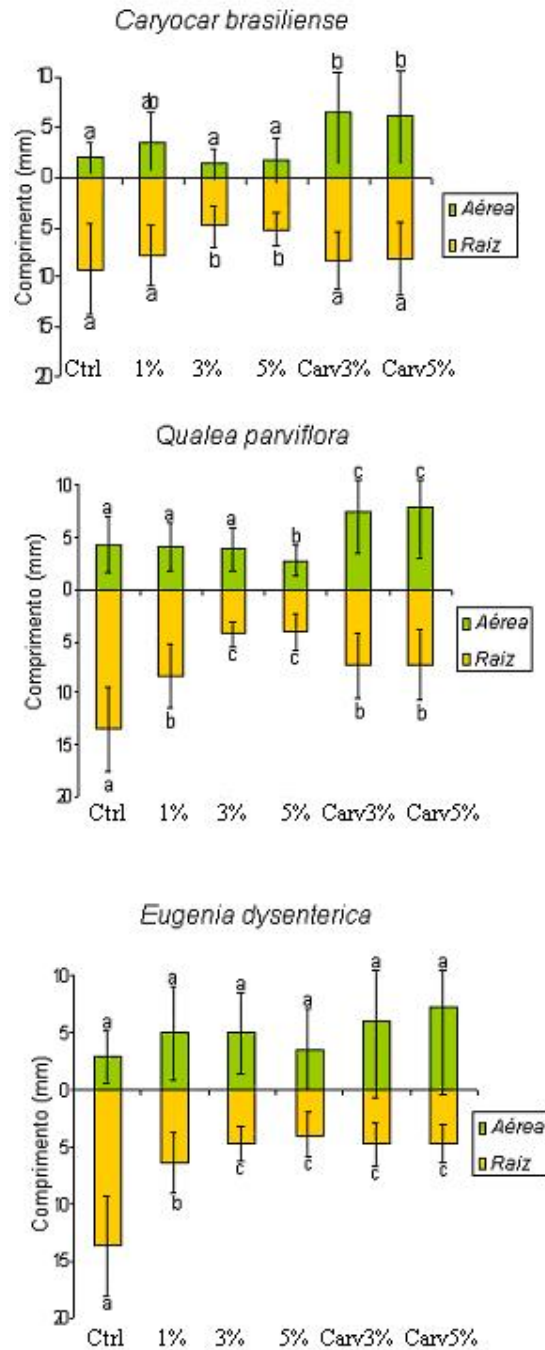


Figura 11. Comprimento médio de plântulas de capim gordura (*Melinis minutiflora*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica*, em água (controle) e nos tratamentos com adição de carvão ativado. Barras representam o desvio padrão. *Letras diferentes representam diferença estatística no teste de Kruskal-Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento). As partes aéreas e radiculares foram comparadas separadamente.

Na Tabela 17 são mostrados os efeitos dos extratos sobre as características morfológicas das radículas das plântulas de *M. minutiflora*.

A porcentagem de plântulas com pêlos radiculares foi reduzida pelos extratos de *Q. parviflora*, e *Eugenia dysenterica* em todas as concentrações. Para o extrato de *E. dysenterica* os tratamentos com carvão ativado não apresentaram diferenças significativas do controle.

Assim como nas espécies anteriores as concentrações mais altas de extratos provocaram escurecimento do tecido radicular, o que temos chamado de necrose, no entanto não foram realizados cortes anatômicos para comprovar este fato, sendo que o extrato de *E. dysenterica* na concentração de 5% provocou o escurecimento nas radículas em 100% das plântulas (Tabela 18).

O número médio de raízes laterais por planta não foi alterado por nenhum dos extratos e conforme os resultados obtidos para *D. horizontalis* essa característica não se mostrou relevante para análise dos efeitos alelopáticos nesta espécie.

Tabela 17. Porcentagem de pêlos radiculares, necroses e quantidade média de raízes laterais em radículas de plântulas de capim gordura (*Melinis minutiflora*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em diferentes concentrações de extrato folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica*.

	<i>Caryocar brasiliense</i>			<i>Qualea parviflora</i>			<i>Eugenia dysenterica</i>		
	Pêlos Radiculares	Necroses	Raízes laterais	Pêlos Radiculares	Necroses	Raízes laterais	Pêlos Radiculares	Necroses	Raízes laterais
Controle	24%a**	0%a	0,12±0,47a*	56%a	0%a	0,14±0,35a	30%a	0%a	0,06±0,23a
Extrato 1%	0%a	2%a	0,06±0,23a	32%b	10%a	0,2±0,63a	0%b	0%a	0,3±0,58a
Extrato 3%	22%a	10%a	0±0a	2%c	50%b	0,04±0,19a	0%b	94%b	0±0a
Extrato 5%	0%a	38%b	0±0a	16%b	64%b	0±0a	0%b	100%b	0±0a
Carvão 3%	20%a	2%a	0,06±0,23a	32%b	2%a	0,08±0,44a	26%a	0%a	0±0a
Carvão 5%	12%a	0%a	0,06±0,23a	20%b	0%a	0±0a	20%a	0%a	0±0a

† Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística no teste de Kruskal –Wallis, P=5% (n=50 plântulas/tratamento). *Valores médios seguidos pelo seu desvio padrão.

O comprimento das plântulas não foi afetado pelos tratamentos de Polietileno Glicol 6000 em nenhuma das concentrações (Figura 12), o que indica a ausência de efeito osmótico dos extratos nas concentrações utilizadas.

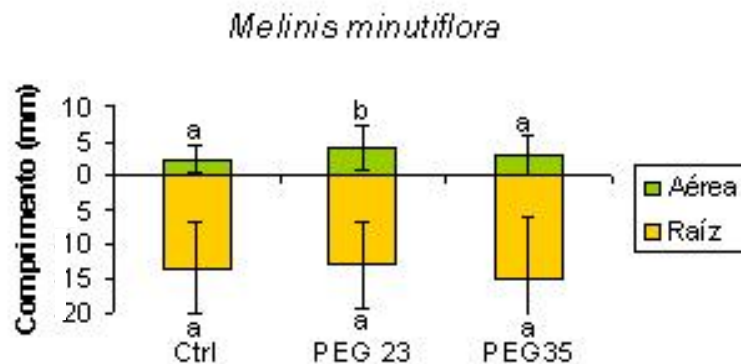


Figura 12. Comprimento médio de plântulas de capim gordura (*Melinis minutiflora*) incubadas por cinco dias a 30°C com fotoperíodo de 12h, em soluções de PEG6000 a 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl). Barras representam o desvio padrão.

*Letras diferentes representam diferença estatística no teste de Kruskal-Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento). As partes aéreas e radiculares foram comparadas separadamente

Conforme mostra a Tabela 18 nenhuma característica morfológica das raízes foi alterada pelos tratamentos com PEG 6000, indicando mais uma vez que as mudanças causadas pelos extratos foram resultantes de ação aleloquímica.

Tabela 18. Porcentagem de plântulas com pêlos radiculares, necroses e quantidade média de raízes laterais em radiculas de plântulas de capim gordura (*Melinis minutiflora*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG6000 a 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

	Pêlos Radiculares	Necroses	Raízes Laterais
Controle	62%a	0%a	0±0a
PEG 23 mmol/Kg	52%a	0%a	6±0,23a
PEG 35 mmol/Kg	44%a	0%a	0±0a

*Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística no teste de Kruskal –Wallis, $P = 5\%$ (n=50 plântulas/tratamento).

As medidas de massa seca das plantas não apresentaram diferença significativa em relação ao controle em nenhuma das concentrações de nenhum dos extratos (Tabela 19). Os tratamentos com PEG 6000 provocaram um incremento na massa seca das plântulas (Tabela 20).

Tabela 19. Massa seca (g) (valores médios) de plântulas de Capim Gordura (*Melinis minutiflora*) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica*.

	<i>Caryocar brasiliense</i>			<i>Qualea parviflora</i>			<i>Eugenia dysenterica</i>		
	Raiz	Aérea	Total	Raiz	Aérea	Total	Raiz	Aérea	Total
Controle	0,5±0,4a*	0,8±0,3a	1,4±0,5a	0,3±0,2a	0,7±0,1a	1,0±0,3a	0,4±0,2a	0,6±0,2a	1,0±0,4a
Extrato 1%	0,1±0,1a	0,6±0,2a	0,7±0,3a	0,2±0,2a	0,7±0,2a	1,0±0,2a	0,3±0,2a	0,7±0,1a	1,0±0,1a
Extrato 3%	0,1±0,1a	0,4±0,3a	0,5±0,3a	0,2±0,1a	0,7±0,1a	0,8±0,3a	0,3±0,2a	0,8±0,2a	1,0±0,1a
Extrato 5%	0,3±0,1a	0,6±0,3a	0,9±0,3a	0,3±0,3a	0,8±0,2a	1,2±0,4a	0,2±0,2ab	0,9±0,3a	1,1±0,3a
Carvão 3%	0,2±0,2a	0,6±0,2a	0,9±0,3a	0,2±0,2a	0,6±0,3a	0,9±0,3a	0,4±0,1a	0,6±0,3a	1,1±0,3a
Carvão 5%	0,3±0,3a	0,6±0,2a	1,0±0,4a	0,2±0,2a	0,7±0,3a	0,9±0,3a	0,1±0,1a	0,6±0,2a	1,2±0,2a

*Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento). Valores médios e desvios em notação científica (10^{-3}).

Tabela 20. Massa seca (g) de plântulas de *Melinis minutiflora* (valores médios em grama) incubadas por cinco dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG6000 a 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

	Raiz	Aérea	Total
Controle	0,2 ±0,1 a	0,9 ±0,1 a	1,1 ±0,2 a
PEG 23mmol/kg	0,5 ±0,1 b	1,7 ±0,4 b	2,3 ±0,3 b
PEG 35mmol/kg	0,4 ±0,1 ab	1,2 ±0,2 ab	1,7 ±0,2 ab

*Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento). Valores médios e desvios em notação científica (10^{-3}).

5.2.4 *Zea mays*

Na Figura 13 são mostrados os efeitos dos extratos aquosos de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica* no crescimento de plântulas de Milho, *Zea mays*. O crescimento radicular foi reduzido nas concentrações de 3 e 5% dos extrato de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora* e *Eugenia dysenterica*.

A parte aérea sofreu efeitos significativos apenas quando submetida ao extrato de *C. brasiliense* na concentração de 5% e ao extrato de *E. dysenterica* nas concentrações mais altas. Os tratamentos com carvão ativado resgataram a inibição causada pelos extratos e inclusive provocaram um pequeno incremento no comprimento radicular das plantas submetidas aos extratos de *C. brasiliense* e *Q. parviflora*.

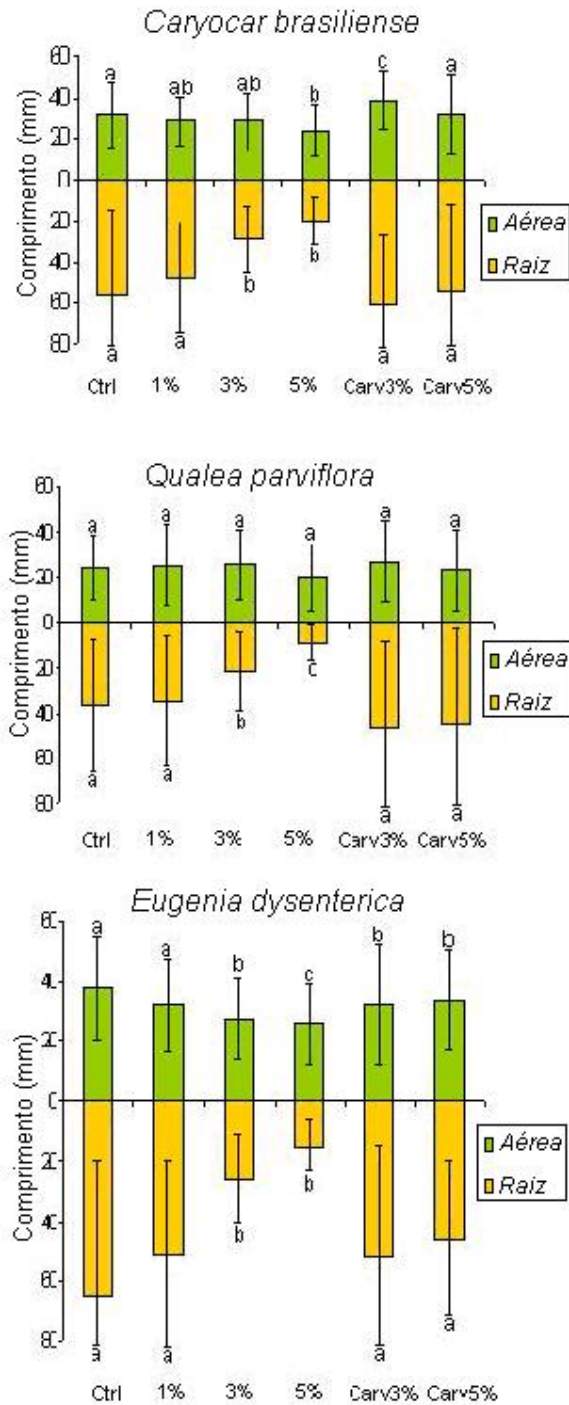


Figura 13. Comprimento médio de plântulas de Milho incubadas por três dias a 30° C com fotoperíodo de 12h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica*, em água (controle) e nos tratamentos com adição de carvão ativado. Barras representam o desvio padrão.

*Letras diferentes representam diferença estatística no teste de Kruskal-Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento). As partes aéreas e radiculares foram comparadas separadamente.

Assim como foi observado nas outras espécies, os extratos nas concentrações mais altas provocaram uma redução significativa na presença de pêlos radiculares, redução esta que foi revertida quase por completo pelos tratamentos com carvão ativado (Tabela 21).

Um caráter que mostrou resultados relevantes para *Zea mays* foi o escurecimento dos tecidos radiculares (necroses) (Tabela 21). Embora nenhum dos extratos tenha causado necroses em 100% das plantas, como observado para as outras espécies, os três extratos nas concentrações de 3 e 5% provocaram um aumento significativo na porcentagem de plântulas com tecido radicular escurecido. Os tratamentos adicionados de carvão ativado não apresentaram necroses, reduzindo essa característica aos níveis dos controles para os três extratos.

A Tabela 21 mostra ainda o número médio de raízes laterais por plântula. O número de raízes laterais foi reduzido pelos extratos de *Q. parviflora* (na tabela aumenta e diminui) e *E. dysenterica*. O extrato de *C. brasiliense* a 3% adicionado de carvão ativado provocou um incremento significativo na quantidade de raízes, os demais tratamentos com carvão ativado apresentaram valores similares aos controles.

Tabela 21. Porcentagem de pêlos radiculares, necroses, quantidade média de raízes laterais em radículas de plântulas de Milho (*Zea mays*) incubadas por três dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, e *Eugenia dysenterica*.

	<i>Caryocar brasiliense</i>			<i>Qualea parviflora</i>			<i>Eugenia dysenterica</i>		
	Pêlos Radiculares	Necroses	Raízes laterais**	Pêlos Radiculares	Necroses	Raízes laterais**	Pêlos Radiculares	Necroses	Raízes laterais**
Controle	66% a**	0%a	6,48±7,3a	52% a	6 a	2,52±4,2ab	74%a	6%a	11,24±9,15a*
Extrato 1%	50% ab	2%a	5,9±5,8)a	48 %a	10 a	4,7±6,7a	54%ab	26%a	6,66±7,41b
Extrato 3%	42% b	4%b	9,36±8,9a	48 %a	50 b	3,18±4,4ab	46%b	52%b	8,22±7,44ab
Extrato 5%	14% c	76%c	6,94±7,3a	10 %b	52 b	1,86±3,8b	32%b	88%b	6±4,89b
Carvão 3%	56% ab	6%a	13,16±12,0b	68 %a	0 a	6,32±9,7a	60%ab	6%a	11,02±12,27ab
Carvão 5%	50% ab	0%a	9,44±(2,8a	58 %a	0 a	5,84±8,04a	68%b	22%a	11,32±10,16ab

** Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística no teste de Kruskal –Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento). *Valores médios seguidos pelo seu desvio padrão.

Para *Zea mays* uma característica morfológica adicional foi analisada. Devido ao crescimento rápido desta espécie foi possível contabilizar o número de raízes

secundárias. O critério utilizado pra diferenciar raízes laterais de raízes secundárias foi o seguinte:

- Raiz lateral: é toda aquela raiz que está conectada diretamente à raiz principal, e na qual se origina pela expansão e diferenciação da radícula do embrião (que ainda é diferenciável neste estágio inicial).
- Raiz secundária: é toda a raiz que não faça parte da principal.

O número de raízes secundárias sofreu um acréscimo quando as plantas foram submetidas ao extrato de *E. dysenterica*, incluindo os tratamentos com carvão. Os extratos das demais espécies não afetaram este parâmetro em relação ao controle (Tabela 22).

Tabela 22. Quantidade média de raízes laterais no sistema radicular de plântulas de Milho (*Zea mays*) incubadas por três dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, e *Eugenia dysenterica*.

	<i>Caryocar brasiliense</i>	<i>Qualea parviflora</i>	<i>Eugenia dysenterica</i>
Controle	4,44 ±7,3a **	4,2 ±2,8a	4,02 ±2,05a
Extrato 1%	5,34±5,8a	4,4 ±2,4a	4 ±2,4a
Extrato 3%	4,72 ±8,9a	4,08 ±3,2a	4,96±2,4b
Extrato 5%	6,86 ±7,2a	2,9 ± 2,7a	5,36 ±3,5b
Carvão 3%	5,88 ±12,03a	3,9 ±3,6a	4,52 ±2,4 ab
Carvão 5%	4,9 ±10,04a	3,7 ±3,4a	5,3 ±2,4 b

** Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística no teste de Kruskal –Wallis, P=5% (n=50 plântulas/tratamento). *Valores médios seguidos pelo seu desvio padrão.

Quanto ao controle de efeito osmótico realizado com as soluções de PEG 6000, as plântulas apresentaram discreto incremento no crescimento parte radicular submetida à solução de 23mmol/kg (Figura 14).

A única característica radicular afetada pelas soluções osmóticas foi a quantidade média de raízes laterais, que sofreu um decréscimo significativo nas plantas que foram submetidas à solução de concentração 35mmol/kg (Tabela 23). Nenhuma das outras características foi afetada o que indica que a maioria dos efeitos observados foi causada pela ação dos aleloquímicos.

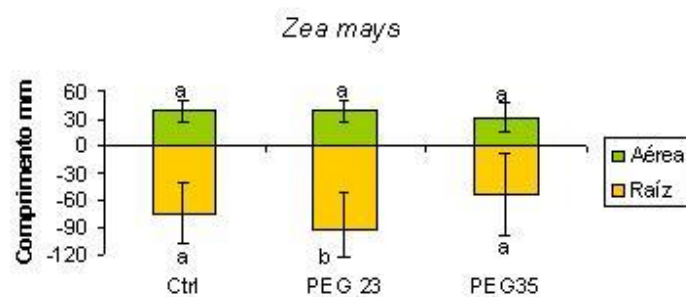


Figura 14. Comprimento médio de plântulas de Milho (*Zea mays*) incubadas por três dias a 30°C com fotoperíodo de 12h, em soluções de PEG6000 a 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl). Barras representam o desvio padrão
*Letras diferentes representam diferença estatística no teste de Kruskal-Wallis, $P < 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento). As partes aéreas e radiculares foram comparadas separadamente.

Tabela 23. Porcentagem de plântulas com pêlos radiculares, necroses e quantidade média de raízes secundárias e laterais em radículas de plântulas Milho (*Zea mays*) incubadas por três dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG6000 a 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

	Pêlos Radiculares	Necroses	Raízes secundárias	Raízes Laterais
Controle	83% ^a	0% ^a	5,16±2,58 ^a	12,26±8,47 ^a
PEG 23 mmol/Kg	79% ^a	6% ^a	4,83±1,34 ^a	16,70±9,34 ^a
PEG 35 mmol/Kg	60% ^a	16% ^a	4,42±2,45 ^a	9,2±7,40 ^b

*Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística no teste de Kruskal –Wallis, $P=5\%$ (n=50 plântulas/tratamento).

Nas medidas de massa seca das plântulas podem ser observados incrementos em alguns tratamentos, no entanto a massa seca total das plântulas permaneceu inalterada (Tabela 24). Os tratamentos com PEG 6000 também não apresentaram nenhuma diferença significativa em relação ao controle (Tabela 25)

Tabela 24. Massa seca (valores médios) de plântulas de Milho (*Zea mays*) incubadas por três dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h, em diferentes concentrações de extrato de folhas de *Caryocar brasiliense*, *Qualea parviflora*, *Eugenia dysenterica*.

	<i>Caryocar brasiliense</i>			<i>Qualea parviflora</i>			<i>Eugenia dysenterica</i>		
	Raiz	Aérea	Total	Raiz	Aérea	Total	Raiz	Aérea	Total P
Controle	2,92±0,18a*	0,14±0,04a	3,07±0,20a	3,09±0,09a	0,10±0,02a	3,19±0,08a	2,84±0,05a	0,18±0,03a	3,02±0,07a
Extrato 1%	3,12±0,15a	0,15±0,03a	3,27±0,17a	3,10±0,18a	0,13±0,008b	3,23±0,18a	2,6±0,83a	0,90±1,19a	3,51±0,06a
Extrato 3%	3,15±0,14a	0,14±0,18a	3,29±0,13a	3,01±0,13a	0,14±0,02b	3,15±0,11a	2,97±0,08a	0,63±0,67a	3,60±0,65a
Extrato 5%	3,06±0,09a	0,12±0,02a	3,19±0,11a	3,08±0,14a	0,09±0,03a	3,18±0,14a	3,01±0,10a	0,11±0,01b	3,12±0,09a
Carvão 3%	2,46±1,27a	0,72±1,22a	3,19±0,11a	2,84±0,37a	0,28±0,35b	3,12±0,11a	3,01±0,08a	0,14±0,02a	3,15±0,06a
Carvão 5%	3,16±0,33a	0,16±0,07a	3,33±0,27a	3,02±0,15a	0,10±0,02a	3,12±0,17a	3,01±0,08a	0,14±0,03ab	3,15±0,08a

*Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento).

Tabela 25. Massa seca de plântulas de *Zea mays* (valores médios) incubadas por três dias a 30° C com fotoperíodo de 12 h em soluções de PEG6000 a 23 e 35mmol/kg e em água (ctrl).

	Raiz	Aéreo	Total
Controle	2,91±0,10a*	0,16±0,009a	3,07±0,10a
PEG 23mmol/kg	2,98±0,12a	0,37±0,38a	3,35±0,46a
PEG 35mmol/kg	3,06±0,32a	0,16±0,03a	3,22±0,31a

*Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística no teste de Kruskal–Wallis, $P \leq 0,05$ (n=50 plântulas/tratamento).

6. Discussão

6.1 Germinação

6.1.1 Efeitos na germinabilidade

A germinação é um processo normalmente menos sensível aos efeitos alelopáticos, no entanto é um critério muito utilizado devido à rápida obtenção de resultados e simples quantificação. Ao contrário do desenvolvimento inicial, a germinação é um processo que apresenta respostas objetivas: ou germina ou não germina (Ferreira & Áquila, 2000; Ferreira, 2004). No presente trabalho os extratos não alteraram a germinabilidade das espécies, exceto para *Bidens pilosa*, cuja germinabilidade foi reduzida nas concentrações mais altas de todos os extratos (Tabela 3).

Estudos com extratos aquosos de folhas de *Solanum lycocarpum*, uma espécie nativa do Cerrado, não mostraram inibição da germinabilidade de sementes de gergelim em substrato papel de filtro. Este mesmo extrato reduziu a germinabilidade em substrato solo, mostrando que sua ação pode ser afetada pelo tipo substrato, neste caso alterando a resposta da espécie alvo em condições mais próximas às naturais (Oliveira *et al.*, 2004a; Aires *et al.*, 2005). No entanto, outros estudos com extratos de espécies nativas do cerrado mostram o efeito inibitório na germinabilidade de algumas sementes de espécies cultivadas em substrato papel (Gatti *et al.*, 2004; Periotto *et al.*, 2004; Borghetti *et al.*, 2005).

Estudos realizados com extratos aquosos de leucena mostraram inibição da germinação de espécies daninhas, o que corrobora com os dados obtidos para *Bidens pilosa* que foi evidenciada por estes autores como uma espécie bastante suscetível aos aleloquímicos (Pires *et al.*, 2001a). As gramíneas geralmente são indicadas para ensaios de germinabilidade devido à sensibilidade e tamanho das sementes como as de milho (Macias *et al.*, 2000). Nestes estudos as três espécies de gramíneas utilizadas tiveram a germinação muito pouco afetada. *Melinis minutiflora*, *Digitaria horizontalis* são gramíneas africanas invasoras de caráter agressivo e resistentes (Freitas & Pivello, 2005), possivelmente com mecanismos de desarme dos aleloquímicos presentes.

6.1.2 Efeitos no tempo médio e na sua variância

Embora a germinabilidade possa ser pouco afetada, os efeitos alelopáticos podem ser vistos com frequência na distribuição temporal da germinação e no retardo do tempo médio de germinação (Ferreira & Áquila, 2000). Para o presente estudo todas as espécies apresentaram a germinação atrasada devido aos efeitos dos extratos, embora para *Zea mays* o atraso tenha sido de poucas horas (Tabela 7). Estes dados corroboram com estudos realizados por Maraschin-Silva & Áquila (2006), onde aquênios de alface submetidos a extratos de espécies nativas da região sul tiveram um retardo no tempo de germinação. Para extratos provenientes de plantas nativas do Cerrado os resultados são similares. Estudos com *Aristolochia esperanzae* e *Andira humilis* mostraram que os extratos atrasaram e modificaram a distribuição temporal da germinação das espécies cultivadas alface e rabanete (Gatti *et al.*, 2004; Periotto *et al.*, 2004). No presente estudo os extratos das três espécies em estudo, provocaram uma germinação heterogênea , resultando em mais de um pico de germinação nas concentrações mais altas.

As alterações no padrão de germinação podem ser resultantes de efeitos causados a nível primário, sobre a permeabilidade de membranas, na transcrição do DNA, na respiração, devido a seqüestro de oxigênio e, na conformação de enzimas e receptores ou ainda no somatório de um ou mais destes fatores (Ferreira & Áquila 2000).

O atraso da germinação pode significar uma desvantagem para as sementes em campo, pois estas ficarão expostas por mais tempo a patógenos como fungos, a fatores ambientais e a predação por insetos e outros animais (Oliveira, 2003). Outro fator importante é que as sementes que demoram a germinar irão competir com plântulas já pré-estabelecidas em crescimento (Weaver & Carver, 1979; appud Oliveira, 2003) Embora os extratos tenham atrasado a germinação da maioria das espécies o atraso ocasionado nas sementes de milho foi de apenas algumas horas e possivelmente não representaria uma desvantagem competitiva em condições de campo.

6.2 Crescimento

6.2.1 Crescimento das plântulas

Os extratos em estudo, de forma geral, inibiram o crescimento de todas as espécies-alvo testadas, sendo que o crescimento radicular foi mais afetado que o crescimento aéreo. Os efeitos observados geralmente foram mais acentuados em concentrações mais altas dos extratos. Este tipo de comportamento é comum, podendo alguns aleloquímicos escapar deste padrão e outros podem apresentar efeitos sinérgicos aumentando muito os danos quando presentes ao mesmo tempo nos tratamentos (Reigosa *et al.*, 1999; Ferreira & Áquila 2000). As partes aéreas das plântulas não ficaram em contato direto com os aleloquímicos, no entanto as raízes mesmo danificadas continuam absorvendo solutos, o que eventualmente acaba por afetar a parte aérea (Burgos *et al.*, 2004; Oliveira, 2003). Pires & colaboradores (2001b) atribuem ainda o menor efeito dos aleloquímicos na parte aérea ao fato do crescimento inicial desta ser auxiliado por reservas contidas nas sementes, principalmente para o caso do milho que, dentre as espécies estudadas, é a que possui a maior semente e maior quantidade de material de reserva.

As plântulas de *Bidens pilosa* apresentaram o crescimento da parte aérea afetado pelos três extratos em praticamente todas as concentrações (Figura 9), se mostrando mais sensíveis neste aspecto que as demais espécies testadas. Estes resultados corroboram com os obtidos por Pires e colaboradores (2001a), que testaram algumas espécies invasoras, entre elas o picão-preto (*Bidens pilosa*), com extratos aquosos de *Leucena leucocephala* e constataram que *Bidens pilosa* estava entre as espécies mais sensíveis.

O crescimento radicular foi um dos parâmetros mais afetados nos experimentos, a sensibilidade radicular aos aleloquímicos é bem documentada em literatura sendo uma das características que melhor indica a ação alelopática de extratos vegetais (Koitabashi *et al.*, 1997; Ferreira & Áquila, 2000; Burgos *et al.*, 2004; Ferreira, 2004; Maraschin-Silva e Áquila 2006). O crescimento radicular foi inibido em todas as espécies testadas por todos os extratos, e esses resultados corroboram com estudos

realizados com extratos aquosos obtidos de outras espécies do Cerrado, incluindo *Solanum lycocarpum*, *Andira humilis* e *Eugenia dysenterica* (Oliveira 2003; Gatti *et al.*, 2004; Perioto *et al.*, 2004; Aires *et al.*, 2005; Borghetti *et al.*, 2005).

Burgos e colaboradores (2004) observaram que células das radículas de plântulas de Pepino (*Cucumis sativus*) apresentavam mudanças estruturais que as tornavam mais curtas, porém organizadas em mais colunas o que aumentava o diâmetro da raiz e acabava por diminuir seu comprimento. Oliveira (2003) observou o mesmo efeito em raízes de plântulas de gergelim quando submetidas extratos aquosos de *Solanum lycocarpum*.

Um padrão de crescimento, quando alterado, sempre envolve alguma ação celular. Danos celulares no nível de organelas podem vir a prejudicar o transporte de proteínas e a exportação de substâncias para o desenvolvimento e crescimento celular (Kobayashi *et al.*, 1997; Burgos *et al.*, 2004). Em plântulas de tomate o crescimento radicular foi inibido por flavonóides que impediam o transporte de auxina induzindo menor desenvolvimento radicular (Brunn *et al.*, 1992). Jeronimo (2006) observou alteração no perfil protéico de hipocótilos e radículas de *Sesamum indicum* submetidas a extratos aquosos de *Solanum lycocarpum*.

6.2.2 Diferenciação de pêlos radiculares

As alterações no tamanho das plântulas podem ser acompanhadas de diversas outras alterações morfológicas nas raízes, tal como a redução de pêlos radiculares. Das espécies testadas, as plântulas de *Digitaria horizontalis* crescidas em água não apresentavam pêlos radiculares ou apresentavam em pouca quantidade, e os extratos não induziram produção dos pêlos, permanecendo similar ao controle (Tabela 11 e Tabela 17) No entanto a produção de pêlos radiculares foi aumentada na presença de carvão ativado, o que pode ter ocorrido devido alguma interação física com a raiz ou devido a dificuldade de absorção de água. Em *Melinis minutiflora* o extrato de *Qualea parviflora* causou redução no número de plantas com pêlos, no entanto esse parâmetro se apresentou de difícil mensuração nesta espécie. A ausência, escassez e dificuldade de visualização tornam esse parâmetro de avaliação pouco indicado para estas espécies. Entretanto, para *Zea mays* e *Bidens pilosa*, espécies nas quais os pêlos são mais

abundantes, notou-se uma redução considerável na porcentagem de plantas com essa característica (Tabela 13 e Tabela 21). Estes resultados corroboram com Miró e colaboradores (1998) que verificaram a redução pelos absorventes em radículas de milho submetidas a extratos aquosos de *Ilex paraguariensis* (Erva-mate).

6.2.3 Diferenciação de raízes laterais e secundárias

O número médio de raízes laterais por plântula sofreu redução significativa em todas as concentrações do extrato de *Eugenia dysenterica* para todas as espécies testadas. Embora os extratos de *C. brasiliense* e *Q. parviflora* tenham tido efeito inibitório, este não foi tão intenso quanto o causado pelo extrato de *E. dysenterica*. Praticamente todas as espécies foram afetadas por esse extrato, exceto *Melinis minutiflora*, que apresentou raízes laterais em quantidades muito baixas ou não as apresentou nos controles. Em plântulas de pepino o aleloquímico BOA [2,4-dihidroxy-1,4(2H)-benzoxiazina-3-1] inibiu a diferenciação do periciclo, que eventualmente originaria o primórdio das raízes laterais, inibindo desta forma o desenvolvimento das mesmas (Burgos *et al.*, 2004). Dayan e colaboradores (2000) sugerem que a estimulação ou inibição do desenvolvimento de raízes laterais em detrimento da raiz principal pode estar também relacionada com distúrbios de dominância apical causado por mudanças no balanço hormonal das plântulas, o que também corrobora com os dados encontrados por Brunn e colaboradores (1992) que indicam déficit no transporte de auxina

As alterações estruturais nas células radiculares, como mostrado por Oliveira (2003), podem ter modificado o balanço hormonal devido a modificação da dominância apical do crescimento radicular, no entanto esta é apenas uma hipótese que precisa ser comprovada por estudos futuros.

Para o milho foi observado ainda o número de raízes secundárias (que não fazem parte da raiz principal), e essa característica foi novamente afetada somente pelo extrato de *E. dysenterica*, o que indica um mecanismo de ação específico na diferenciação dos tecidos radiculares, embora necessite de mais estudos. A análise de raízes secundárias não é relatada em literatura, embora tenha sido um parâmetro interessante para a espécie em questão devido à facilidade de contagem.

6.2.4 Necroses nas raízes

Uma das mudanças morfológicas observadas nas raízes foi o escurecimento dos tecidos e a suposta formação de necroses. Os três extratos testados causaram um aumento significativo no número de plântulas com escurecimento radicular nas concentrações mais altas em todas as espécies alvo. O número de plântulas submetidas ao extrato de *Eugenia dysenterica* que apresentaram este escurecimento chegou a 100% em praticamente todas as espécies testadas exceto o milho onde atingiu 88% (Tabela 21). Este fenômeno é comumente observado no ápice radicular de plântulas tratadas com aleloquímicos (Ferreira & Áquila, 2000).

Oliveira (2003) constatou que extratos aquosos de *Solanum lycocarpum* provocaram mudanças morfoanatômicas nas radículas de plântulas de gergelim, como por exemplo, diferenciação acelerada nos vasos do xilema e desordem nas camadas celulares constituintes da coifa. Jeronimo (2006) observou que o efeito causado pelo extrato de *Solanum lycocarpum* no crescimento e nas características morfológicas de plântulas de gergelim pode ser revertido quando as plantas são lavadas e transferidas para placas com água. Este mesmo estudo constatou que a porcentagem de plântulas com escurecimento radicular transferidas para água diminuiu significativamente se comparada com as plântulas que permaneceram incubadas nos extratos aquosos de folhas.

Deste modo o termo necrose talvez não seja o mais apropriado para definir o escurecimento do tecido radicular, tendo em vista que se refere a tecidos mortos e a capacidade de reversão dos efeitos sugere que as células não estavam mortas. Weir e colaboradores (2004) atribuem este escurecimento ou “queimadura” radicular a danos oxidativos causados pelos próprios aleloquímicos ou pela cascata de sinalização das plantas afetadas pelos mesmos.

6.2.5 Efeitos na Massa Seca

A massa seca total das plântulas de todas as espécies testadas não sofreu nenhuma alteração em relação ao controle durante o tempo de incubação, embora para *Digitaria horizontalis* o extrato de *Qualea parviflora* tenha causado um pequeno

incremento na massa radicular nas concentrações mais altas (Tabela 11). Os dados levam a crer que os extratos estariam atuando no alongamento sem afetar a incorporação de massa. Esses resultados contrariam os encontrados por Batish e colaboradores (2002), em que foi verificada uma redução na massa seca em plântulas de *Avena fatua* L. (aveia) e *Bidens pilosa* tratadas com o aleloquímico pathernim. Contrariamente, o extrato aquoso de leucena provocou um aumento na massa seca de plântulas de milho (Pires *et al.*, 2001b). A manutenção da massa pode ser explicada pela maior largura celular em detrimento de um menor comprimento, como ocorreu com pepino submetido a alguns aleloquímicos (Burgos *et al.*, 2004).

Para as espécies estudadas a avaliação de massa seca não foi um bom indicador de efeitos alelopáticos, principalmente devido ao diminuto tamanho das plântulas (exceto o milho) o que o que dificulta medidas precisas. Além disto, período inicial do crescimento possui baixa taxa de divisão celular e um grande alongamento das células (Castro *et al.*, 2004), desta forma as possíveis diferenças podem não ter tido tempo necessário para se manifestarem de forma significativa.

6.2.6 O uso do carvão ativado como controle

O controle com carvão ativado foi utilizado por Bais e colaboradores (2003) devido à alta interatividade deste composto com substâncias orgânicas, desta forma eliminando possíveis interferências químicas provocadas pelos extratos reduzindo a fitotoxicidade dos mesmos. Para os extratos de *C. brasiliense* e *Q. parviflora* o carvão causou uma redução da fitotoxicidade apresentada nos extratos aquosos (em todas as espécies testadas). Embora não tenha reduzido a fitotoxicidade dos extratos completamente, igualou os efeitos causados pela concentração mais baixa destes extratos no crescimento radicular. O carvão ativado reduziu a fitotoxicidade dos extratos, embora os padrões morfológicos continuassem sendo afetados e desta forma não se mostrou um controle positivo adequado neste estudo.

6.3 Efeito osmótico

A quantificação da osmolaridade dos extratos é de extrema importância pois podem haver substâncias que influem na concentração de íons e podem ser osmoticamente ativas (Ferreira, 2004). O estresse osmótico pode mascarar o efeito alelopático sobre a espécie alvo, maximizando os danos causados (Astarita, 1996). Para quantificar efeitos osmóticos de extratos na germinação e crescimento, visando separar efeitos alelopáticos de osmóticos, costuma-se preparar soluções aquosas com uma substância osmoticamente ativa, que de preferência, não penetre no protoplasma. O Polietilenoglicol é uma das substâncias mais utilizadas para este tipo de controle (Astarita *et al.*, 1996; Miró *et al.*, 1998)

As concentrações osmóticas medidas dos extratos e aplicadas às plantas-alvo mostraram diferenças significativas com pequenos incrementos no crescimento radicular de algumas das espécies testadas. Quanto às características morfológicas das radículas apenas as raízes laterais de *Zea mays* foram afetadas, e se apresentaram em menor número quando tratadas com PEG 6000 (Tabela 23). Outras alterações observadas foram pequenos incrementos na massa seca para todas as espécies exceto *Zea mays* no qual essa característica permaneceu inalterada.

Para germinação, de forma geral, concentração mais elevada da solução de PEG 6000 provocou uma germinação mais espalhada em *Bidens pilosa* e um pequeno aumento no tempo médio de germinação para *Zea mays* (Tabela 8). Esses resultados indicam que a osmolaridade dos extratos foi insuficiente para prejudicar de forma grave o desenvolvimento e a germinação das espécies testadas, embora *Zea mays* tenha se mostrado mais sensível. O desenvolvimento inicial e a germinação são extremamente sensíveis a soluções com alta osmolaridade, acima 100 mmol/kg (-0,25MPa em termos de pressão osmótica), no entanto soluções com baixa osmolaridade, com foi o caso para este estudo, apresentam pouco ou nenhum efeito osmótico (Leather & Einhellig, 1988). Dessa forma, o efeito osmótico pode ser descartado e podemos atribuir a maioria das alterações observadas aos aleloquímicos presentes nos extratos.

7. Conclusões

1. Extratos aquosos das espécies estudadas apresentaram propriedades alelopáticas, e os efeitos se mostraram em geral dose-dependente.
2. Os efeitos observados não são de natureza osmótica.
3. O carvão ativado não se mostrou totalmente eficiente na redução da fitoxidade dos extratos testados.
4. O carvão ativado não se mostrou totalmente eficiente na redução da fitoxidade dos extratos testados.
5. Extratos foliares de *Eugenia dysenterica* se mostraram os mais ativos.
6. O tempo médio de germinação e seu desvio padrão se mostraram mais sensíveis aos efeitos alelopáticos que a germinabilidade das sementes.
7. O crescimento da raiz principal e o escurecimento dos tecidos radiculares foram parâmetros mais apropriados para se quantificar a ação alelopática dos extratos, em detrimento da massa seca e da diferenciação de pêlos e raízes laterais.
8. O número de pêlos radiculares não é um bom indicador dos efeitos alelopáticos para as espécies de sementes pequenas.
9. *Bidens pilosa*, que mostrou a espécie mais sensível para a maioria dos parâmetros testados.

8. Referências Bibliográficas

- Aires SS, Ferreira AG, Borghetti F. 2005. Efeito Alelopático de folhas e frutos de *Solanum lycocarpum* St. Hill. (Solanaceae) na germinação e crescimento de *Sesamum indicum* L. (Pedaliaceae) em solo sob três temperaturas. Acta Botanica Brasílica 19(2):339-344.
- Alves TMA, Silva AF, Brandão M, Grandi TSM, Smânia EFA. 2000. Biological Screening of Brazilian Medicinal Plants. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 95(3):367-373.
- Alves SM, Arruda MSP, Souza Filho APS. 2002. Biossíntese e Distribuição de Substâncias Alelopáticas. In: Souza Filho APS, Alves SM, editores. Alelopatia: princípios básicos e aspectos gerais Belém: Embrapa Amazônia Oriental. p 79-109.
- Alves SM, Santos LS. 2002. Natureza Química dos Agentes alelopáticos. In: Souza Filho APS, Alves SM, editores. Alelopatia: princípios básicos e aspectos gerais. Belém: Embrapa Amazônia Oriental. p 25-47.
- Anaya AL. 1999. Allelopathy as a tool in the management of biotic resources in Agroecosystems. Critical Reviews in Plant Sciences 18(6):697-739.
- Astarita LV, Ferreira AG, Bergonci JI. 1996. *Mimosa bimucronata*: Allelopathy and osmotic stress. Allelopathy Journal 3(1):43-50.
- Bais HP, Vepachedu R, Gilroy S, Callaway RM, Vivanco JM. 2003. Allelopathy and exotic plant invasion: from molecules and genes to species interactions. Science(301):1377-1380.
- Batish DR, Singh HP, Kohli RK, Saxena DB, Kaur S. 2002. Allelopathic Effects of parthenin against two weed species, *Avena fatua* and *Bidens pilosa*. Environmental and Experimental Botany 47:149-155.
- Borghetti F, Pessoa DMA. 1997. Autoxicidade e alelopatia em sementes de *Solanum lycocarpum* St. Hill. (Solanaceae). In: Leite LL, Saito CH, editores.

- Contribuição ao Conhecimento Ecológico do Cerrado. Brasília: Universidade de Brasília. p 54-58.
- Borghetti F, Silva LCR, Pinheiro JD, Varella BB, Ferreira AG. Aqueous leaf extract proprieties of Cerrado species in Central Brazil. . In: Harper JDI, An M, Wu H, Kent JH, editores; 2005; Wagga Wagga, NSW Australia. International Allelopathy Society. p 388-390.
- Borghetti F., Ferreira AG. 2004. Interpretação de resultados de germinação. In: Ferreira AG, Borghetti F, editores. Germinação: do básico ao aplicado. Porto Alegre: Artmed. p 251-262.
- Brunn SA, Muday GK, Haworth P. 1992. Auxin transport and the interaction of phytotropins. *Plant Physiology* 98:101-107.
- Burgos NR, Talbert RE, Kim KS, Kuk YI. 2004. Growth Inhibition and root ultrastructure of cucumber seedlings exposed to allelochemicals from rye. *Journal of Chemical Ecology* 30(3):671-690.
- Carvalho PGB, Borghetti F, Buckeridge MS, Morthy L, Ferreira-Filho EXF. 2001. Temperature dependent germination and endo-b-mannase activity in sesame seeds. *Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal* 13(2):139-148.
- Castro RD, Bradford KJ, Hilhorst WM. 2004. Desenvolvimento de sementes e conteúdo de água. In: Ferreira AG, Borghetti F, editores. Germinação: Do básico ao aplicado. Porto Alegre: Artmed. p 51-67.
- Cheng HH. 1999. A conceptual framework for assessing allelochemicals in the soil enviroment. In: Narwall SS, editor. *Allelopathy update*. Enfield NH, USA: Science Pub. p 20-29.
- Dayan FE, Romagni JG, Duke SO. 2000. Investigating the mode of action of natural phytotoxins. *Jounal of Chemical Ecology* 26(9):2079-2094.
- Duke SO, Oliva A. 2004. Mode of Action of Phitotoxic Terpenoids. In: Macias FA, Galindo CG, Molinillo JMG, Cutler HG, editores. *Allelopathy: Chemistry and Mode of Action Allelochemicals* Boca Raton: CRC Press. p 201-216.

- Einhellig FA. 1996. Interaction involving allelopathy in crop systems. *Agronomy Journal* 88: :886-893.
- Einhellig FA. 2004. Mode of Allelochemical Action of Phenolic Compounds. In: Mácias FA, Galindo CG, Molinillo JMG, Cutler HG, editores. *Allelopathy: Chemistry and mod of Action of Allelochemicals*. Boca Raton: CRC Press. p 217-238.
- Ferreira AG. 2004. Interferência, competição e alelopatia. In: Ferreira AG, Borghetti F, editores. *Germinação: do básico ao aplicado*. Porto Alegre: Artmed. p 251-262.
- Ferreira AG, Aquila MEA. 2000. Alelopatia uma área emergente da ecofisiologia *Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal* 12:175-209.
- Fitter A. 2003. Making Allelopathy Respectable. *Science* 301:1337-1338.
- Freitas GK, Pivello VR. 2005. A Ameaça das Gramíneas Exóticas à Biodiversidade. In: Pivello VR, Varanda EM, editores. *O Cerrado Pé-de-Gigante: Ecologia e Conservação*. São Paulo: Secretaria do Meio Ambiente. p 284-296.
- Gatti AB, Perez SCJGA, Lima MIS. 2004. Aividade alelopática dos extratos de *Aristolochia esperanzae* O. Kuntze na germinação e crescimento de *Lactuca sativa* L. . *Acta Botanica Brasilica* 18(3):459-472.
- Hadacek F. 2002. Secondary Metabolites as Plants Traits: current assessment and future perspectives *Critical Reviews in Plant Sciences* 21(4):272-322.
- Hierro JL, Callaway RM. 2003. Allelopathy and exotic plant invasion. *Plant and Soil* 256:29-39.
- Inderjit. 1996. Plant phenolics in allelopathy. *The Botanical Review* 62:186-202.
- Inderjit. 2001. Soil: Enviromental effects on allelochemical activity. *Agronomy Journal* 93:79-84.
- Inderjit, Dakshini KMM. 1995. On laboratory bioassays in allelopathy. *The Botanical Review* 61(1):28-44.

- Inderjit, Dakshini KMM. 1999. Bioassays for Allelopathy: Interactions of soil organic and inorganic constituents. In: Inderjit, Dakshini KMM, Foy CL, editores. Principles and practices in plant ecology: allelochemical interactions. Boca Raton: CRS Press. p 35-44.
- Inderjit, Weston LA. 2000. Are laboratory bioassays for allelopathy suitable for prediction of field responses? *Journal of Chemical Ecology* 26(9):2111-2118.
- Jeronimo CA. 2006. Efeito do extrato aquoso de *Solanum lycocarpum* St. Hil. no desenvolvimento inicial e na síntese protéica de plântulas de *Sesamum indicum* L. Brasília: Dissertação de Mestrado- Universidade de Brasília. 75 p.
- Jeronimo CA, Borghetti F, Sá CM. Allelopathic effects of *Solanum lycocarpum* leaf extracts on protein synthesis during the growth of sesame seedlings. . In: Harper JDI, An M, Kent JH, editores; 2005; Wagga Wagga, NSW Australia. International Allelopathy Society. p 473-476.
- Koitabashi R, Susuku T, Kawazu T, Sakai A, Kuroiwa H, Kuroiwa T. 1997. 1,8-cineole inhibits root growth and DNA synthesis in the root apical meristem of *Brassica campestris*. *Journal of Plant Research*(110):1-6.
- Laboriau LG. 1983. A germinação das sementes. Washington: OEA. 138 p.
- Larcher W. 2000. Ecofisiologia Vegetal. São Carlos: Rima. 531 p.
- Leather GR, Einhellig FA. 1988. Bioassay of naturally occurring allelochemicals for phytotoxicity. *Journal of Chemical Ecology* 14(10):1821-1828.
- Lorenzi H. 2000a. Plantas daninhas do Brasil: terrestres, aquáticas, parasitas, tóxicas e medicinais. São Paulo: Editora Plantarum. 640 p.
- Lorenzi H. 2000b. Manual de identificação e controle de plantas daninhas: plantio direto e convencional. São Paulo: Instituto Plantarum. 379 p.
- Lovett J, Ryuntyu M. 1992. Allelopathy: Broadening the context. In: Rizvi SJH, Rizvi V, editores. Allelopathy: Basicas and applied aspects. London: Chapman Hall. p 480.

- Macias FA, Castellano D, Molinillo JMG. 2000. Search for Standard Phytotoxic Bioassay for Allelochemicals Journal of Agricultural and Food Chemistry 48:2512-2521.
- Mamolos AP, Kalburji KL. 2001. Significance of Allelopathy in Crop Rotation. In: Kohli RK, Singh HP, Batish DR, editores. Allelopathy in Agroecosystems. Nova York: Food Products Press. p 197-218.
- Maraschin-Silva F, Aquila MEA. 2006. Potencial alelopático de espécies nativas no processo de germinação e desenvolvimento inicial de *Lactuca sativa* L. (Asteraceae). Acta Botanica Brasilica 20(1):61-69.
- Miró CP, Ferreira AG, Áquila ME. 1998. Alelopatia de frutos de erva-mate (*Ilex paraguariensis*) no desenvolvimento do milho. Pesquisa Agropecuária Brasileira 33(8):1261-1270.
- Oliveira SCC. 2003. Alelopatia em *Solanum lycocarpum* St. Hil. (Solanaceae). Brasília: Dissertação de Mestrado Universidade de Brasília. 78 p.
- Oliveira SCC, Ferreira AG, Borghetti F. 2004a. Effect of *Solanum lycocarpum* fruit on sesame seed germination and seedling growth. Allelopathy Journal 13(2):201-210.
- Oliveira SCC, Ferreira AG, Borghetti F. 2004b. Efeito alelopático de folhas de *Solanum lycocarpum* St. Hill (Solanaceae) na germinação e crescimento de *Sesamum indicum* L. (Pedaliaceae) sob diferentes temperaturas. Acta Botanica Brasilica 18(3):401-406.
- Passos XS, Castro ACM, Pires JS, Garcia ACF, Campos FC, Fernandes OFL, Paula JR, Ferreira HD, Santos SC, Ferri PH e colaboradores. 2003. Composition and antifungal activity of the Essential Oils of *Caryocar brasiliensis*. Pharmaceutical Biology 41(5):319-324.
- Periotto F, Perez SCJGA, Lima MIS. 2004. Efeito alelopático de *Andira humilis* Mart. ex. Benth na germinação e crescimento de *Lactuca sativa* e *Raphanus sativus* L. . Acta Botanica Brasilica 18(3):425-430.

- Pinã-Rodrigues FCM, Figliolia MB, Peixoto MC. 2004. Testes de Qualidade. In: Ferreira AG, Borghetti F, editores. Germinação: do básico ao aplicado. Porto Alegre: Artmed. p 283-297.
- Pires NM, Prates HT, Pereira Filho IA, Oliveira Jr RS, Faria TCL. 2001a. Efeito do extrato aquoso de leucena sobre o desenvolvimento, índice mitótico, e atividade da peroxidase em plântulas de milho. *Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal* 13(1):55-65.
- Pires NM, Prates HT, Pereira Filho IA, Oliveira Jr RS, Faria TCL. 2001b. Atividade alelopática de leucena sobre espécies de plantas daninhas.. *Scientia Agricola* 58(1):61-65.
- Proença C, Oliveira RS, Silva AP. 2000. Flores e Frutos do Cerrado Brasília: Editora Universidade de Brasília. 226 p.
- Reigosa MJ, Gonzalez L, Saches- Moreiras A, Duran B, Puime D, Fernandez DA, Bolano JC. 2001. Comparison of physiological effects of allelochemicals and comercial herbicides. *Allelopathy Journal* 8(2):211-220.
- Ribeiro JF, Walter BMT. 1998. Fitofisionomias do bioma cerrado. In: Sano SM, Almeida SP, editores. Cerrado: Ambiente ambiente e flora. Planaltina: Embrapa. p 89-166.
- Rizvi SJH, Rizvi V. 1992. Exploration of allelochemicals in improving crop productivity. In: S.J.H. R, Rizvi V, editores. *Allelopahty : Basic and applied aspects*. London: Chapman & Hall. p 443-472.
- Silva Júnior MC, Santos GC, Nogueira PE, Munhoz CBR, Ramos AE. 2005. 100 Árvores do Cerrado. Guia de Campo. Brasília: Rede de Sementes do Cerrado. 278 p.
- Singh HP, Batish DR, Kohli RK. 2001. Allelopathy in Agroecosystems: An overview. In: Kohli RK, Singh HP, Batish DR, editores. *Allelopathy in Agroecosystems*. Binghamton: Food Products Press. p 1-42.

- Souza Filho APS. 2002. Alelopatia em agroecossistemas. In: Souza Filho APS, Alves SM, editores. Alelopatia: princípios básicos e aspectos gerais. Belém: Embrapa Amazonia Oriental. p 155-204.
- Souza Filho APS, Alves SM. 2002a. Mecanismos de liberação e comportamento de aleloquímicos no ambiente. In: Souza Filho APS, Alves SM, editores. Alelopatia: princípios básicos e aspectos gerais. Belém: Embrapa Amazônia Oriental. p 111-129.
- Souza Filho APS, Alves SM. 2002b. Mecanismos de ação dos agentes alelopáticos. In: Souza Filho APS, Alves SM, editores. Alelopatia: princípios básicos e aspectos gerais. Belém: Embrapa Amazônia Oriental. p 131-154.
- Taiz L, Zeiger E. 2004. Fisiologia Vegetal. Porto Alegre: Artmed. 719 p.
- Tranel PJ. 2003. Weeds and Weed Control Strategies. In: Chrispeels JM, Sadava DE, editores. Plants, Genes and Crop Biotechnology: Jones and Bartlett. p 445-471.
- Weidenhamer JD. 1996. Distinguishing resource competition and chemical interference: overcoming the methodological impass. *Agronomy Journal* 88:866-875.
- Weidenhamer JD, Hartnett DC, Romeo JT. 1989. Density-Dependent phytotoxicity, distinguishing resource competition and allelopathic interference in plants. *Journal of Applied Ecology* 26:613-624.
- Weir TL, Park S, Vivanco JM. 2004. Biochemical and physiological mechanisms by allelochemicals. *Current Opinion in Plant Biology* 7:472- 479.