

Capítulo 28

Striga spp. (Lamiales: Orobanchaceae)

ALEXANDRE FERREIRA DA SILVA, DIONISIO LUIZ PISA GAZZIERO

Identificação da praga

Plantas pertencentes ao gênero *Striga* (Orobanchaceae) compreendem parasitas obrigatórios de raízes de cereais que inibem o crescimento normal do hospedeiro via três processos: competição por nutrientes, prejuízo na fotossíntese e efeitos fitotóxicos após a ligação ao hospedeiro (Joel, 2000; Gurney et al., 2006). Plantas deste gênero são popularmente conhecidas como pequeno-feiticeiro ou erva-de-bruxa por ocasionarem sintomas nas plantas hospedeiras antes de emergir na superfície, não deixando claro para o produtor o motivo da cultura definhar, até que ocorra a emergência da planta daninha (Rich; Ejeta, 2008).

As espécies de *Striga* são economicamente importantes em mais de 50 países, especialmente do Oeste e Leste da África e Ásia (Parker, 2012). Aproximadamente

30 espécies de *Striga* foram descritas, sendo que a maioria se caracteriza por parasitarem plantas da família Poaceae (Spallek et al., 2013). Dentre as espécies de *Striga* merecem destaque, por sua ampla dispersão e impacto econômico, *S. asiatica*, *S. hermonthica*, *S. gesnerioides*, *S. aspera* e *S. densiflora* (Cabi, 2018a, 2018b, 2018c, 2018d, 2018e). Dentre as espécies mencionadas, todas se caracterizam como hemiparasitas, exceção *S. gesnerioides* que é holoparasita (Cabi, 2018e). *Striga asiatica* é considerada a espécie do gênero mais difundida pelo mundo e *S. hermonthica* é a que ocasiona maior impacto sócioeconômico na África Oriental (Gressel et al., 2004; Gethi et al., 2005). *S. gesnerioides*, se caracteriza por ser capaz de infectar plantas dicotiledôneas (Mohamed; Musselman, 2008). *S. aspera* e *S. densiflora* se caracterizam como espécies que causam importante impacto econômico, porém de ocorrência mais restrita (Cabi, 2018b, 2018c).

Miranda et al. (2017), observaram que variedades brasileiras de milho e arroz semeadas em área infestada por *S. asiatica* em Moçambique, na província de Nampula, tiveram sua produtividade afetada negativamente (Figura 1). Este fato merece atenção, pois demonstra que eventual introdução desta espécie no território nacional, poderia ocasionar perdas severas de produtividade. Diante deste cenário, conhecer a biologia e ecologia desta praga, assim como, as estratégias de manejo adotada em outros países, é peça-chave para se estabelecer estratégias de controle/erradicação que se adéquem à realidade nacional.

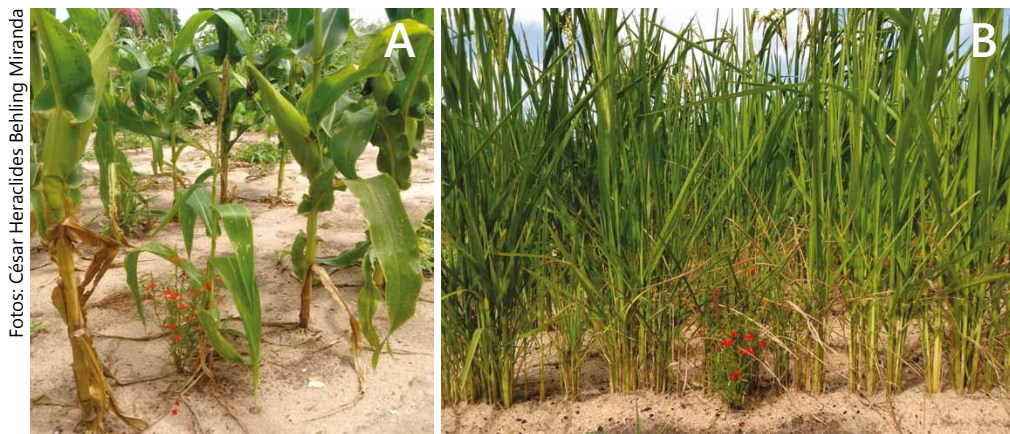


Figura 1. Plantas de milho e arroz parasitadas por *Striga asiatica* na região de Nampula, Moçambique.

Nome científico

Striga spp.

Posição taxonômica

- **Domínio:** Eucariota.
- **Reino:** Plantae.
- **Filo:** Espermatófita.
- **Subfilo:** Angiosperma.
- **Classe:** Dicotyledonae.
- **Ordem:** Lamiales.
- **Família:** Orobanchaceae.
- **Gênero:** *Striga*.

Sinonímias

- ***Striga asiatica* (L.) Kuntze**

Sinonímias: *Buchnera asiatica* L. / *Buchnera coccinea* Benth. / *Buchnera hirsuta* Benth. / *Campuleia coccinea* Hook. / *Striga coccinea* (Benth.) Benth. / *Striga gracilis* MIQ. / *Striga hirsuta* Benth. / *Striga lutea* Lour. / *Striga parvula* MIQ. / *Striga phoenicea* Benth. / *Striga pusila* Hochst. / *Striga spanopheana* MIQ. / *Striga zangebarica* Klotsch.

- ***Striga hermonthica***

Sinonímia: *Buchnera hermontheca* Del. / *Striga hermontheca* (Del.) Benth. / *Striga senegalensis* Benth.

- ***Striga gesnerioides***

Sinonímia: *Buchnera gesnerioides* Willd. / *Buchnera hydrabadensis* Roth. / *Buchnera orobanchoides* R.Br. / *Striga orobanchoides* R.Br. Benth.

- ***Striga densiflora***

Sinonímia: *Buchnera densiflora* Benth.

- ***Striga aspera***

Sinonímia: *Euphrasia aspera* Willd.

Hospedeiros

As plantas do gênero *Striga* spp. se caracterizam por serem parasitas obrigatórios que necessitam do hospedeiro para se desenvolver. A maioria das espécies parasitam plantas pertencentes à família das Poaceae (Teka, 2014). Dentre as culturas de interesse agrícola parasitadas, pode-se citar, como exemplo, milho (*Zea mays*), sorgo (*Sorghum bicolor*), arroz (*Oryza sativa*), cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum*), milheto (*Pennisetum glaucum*), além de diversas espécies forrageiras e plantas daninhas pertencentes a esta família (Sibhatu, 2016). *S. gesnerioides* apresenta capacidade de infectar espécies dicotiledôneas pertencentes à família das Fabaceae, Solanaceae e Convolvulaceae, afetando culturas de interesse econômico como tabaco (*Nicotiana tabacum*), soja (*Glycine max*) e feijão-guandu (*Vigna unguilata*), além de diversas poáceas (Li et al., 2009; Cabi, 2018e).

Distribuição geográfica da praga

Os dados da distribuição das espécies apresentadas de *Striga* spp. foram retirados do site do Cabi (Invasive Species Compendium) (Cabi, 2018a, 2018b, 2018c, 2018d, 2018e). A presença em um país não implica necessariamente que a espécie em questão seja generalizada, mas isto é confirmado no caso de países com asteriscos (*).

Striga asiatica

Ásia: Bangadlash, Butão, Camboja, China (Hong Kong), Índia (Andhra Pradesh, Bihar, Gujarat, Indian Punjab, Karnataka, Kerela, Madhya Pradesh, Maharashtra, Rajasthan, Tamil Nadu, West Bengal), Indonésia (Irian Jaya, Java, Kalimantan, Moluccas, Nusa Tenggara, Sulawesi, Sumatra), Malásia, Mianmar, Nepal, Omã, Paquistão Filipinas, Arábia Saudita, Singapura, Sri Lanka, Taiwan, Tailândia, Vietnã, Iêmen.

África: Angola, Benin, Botsuana, Burkina Faso, Burundi, Camarão, República Centro Africana, Comores, Congo, República Democrata do Congo,

Costa do Marfim, Egito, Etiópia, Gana, Guiné-Bissau, Quênia, Lesoto, Libéria, Madagascar, Malawi, Mali, Maurícia, Moçambique, Namíbia, Niger, Nigéria, Reunião, Ruanda, Senegal, Seicheles, Serra Leoa, Somália, África do Sul, Sudão, Suazilândia, Tanzânia, Zanzibar, Togo, Uganda, Zâmbia, Zimbabué.

América do Norte: USA (Carolina do Norte e do Sul).

Oceania: Austrália (Queensland), Palau, Papua-Nova Guiné.

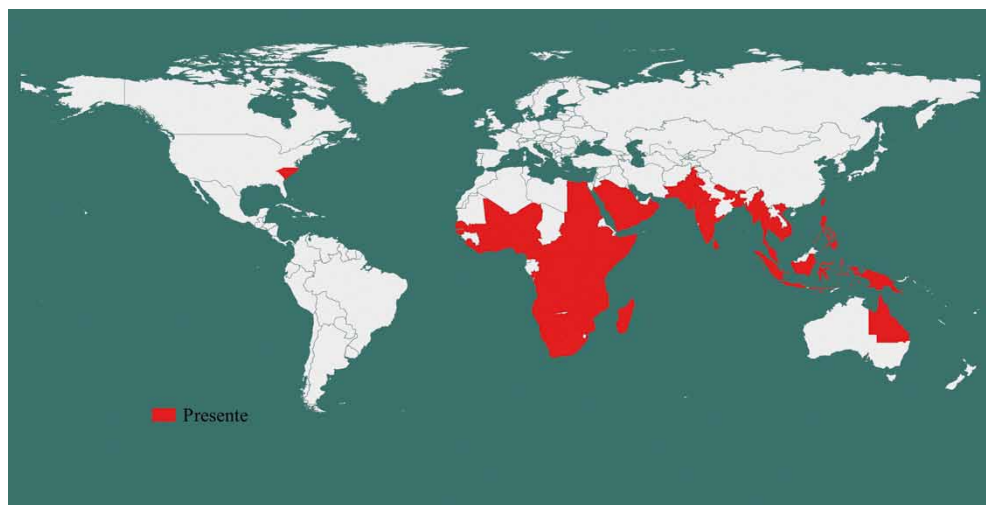


Foto: Marcelo Negrini

Figura 2. Distribuição geográfica de *Striga asiatica*.

Striga hermonthica

Ásia: Camboja, Arábia Saudita*, Iêmen*.

África: Angola, Benin*, Burkina Faso*, Burundi, Camarão*, República Centro Africana, Chade*, Congo, República Democrata do Congo*, Costa do Marfim, Egito*, Etiópia, Gambia, Gana*, Guiné*, Guiné-Bissau, Quênia*, Madagascar, Malawi, Mali, Mauritânia, Marrocos, Moçambique*, Namíbia, Niger*, Nigéria*, Ruanda, Senegal, África do Sul*, Sudão*, Suazilândia, Tanzânia*, Togo, Uganda*, Zâmbia, Zimbabué*.



Figura 3. Distribuição geográfica de *Striga hermonthica*.

Striga gesnerioides

Ásia: Camboja, Índia (Gujarat, Karnataka, Maharashtra, Rajasthan, Tamil Nadu), Nepal, Omã, Paquistão, Sri Lanka* e Iêmen.

África: Benin, Botswana, Burkina Faso, Burundi, Camarão, Cabo Verde, República Centro Africana, Chad, Congo, República Democrata do Congo, Egito*, Eritreia, Etiópia*, Gambia, Gana, Guiné*, Quênia, Lesoto, Malawi, Mali, Mauritânia, Marrocos, Moçambique, Namíbia, Niger, Nigéria*, Senegal, Serra Leoa, Somália, África do Sul*, Sudão, Suazilândia, Tanzânia, Togo, Zâmbia, Zimbabué*.

América do Norte: USA (Flórida).

América do Sul: Guiana.

Oceania: Austrália*.

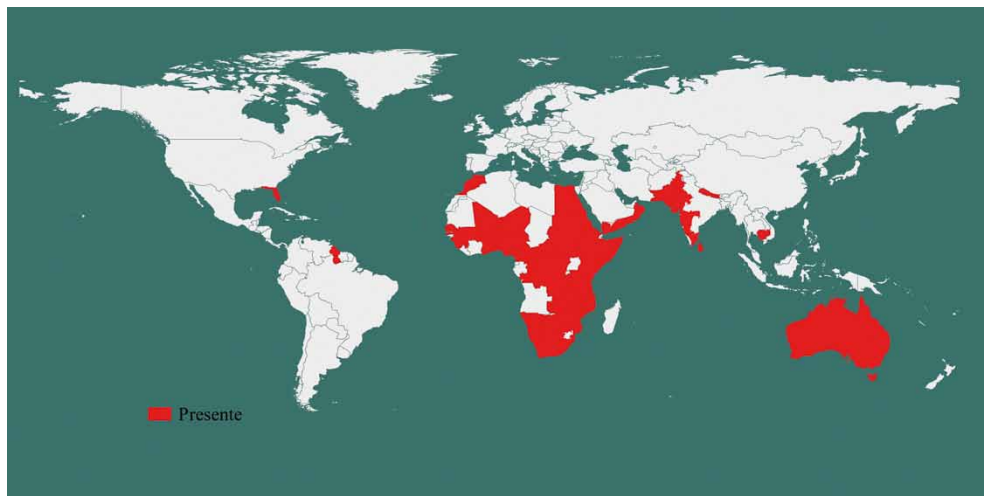


Foto: Marcelo Negrini

Figura 4. Distribuição geográfica de *Striga gesnerioides*.

Striga aspera

África: Benin, Burkina Faso, Camarão, República Centro Africana, Côte d'Ivoire, Etiópia, Gambia, Guiné-Bissau, Malawi, Mali, Niger, Nigéria, Senegal, Sudão, Tanzânia*, Togo.

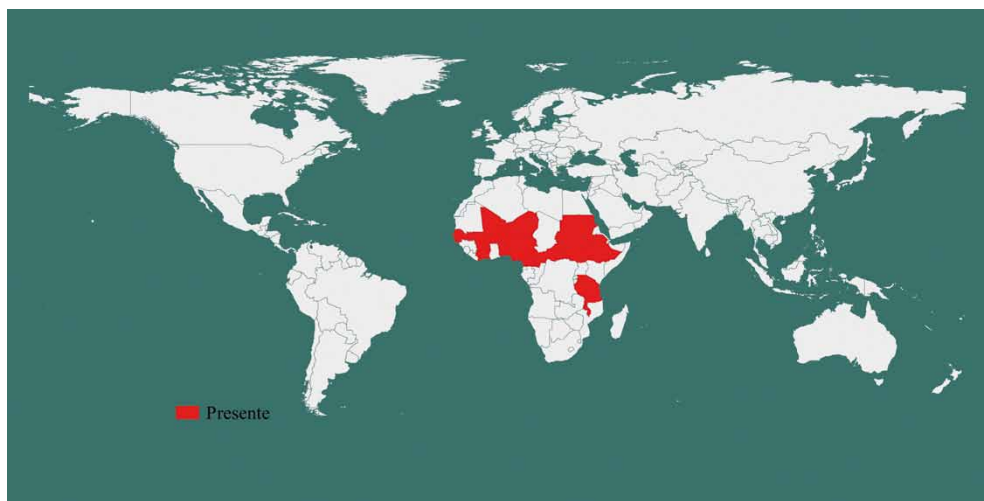


Foto: Marcelo Negrini

Figura 5. Distribuição geográfica de *Striga aspera*.

Striga densiflora

Ásia: Bangladash, China (Yunnan), Índia* (Gujarat, Karnataka, Madhya Pradesh, Maharashtra, Rajasthan, Tamil Nadu, Uttar Pradesh) Indonésia, Omã, Paquistão*.

África: Nigéria.



Figura 6. Distribuição geográfica de *Striga densiflora*.

Biologia da praga

O gênero apresenta espécies hemi e holoparasita. São plantas herbáceas, de ciclo anual, que podem apresentar folhas opostas de cor verde. Passam boa parte do seu ciclo abaixo da superfície do solo emergindo para emissão de flores e produção de sementes. As espécies hemiparasitas apresentam cloroplastos funcionais. No entanto, sua fotossíntese não pode suportar a sobrevivência sem se conectar às raízes do hospedeiro e, portanto, são parasitas obrigatórios (Mohamed et al., 2006). As flores podem ser rosas, vermelho, branca ou amarelas (Sibhatu, 2016). Há considerável variação na cor das flores. Maioria das espécies apresentam autogamia (Berner et al., 1994). Esta característica tende a manter as formas bastante distintas e a hibridação entre as espécies é aparentemente rara (Estep et al., 2012).

Ciclo biológico da praga

De acordo com Yoneyama et al. (2010), o ciclo de vida da *Striga* pode ser dividido em sete fases. Após a maturação fisiológica das sementes elas requerem passar por um período de pré-condicionamento que envolve temperatura e umidade adequada (Fase I). Após este período, ao perceberem os sinais químicos liberados pelas raízes das plantas hospedeiras, denominados de “estimulantes de germinação”, elas iniciam o processo de germinação (Fase II). Somente as sementes situadas na rizosfera das plantas germinam. As radículas das plântulas parasitas crescem apenas alguns milímetros e devem encontrar a raiz da planta hospedeira, dentro de alguns dias, antes de esgotar as reservas das sementes. Após o contato com a raiz da planta hospedeira (Fase III), a radícula desenvolve um órgão especializado, denominado haustório que adere a raiz, penetra na epiderme e nos tecidos do córtex (Fase IV), e finalmente, estabelece conexão vascular com o hospedeiro. Através desta conexão, a planta parasita consegue absorver água e nutrientes do hospedeiro (Fase V). Os parasitas se desenvolvem no solo por várias semanas (Fase VI), para em seguida emergir na superfície do solo para completar o seu ciclo de vida (Fase VII).

Estratégias reprodutivas da praga

As plantas do gênero *Striga* se caracterizam por reproduzirem por sementes. A maioria das espécies demonstram ser autógamas, autopolinizadas mesmo antes das flores se abrirem (Musselman; Parker, 1981). Produzem grande número de sementes, podendo variar entre 10.000 a 100.000 por planta (Ikie et al., 2006).

Tipo de dispersão

As sementes, por serem muito pequenas, são facilmente dispersas pelo vento e pela chuva. Estudos demonstram que a semente pode manter sua viabilidade passando pelo trato intestinal de ruminantes (Sand; Manley, 1990). Acredita-se que a principal via de disseminação de *Striga* para os países infestados seja através do trânsito de sementes de culturas agrícolas

contaminadas com as da planta daninha (Sibhatu, 2016; Eppo, 2014). O trânsito de máquinas e implementos agrícolas contaminados, também, é uma importante via de disseminação para longas distâncias.

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

As sementes podem permanecer dormentes no solo por período de, aproximadamente, 14 a 20 anos (Ikie et al., 2006). Para que ocorra a germinação das sementes da planta daninha elas devem passar por um período pré-condicionamento para estarem aptas a germinarem na presença de estimulantes de germinação produzidos pelas plantas parasitadas, como a sorgolactona ou alguma outra lactona relacionada (Ejeta; Butler, 1993).

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento

De maneira geral, as espécies de *Striga* possuem origem e potencial semelhante de infestação. As suas sementes quando atingem a maturidade fisiológica requerem passar um período quente e seco, seguido por intervalo com altas temperaturas e umidade para finalmente serem estimuladas a germinar por exsudados da raiz dos hospedeiros (Ejeta; Butler, 1993). Temperaturas ótimas para a germinação de *Striga* estão ao redor de 30-35 °C (Reid; Parker, 1979). Na maioria das espécies estudadas, a germinação é muito baixa em temperaturas menor ou igual a 20 °C, mesmo quando o período condicionante é prolongado (Patterson et al., 1982). Os mesmos autores, observaram que a temperatura mínima requerida dia/noite sobre as quais a *S. asiatica* consegue infectar o milho e completar seu ciclo é de 29/23 °C. Os autores concluíram que a região dos USA conhecida como Cinturão do Milho apresenta as condições ideais para o desenvolvimento desta planta daninha. Reid e Parker (1979), observaram que a temperatura de 23 °C foi mais satisfatória para *S. hermonthica* do que 29 °C. Por outro lado, *S. gesnerioides* e *S. asiatica* apresentam melhor temperatura aos 33 °C. O menor requerimento de temperaturas mais baixas de *S. hermonthica* pode sugerir o maior potencial invasivo desta espécie em regiões temperadas.

Adaptabilidade: plasticidade

De acordo com relatório da Organização Europeia e Mediterrânea de Proteção de Plantas (Eppo), as plantas do gênero *Striga* são classificadas como pragas tropicais. Sua distribuição natural se situa a latitudes entre 30 °N e 30 °S (EPPO, 2014). Esta distribuição é determinada pelo fato das sementes estarem aptas a sobreviverem através da dormência durante a estação quente e seca entre os períodos chuvosos, e por não sobreviverem em condições frias e úmidas, características do inverno de clima temperado. Com base neste comportamento, os países tropicais onde esta planta daninha não ocorre, consideram-nas como pragas quarentenárias (especialmente no sudeste da Ásia, América Latina, Austrália). Desta forma, a princípio, em países de clima temperado a *Striga* não representaria risco. No entanto, foram registrados caso da sua presença em vários países fora do alcance natural mencionado, como, por exemplo, Egito, Nova Zelândia e Japão (Parker, 2012). Com a informação atualmente disponível, não é possível determinar se esses registros correspondem à presença estabelecida com perdas econômicas, ou de ocorrência transitória (de pouco significado fitossanitário). *S. asiatica* foi registrada nos USA em 1950, e ainda persiste nos estados da Carolina do Norte e Sul, sendo os surtos progressivamente erradicados (Tasker; Westwood, 2012). Em virtude desta introdução, os USA tratam todos os tipos de *Striga* spp. como praga quarentenária, com potencial de se tornar erva daninha nociva no país.

Em conclusão, não é possível afirmar categoricamente que esta planta daninha não pode se estabelecer em regiões de clima temperado.

Sintomas, sinais e danos

O nome pequeno-feiticeiro ou erva-de-bruxa está relacionado com o fato das plantas infestadas apresentarem os sintomas antes da planta daninha emergir na superfície do solo, não deixando claro para o produtor o motivo da cultura definhar o seu crescimento. De maneira geral, a planta parasitada tem o seu crescimento prejudicado, apresentando porte reduzido e sintomas semelhantes ao do déficit hídrico mesmo em solo úmido (Rank et al., 2004; Watling; Press, 2001). As folhas tendem a ficarem enroladas, com aspectos

de murchas, cloróticas e posteriormente necrosadas. O colmo tende a não se desenvolver plenamente ou formar rosetas. As plantas infectadas tendem a apresentar porte pequeno e senescência precoce.

Métodos de controle

Os métodos de controle passíveis de serem utilizados consistem na adoção de medidas preventivas, controle cultural, genético, mecânico, biológico e químico. A integração dos diferentes métodos de controle é de fundamental importância para o adequado controle da espécie. Estratégias devem ser elaboradas de acordo com a realidade específica de cada localidade.

Manejo Preventivo

O manejo preventivo visa prevenir a entrada e estabelecimento da planta daninha em área ainda não infestada. Caso ocorra a suspeita da presença desta planta daninha no território nacional, os órgãos de defesa fitossanitária estadual e federal devem ser comunicados. Confirmada a presença, deve-se estabelecer estratégias que visem a sua contenção e/ou erradicação. Dentre as medidas passíveis de serem adotadas, pode-se citar: a delimitação do perímetro de infestação, para que seja realizado o seu monitoramento periódico, visando evitar a produção de sementes; restrição ao movimento de máquinas e implementos agrícolas das áreas contaminadas, assim como, sua rigorosa limpeza; restrição ao movimento de grãos, subprodutos, e animais etc.

Controle Cultural

O controle cultural consiste no uso de práticas comuns ao bom manejo de água e do solo que visam contribuir para a redução do banco de sementes das espécies infestantes (Silva et al., 2007). Dentre estas práticas culturais utilizadas para o manejo desta planta daninha, pode-se citar: o uso de plantas hospedeiras, a realização de consórcios com leguminosas e o uso de fertilizantes.

Plantas hospedeiras: a utilização de plantas que estimulem a germinação da *Striga* e funcionem como cultura armadilha e de captura são alternativas interessantes para o manejo desta espécie. As culturas armadilhas são semeadas com o objetivo de estimular a germinação da erva-de-bruxa, porém ela não consegue exercer o parasitismo da espécie. Por outro lado, as culturas de captura, assim como, as culturas armadilhas estimulam a germinação da planta daninha, porém elas são parasitadas e destruídas ou colhidas antes da parasita se reproduzir (Teka, 2014).

Aplicações de Fertilizantes: a erva-de-bruxa é mais adaptada a solos de baixa fertilidade e teor de matéria orgânica. Desta forma, sistemas que aumentem a fertilidade do solo, além de proporcionarem aumento da produtividade da cultura, reduzem a infestação desta planta daninha (Shibatu, 2016). A germinação da *Striga* está diretamente relacionada com a secreção dos “estimulantes de germinação” pela planta hospedeira. A produção destes compostos depende, em última análise, do status de fertilidade do solo. Foi demonstrado que baixos níveis de N e P, contribuem para as plantas hospedeiras secretarem altas quantidades dos estimulantes de germinação na rizosfera, enquanto em quantidades adequadas de N e P esta secreção é reduzida (Jamil et al., 2012; Jamil et al., 2011, Lopez-Raez et al., 2008). Pesquisas demonstram que o efeito de N é menos pronunciado do que o efeito de P na secreção de strigolactonas (Shibatu, 2016).

Consórcio: realizar o consórcio de cereais com leguminosas, tem-se demonstrado prática comum para a redução de infestação de erva-de-bruxa em muitas regiões da África (Kroschel, 2001). As leguminosas podem promover alterações nas condições microclimáticas abaixo do dossel, o que altera a interferência da planta daninha no desenvolvimento da cultura (Parker; Riches, 1993). Também é hipotético que o nitrogênio fixado pelas leguminosas podem afetar o crescimento desta planta daninha, devido ao aumento da sua disponibilidade no solo (Carsky et al., 2000).

Resistência Genética

O uso de cultivares resistentes, tem sido o método de controle mais economicamente viável e ambientalmente amigável, adotado para

o manejo desta planta daninha nos países africanos (Shibatu, 2016). Entretanto, ainda não foram encontradas cultivares resistentes de todas as culturas hospedeiras. A relação parasita/hospedeiro é governada por uma série de etapas que envolvem estímulos à germinação, à iniciação de desenvolvimento do haustório, penetração na raiz do hospedeiro, conexão ao xilema e crescimento concomitante (Yohannes et al., 2016). Desta forma, os mecanismos de resistência podem estar relacionados à inibição de uma ou mais dessas etapas de desenvolvimento da planta parasita. A baixa ou nenhuma produção de estimulantes pela raiz de cereais tem sido reportado como um mecanismo de resistência de infecção a *S. hermonthica* (Heller; Wegmann, 2000). Além da baixa produção de estimulantes de germinação, já foram caracterizados mecanismos de resistência relacionados à baixa produção do fator de iniciação de desenvolvimento do haustório, resposta de hipersensibilidade do hospedeiro e incompatibilidade de resposta (Mohamed et al., 2003; Ejeta, 2007).

O melhoramento convencional para cultivares resistente a erva-de-bruxa tem sido demorado e árduo (Patrick et al., 2004). Desta forma, a seleção assistida por marcadores moleculares visando caracterizar os genes promotores destes mecanismos de resistência, têm contribuído para acelerar o processo de prospecção e transferência destas características (Yohannes et al., 2016). Os mecanismos de resistência têm sido reportados operando sozinho ou em várias combinações (Ejeta et al., 1991; Haussmann et al., 2004). Agregar diferentes mecanismos de resistência, em uma mesma cultivar, é prática interessante que pode retardar o processo de seleção de plantas daninhas parasitas resistentes.

O desenvolvimento de cultivares transgênicas desponta como outra ferramenta possível de ser utilizada no controle da erva-de-bruxa. É possível realizar a introgressão de genes que expressam proteínas capazes de inibir a germinação/desenvolvimento de plantas daninhas parasitas (Aly et al., 2006). A abordagem do silenciamento de genes já foi demonstrada como método de controle eficiente no controle de nematoides (Atkinson et al., 2003) e vírus (Abhary et al., 2006). Esta alternativa pode ser adaptada para o controle de plantas daninhas parasitas. O desenvolvimento de culturas resistentes a herbicidas também pode ser utilizado como ferramenta no manejo desta infestante, tendo em vista, que muitas das moléculas que demonstram

eficiência no controle da erva-de-bruxa não são seletivas às culturas de interesse econômico (Gressel, 2002).

Controle Mecânico

Os métodos de controle mecânico não apresentam resultados satisfatórios na redução da interferência da planta daninha na cultura, pois grande parte do dano ao hospedeiro ocorre enquanto o parasita ainda não emergiu no solo. Por outro lado, tal prática pode contribuir para a redução do banco de sementes da espécie na área, quando arrancadas antes de produzirem sementes. O arranque manual tem-se mostrado prática efetiva na remoção do parasita, principalmente, em campos com baixos níveis de infestação (Aly, 2007).

Controle Biológico

Este método de controle consiste na utilização de organismos vivos (insetos, fungos etc) para suprimir ou reduzir as plantas daninhas parasitas. A patogenicidade para organismos não-alvo é uma das principais preocupações deste método de controle. Desta forma, é muito importante que haja especificidade entre o hospedeiro e parasita. Análise de risco deve de ser realizada antes do lançamento do organismo no ambiente. Esforços consideráveis vêm sendo realizados nesta linha de pesquisa, entretanto o controle de plantas parasitas por agentes de controle biológico, em nível de campo, ainda não obteve o sucesso desejado (Aly, 2007). Muitos insetos foram coletados atacando erva-de-bruxa na Índia e África, mas na maioria dos casos não são agentes de controle específicos (Klein; Kroschel, 2002). Recentemente, isolados de *Fusarium oxysporum* foram caracterizados como promissores agentes de biocontrole de *S. hermonthica* e *S. asiatica* (Elzein; Kroschel, 2004). No entanto, maiores estudos se fazem necessário.

Controle Físico

A utilização da luz solar visando atingir altas temperaturas (55 °C) sobre malha de polietileno no solo, por várias semanas, é outra abordagem que

tem se mostrado viável para conseguir a redução do banco de sementes da planta daninha. A solarização do solo foi adotada com sucesso para controle de erva-de-bruxa em canteiros de frutas e hortaliças (Jacobsohn et al., 1980; Sauerbon et al., 1989; Abu-Irmaileh, 1991).

Controle Químico

Dentre os métodos de controle químico, pode-se citar o uso de fumigação, estimulantes de germinação e herbicidas.

Fumigação: a fumigação do solo com brometo de methyl demonstra ser efetivo no controle de sementes. Entretanto, este produto foi banido de vários países por causa do seu efeito tóxico ao homem e ao meio ambiente (McDonald, 2002). Outros fumigantes têm sido testados como possíveis substitutos do brometo, no entanto mostraram-se menos efetivos e mais caros (Goldwasser; Kleifeld, 2004). Todos os fumigantes são caros, trabalhosos e podem ser danosos ao meio ambiente.

Estimulantes de germinação: estimulantes de germinação sintéticos ou naturais podem ser utilizados como agente de controle químico para o controle da erva-de-bruxa. Conforme mencionado anteriormente, a germinação está condicionada a liberação de compostos pelas raízes das plantas hospedeiras. A produção de substâncias como as strigolactonas que induzem a germinação e a formação de haustório são encontrados nos exsudados de várias espécies (Yasuda et al., 2003). Compostos estruturalmente relacionados a strigolactonas, como a sorgolactona e strigol, são potentes estimuladores de germinação para muitas espécies de erva-de-bruxa (Yoneyama et al., 2010).

O etileno pode induzir a germinação das sementes de erva-de-bruxa (Egley et al., 1990). Esta tecnologia foi um dos pilares no programa de erradicação de *S. asiatica* nos USA (Eplee, 1992). O gás é injetado no solo por um equipamento construído especificamente para este propósito, se difundindo rapidamente através do perfil, 2m lateralmente e 1m de profundidade a partir do ponto de injeção. Dentre as desvantagens deste método, pode-se citar: que o etileno funciona somente com sementes de

erva-de-bruxa que tiveram sua dormência quebrada pelo processo de pré-condicionamento; além da logística de manipulação deste gás comprimido e inflamável. O equipamento utilizado para a aplicação pode ser simples, como um aplicador costal, entretanto a maioria dos tratamentos com etileno são realizadas com aplicadores especiais em tratores agrícolas. De acordo com Eplee (1992), sem a utilização do etileno a erradicação da erva-de-bruxa nos USA seria um processo muito mais longo, caro e difícil.

Herbicidas: os herbicidas são uma interessante alternativa para o controle da erva-de-bruxa. Entretanto, o uso destes produtos apresenta alguns desafios, como por exemplo, o fato de muitas moléculas não serem seletivas a culturas de interesse agrônômico; a germinação do parasita ocorrer ao longo de todo o ciclo da cultura; e a falta de mão de obra capacitada, nos principais países infestados, para realizar a aplicação (Aly, 2007; Gressel, 2009). É importante salientar, que em muitos dos países onde a erva-de-bruxa ocorre, sobretudo em diversos países da Ásia e África, o uso desta estratégia de controle é usualmente baixa, devido ao fato dos produtores não conseguirem arcar com os custos dos herbicidas e a falta de mão de obra capacitada para realizar a aplicação (Verkleij; Kuijper, 2000). Desta forma, uma alternativa que vem sendo adotada nesta situação é o tratamento de sementes com herbicidas (Díaz-Sánchez et al., 2003; Kanampiu et al., 2002). Esta prática requer menor nível de investimento e nenhum equipamento de aplicação especializada. O processo consiste em revestir a superfície da semente com herbicida ou embebê-las em uma solução (Dembélé et al., 2005). Assim, os herbicidas podem ser absorvidos pelas sementes ou pela plântula durante a germinação, sendo subsequentemente transferido para o parasita ligado ao hospedeiro ou exsudado na rizosfera da planta. O revestimento de sementes com formulações biodegradáveis, com liberação gradual, demonstra ser uma tecnologia viável e acessível no controle desta planta daninha (Ransom et al., 2012).

O desenvolvimento de culturas resistentes a inibidores da acetolactato-sintase (ALS) representa um grande avanço para o controle desta praga. As culturas resistentes a este mecanismo de ação toleram altas doses de herbicidas pertencentes ao grupo químico das imidazolinonas e sulfonilúreias. Ambos grupos possuem herbicidas que são efetivos no controle tanto em pré quanto na pós-emergência da erva-de-bruxa (Kanampiu et al., 2001).

Culturas resistentes ao glyphosate, também, são uma importante ferramenta para o controle desta praga, entretanto não possuem efeito residual no solo e aparenta ser efetivo somente no controle de plantas de erva-de-bruxa já emergidas (Aly, 2007).

Para o adequado manejo desta planta daninha deve-se priorizar o uso de herbicidas na pré-emergência da cultura associado a pós-emergentes que apresentem efeito residual no solo. Informações sobre a eficiência de herbicidas no controle desta planta daninha são escassas na literatura. Dentre as moléculas que demonstram eficiência no controle desta planta daninha, pode-se citar a utilização de inibidores do fotossistema I (paraquat e diquat), fotossistema II (linuron, ametryne, cyanazine); da protoporfirinogênio-oxidase (fomesafen, lactofen e oxyfluorfen), da glutamanina-sintetase (ammonium-glufosinate), dos mimetizadores de auxinas (dicamba e 2,4-D); da ALS pertencentes ao grupo químico das imidazolinonas (imazathepyr e imazapyr) e sulfonilureias (nicosulfuron e rimsulfuron); da síntese de microtúbulos (pendimethalin e trifluralin) e da síntese de aminoácido aromáticos (glyphosate) (Eplee, 1992; Aly, 2007; Teka, 2014).

Vias de ingresso

As principais vias de ingresso no Brasil correspondem aos portos, aeroportos e rodovias. A entrada de sementes pode ocorrer através de grãos, sacarias, máquinas agrícolas e resíduos de solo contaminados com as sementes das plantas daninhas. O fato de ter sido identificado a presença de *S. gesnerioides* na Guiana, merece atenção especial por parte dos produtores e órgãos de fiscalização, pois se trata de um país que realiza fronteira com o Brasil o que aumenta o risco de introdução da espécie no território nacional.

Inspeção e detecção

Em área com suspeita de infestação é necessário conhecer histórico e verificar se os sintomas são compatíveis com os descritos anteriormente. Pode-se arrancar plantas do talhão com suspeita de infestação e verificar se há presença de nódulos referentes à infecção por plântulas jovens de *Striga*. Estes nódulos podem variar de alguns milímetros a mais de 2 cm de diâmetro e podem apresentar formato um pouco irregular.

Berner et al. (1994), descreveu uma técnica para detectar sementes de *Striga* spp. como contaminantes em sementes de culturas. Envolve a amostragem dos fundos de sacos, elutriação das amostras em água corrente turbulenta e coleta das sementes e outras partículas em uma peneira de malha de 90 µg. As sementes *Striga* são então separadas das partículas mais pesadas por suspensão em uma solução de carbonato de potássio, de gravidade específica 1,4 em uma coluna de separação. As sementes coletadas na interface são transferidas para uma malha de 60 µm para contagem.

Situação regulatória no mundo

Esta planta daninha é regulamentada como praga quarentenária de diversos países em que ela ainda não ocorre.

Antecedentes de interceptações

Não há registros antecedentes de interceptação de *Striga* spp. no Brasil.

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

Os riscos potenciais estão relacionados à introdução acidental em sementes de culturas e produtos agrícolas, além de sacarias e importação de máquinas e, também, por resíduos de solos oriundos de locais que possuem esta planta daninha. As espécies de *Striga* spp. estão listadas como plantas daninhas quarentenária na maioria dos países que possuem algum sistema de regulamentação, entretanto, devido ao seu pequeno tamanho a detecção é extremamente difícil.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

A introdução da erva-de-bruxa no país representa risco, principalmente, para os produtores menos tecnificados, tendo em vista, a ecologia da praga. Condições ambientais ideais para o seu desenvolvimento são encontradas na região do Brasil Central e em áreas no Nordeste Brasileiro. Entretanto, conforme mencionado anteriormente, devido à plasticidade da infestante,

ela possivelmente também conseguiria se desenvolver em regiões de clima mais ameno. Desta forma, a erva-de-bruxa possui potencial para se desenvolver em todo o território nacional. Por ser classificada como planta daninha quarentenária, em diversos países, pode ocasionar problemas na exportação de grãos e fibras.

Referências

- ABHARY, M. K.; ANFONKA, G. H.; NAKHLA, M. K.; MAXWELL, D. P. Post-transcriptional gene silencing in controlling viruses of the Tomato yellow leaf curl virus complex. **Archives of Virology**, v. 151, p. 2349- 2363. 2006.
- ABU-IRMAILEH, B. H. Soil solarization controls broomrapes (*Orobanche* spp.) in host vegetable crops in the Jordan valley. **Weed Technology**, v. 5, p. 575-581, 1991.
- ALY, R. Conventional and biotechnological approaches for control of parasitic weds. **In Vitro Cellular & Development Biology - Plant.**, v. 43, n. 4, , p. 304-317-303, 2007.
- ATKINSON, H. J.; URWIN, P. E.; MCPHERSON, M. J. Engineering plants for nematode resistance. **Annual Review of Phytopathology**, v. 41, p. 615-639, 2003.
- BERNER, D. K.; CARDWELL, K. F.; FATUROTI, B. O.; IKIE, F. O.; WILLIAMS, O. A. Relative roles of wind, crop seeds, and cattle in dispersal of *Striga* spp. **Plant Disease**, v. 78, n. 4, p. 402- 497, 1994.
- CABI. ***Striga asiatica***. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018a. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 11 set. 2018.
- CABI. ***Striga aspera***. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018b. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 11 set. 2018.
- CABI. ***Striga densiflora***. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018c. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 11 set. 2018.
- CABI. ***Striga hermonthica***. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018d. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 11 set. 2018.
- CABI. ***Striga genesrioides***. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018e. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 11 set. 2018.
- CARSKY, R. J.; BERNER, D. K.; OYEWOLE, B. D.; DASHIELL, K.; SCHULZ, S. Reduction of *Striga* hermonthica parasitism on maize using soybean rotation. **International Journal of Pest Management**, v. 46, p. 115–120, 2000.

- DEMBÉLÉ, B.; DEMBÉLÉ, D. WESTWOOD, J. H. Herbicide seed treatments for control of purple witchweed (*Striga hermonthica*) in Sorghum and Millet. **Weed Technology**, v. 19, p. 629-635, 2005.
- DIAZ-SANCHEZ, J.; JURADO-EXPOSITO, M.; LOPEZ-GRANADOS, F.; CASTEJON-MUNOZ, M.; GARCIA-TORRES, L. Pronamide applied to sunflower seeds for Orobanche cumana control. **Weed Technology**, n. 17, p. 314-319, 2003.
- EGLEY, G. H.; EPLEE, R. E.; NORRIS, R. S. Discovery and development of ethylene as a witchweed seed germination stimulant. In: SAND, P. F.; EPLEE, R. E.; WESTBROOKS, R. C. (Ed.). **Witchweed Research and Control in the United States**. WSSA, Champaign, IL, USA, p. 56-67, 1990.
- EJETA, G. Breeding for *Striga* Resistance in Sorghum: Exploitation of an Intricate Host-Parasite Biology. **Crop Science**, v. 47, p. 216-227, 2007.
- EJETA, G.; BUTLER, G. Host-parasite interactions throughout the *Striga* life cycle, and their contributions to *Striga* resistance. **African Crop Science Journal**, v. 1, n. 2, p. 75-80, 1993.
- ELZEIN, A. E. M.; KROSCHER, J. Fusarium oxysporum "Foxy 2" shows potential to control both *Striga hermonthica* and *S. asiatica*. **Weed Research**, v. 44, p. 433-438, 2004
- EPLEE, R. E. Witchweed (*Striga asiatica*): an overview of management strategies in the USA. **Crop Protection**, v. 11, p. 3-7, 1992.
- EPPO. **PQR database**. Paris, France: European and Mediterranean Plant Protection Organization, 2014. Disponível em: <www.eppo.int/DATABASES/pqr/pqr.htm>. Acesso em: 07 nov. 2017
- ESTEP, M. C.; GOWDA, B. S.; HUANG, K.; TIMKO, M. P.; BENNETZEN, J. L. Genomic characterization for parasitic weeds of the genus *Striga* by sample sequence analysis. **The Planta Genome**. v. 5, n. 1, p. 30- 41, 2012.
- GETHI, J. G.; SMITH, M. E.; MITCHELL, S. E.; KRESOVICH, S. Genetic diversity of *Striga hermonthica* and *Striga asiatica* populations in Kenya. **Weed Research**, v. 45, p. 64-73, 2005.
- GOLDWASSER, Y.; KLEIFELD, Y. Recent approaches to Orobanche management: a review. In: INDERJIT. (Ed.). **Weed biology and management**. Kluwer, The Netherlands, 2004. p. 439-466.
- GRESSEL, J. Crops with target site herbicide resistance for Orobanche and *Striga* control. **Pest Management and Science**, v. 65, p. 560-565, 2009.

- GRESSEL, J. **Molecular biology of weed control**. London/ New York: Taylor & Francis, 2002. 504 p.
- GRESSEL, J.; HANAFI, A.; HEAD, G.; MARASAS, W.; OBOLANA, A.B. OCHANDA, J.; SOUISSI, T.; TZOTZOS, G. Major heretofore intractable biotic constraints to African food security that may be amendable to novel biotechnological solutions, **Crop Protect.**, v. 23, p. 661-689, 2004.
- GURNEY, A. L.; SLATE, J.; PRESS, M. C.; SCHOLLES, J. D. A novel form of resistance in rice to angiosperm parasite *Striga hermonthica*. **New Phytologist.**, v. 169, p. 199-208, 2006.
- HAUSSMANN, B. I. G.; HESS, D. E.; OMANYA, G. O.; FOLKERTSMA, R. T.; REDDY, B. V. S.; KAYENTAO, M.; GEIGER, H. H. Genomic Regions Influencing Resistance to the Parasitic Weed *Striga hermonthica* in Two Recombinant Inbred Populations of Sorghum. **Theoretical and Applied Genetics**, v. 109, p. 1005-1019, 2004.
- HELLER, R.; WEGMANN, K. Mechanisms of Resistance to *Striga hermonthica* (Del.) Benth in Sorghum bicolor (L.) Moench. In: HAUSSMANN, D. E. H. B. I. G.; KOYAMA, M. L.; GRIVET, L.; RATTUNDE, H. F. W.; GEIGER, H. H. (Ed.). **Breeding for Striga Resistance in Cereals**. Weikersheim: IITA, 2000. p. 19-28.
- KLEIN, O.; KROSCHER, J. Biological control of Orobanche spp. with *Phytomyza orobanchia*, a review. **BioControl**, v. 47, p. 245-277, 2002.
- KOYAMA, M. L.; GRIVET, L.; RATTUNDE, H. F. W.; GEIGER, H. H. (Ed.). **Breeding for Striga Resistance in Cereals** . Weikersheim: Margraf-verlag, 2000. p. 19-28.
- KROSCHER, J. **A technical manual for parasitic weed research and extension**. Kluwer, Dordrecht, The Netherlands, 2001, 256 p.
- IKIE, F. O.; SCHULZ, S.; OGUNYEMI, S.; EMECHEBE, A. M.; TOGUN, A. O.; BERNER, D. K. Effect of soil sterility on soil chemical properties and sorghum performance under *Striga* infestation. **World Journal of Agriculture Sciences**, v. 2, n. 4, p. 367-371, 2006.
- JACOBSON, R.; GREENBERGER, A.; KATAN, J.; LEVI, M.; ALON, H. Control of Egyptian broomrape (*Orobanche aegyptiaca*) and other weeds by means of solar heating of the soil by polyethylene mulching. **Weed Science**, v. 32, p. 312-316, 1980.
- JAMIL, M.; CHARNIKHOVA, T.; CARDOSO, C. Quantification of the relationship between strigolactones and *Striga hermonthica* infection in rice under varying levels of nitrogen and phosphorus. **Weed Research**, v. 51, p. 373-385, 2011.

- JAMIL, M.; KANAMPIU, F. K.; KARAYA, H.; CHARNIKHOVA, T.; BOUWMEESTER, H. J. *Striga hermonthica* parasitism in maize in response to N and P fertilizers. **Field Crops Research**, v. 134, p. 1–10, 2012.
- JOEL, D. M. The long-term approach to parasitic weeds controle: manipulation of pscific development mechanisms of the parasite. **Crop Protection**, v. 19, p. 753–758, 2000.
- KANAMPIU, F. K.; RANSOM, J. K.; GRESSEL, J. Imazapyr seed dressings for *Striga* control on acetolactate synthase target-site resistant maize. **Crop Protection**, v. 20, p. 885–895, 2001.
- KANAMPIU, F.; RANSOM, J.; GRESSEL, J.; JEWELL, D.; FRIESEN, D.; GRIMANELLI, D.; HOISINGTON, D. Appropriateness of biotechnology to African agriculture: *Striga* and maize as paradigms. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, v. 69, p. 105–110, 2002.
- LI, J.; LIS, K. E.; TIMKO, M. P. Molecular genetics of race-specific resistance of cowpea to *Striga gesneroides* (Willd). **Pest Management Science**, v. 65, 520–527, 2009.
- LOPEZ-RAEZ, J. A.; CHARNIKHOVA, T.; GOMEZ-ROLDAN, V. Tomato strigolactones are derived from carotenoids and their biosynthesis is promoted by phosphate starvation. **New Phytologist**, v. 178, p. 863–874, 2008.
- McDONALD, D. Fumigants and soil sterilants: alternatives to methyl bromide **International Pest Control**, v. 44, p. 118–122, 2002.
- MIRANDA, C. H. B.; FAVARO, S. P.; CARVALHO, M. C. S.; CRUZ, I. **Relato de susceptibilidade de variedades brasileiras de milho e arroz sequeiro introduzidas em Moçambique à planta daninha parasita *Striga*, praga quarentenária ausente no Brasil**. Embrapa, 2017. 36 p. (Embrapa Agroenergia. Documentos, 26).
- MOHAMED, A.; ELLICOTT, A.; HOUSLEY, T. L.; EJETA, G. Hypersensitive Response to *Striga* Infection in Sorghum. **Crop Science**, v. 43, p. 1320–1324, 2003.
- MOHAMED, K. I.; MUSSELMAN, L. J.; RICHES, C. R. The genus *Striga* in Africa. **Annals of the Missouri Botanical Garden**, v. 88, n. 1, p. 60–103, 2001.
- MOHAMED, K. I.; PAPES, M.; WILLIAMS, R.; BENZ, B. W.; PETERSON, T. Global Invasive Potential of 10 parasitic witchweeds and related Orobanchaceae. **AMBIO**, v. 35, n. 6, p. 281–288, 2006.
- MOHAMED, K. L.; MUSSELMAN, L. J. Taxonomy of agronomically important *Striga* and *Orobanche* species. In: LABRADA, R. (Ed.). **Progress on Farmer Training in Parasitic Weed Management**. Rome: FAO, 2008. p. 7–14.

- MUSSELMAN, J.; PARKER, C. Studies on indigo witchweed, the American strain of *Striga gesnerioides* (Scrophulariaceae). **Weed Science**, v. 29 p. 594–596, 1981.
- PARKER, C. Parasitic Weeds: A World Challenge. **Weed Science**, v. 60, p. 269-276, 2012
- PARKER, C.; RICHES, C. R. **Parasitic Weeds of the World: Biology and Control**. Wallingford: CAB International, 1993. p. 332.
- PATRICK, J. R.; GRENIER, C.; EJETA, G. *Striga* Resistance in the Wild Relatives of Sorghum. **Crop Science**, v. 44, n. 6, p. 2221-2229, 2004.
- PATTERSON, D. T.; MUSSER, R. L.; FLINT, E. P.; EPLEE, R. E. Temperature responses and potential for spread of witchweed (*S. lutea*/ $\frac{1}{4}$ *S. asiatica*) in the United States. **Weed Sci.**, v. 30, p. 87–93, 1982.
- RANK, C.; RASMUSSEN, L. S.; JENSEN, S. R.; PIERCE, S.; PRESS, M. C.; SCHOLLES, J. D. Cytotoxic constituents of *Alectra* and *Striga* species. **Weed Research**, v. 44, p. 265-70, 2004.
- RANSON, J.; KANAMPIU, F.; JONATHAN, G.; GROOTE, H.D.; BURNET, M.; ODHIAMBO, G. Herbicide applied to imidazolinone resistant-maize seed as a *Striga* control option for small-scale african farmers. **Weed Science**, v. 60, p. 283-289, 2012.
- REID, D. C.; PARKER, C. Germination requirements of *Striga* spp. In: INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON PARASITIC WEEDS, 2., 1970, North Carolina. **Proceedings...** North Carolina, 1979. p. 202-210.
- RICH, P. J.; EJETA, G. Towards effective resistance to *Striga* in African maize. Mini-Review. **Plant Signaling & Behavior**, v. 3, n. 9, p. 618-621, 2008.
- SAND, P. F.; MANLEY, J. D. Chapter 17. The witchweed eradication program: survey, regulatory and control. In: SAND, P. F.; EPLEE, R. E. WESTBROOKS, R. G. (Ed.). **Witchweed Research and Control in the United States**. Monograph Number 5. Champaign, USA: Weed Science Society of America, 1990. p. 141-150.
- SAUERBON, J.; LINKE, K. H.; SAXENA, M. C.; KOCK, W. Solarization: a physical control for weeds and parasitic plants (*Orobanche* spp.) in Mediterranean agriculture. **Weed Research**, v. 29, p. 391–397, 1989.
- SIBHATU, B. Review on *Striga* Weed Management. **International Journal of Life Sciences Scientific Research**, v. 2, n. 2, p. 110-120, 2016.

- SILVA, A. A.; FERREIRA, F. A.; FERREIRA, L. R.; SANTOS, J. B. Métodos de controle de plantas daninhas. In: SILVA, A. A.; SILVA, J. F. (Org.). **Tópicos em manejo de plantas daninhas**. Viçosa, MG: Editora UFV, 2007, p. 63-82.
- SPALLEK, T.; MUTUKU, J. M.; SHIRASU, K. The genus *Striga*: a witch profile. **Molecular Plant Pathology**, v. 14, n. 9, p. 1-9, 2013.
- TASKER, A. V.; WESTWOOD, J. H. The U.S. witchweed eradication effort turns 50: a retrospective and look-ahead on parasitic weed management. **Weed Science**, v. 60, p. 267-268, 2012.
- TEKA, H. B. Advance research on *Striga* control: A review. **African Journal of Plant Science**, v. 8, n. 11, p. 492-506, 2014.
- VERKLEIJ, J. A. C.; KUIJPER, E. Various approaches to controlling root parasitic weeds. **Biotechnology and Development Monitor**, n.41, p. 16-19, 2000.
- WATLING, J. R.; PRESS, M. C. Impacts of infection by parasitic angiosperms on host photosynthesis. **Plant Biology**, v. 3, n. 4, p. 244-50, 2001.
- YASUDA, N.; SUGIMOTO, Y.; KATO, M.; INANAGA, S.; YONEYAMA, K. (+) - Strigol, a witchweed seed germination stimulant, from *Menispermum dauricum* root culture. **Phytochemistry**, v. 62, p. 1115-1119, 2003.
- YOHANNES, T.; NGUGI, K.; ARIGA, E.; ABRAHA, T.; YAO, N. ASAMI, P.; AHONSI, M. Genotypic variation for low *Striga* germination stimulation in sorghum “*Sorghum bicolor* (L.) Moench” landraces from Eritrea. **American Journal of Plant Science**, v. 7, p. 2470-2482, 2016.
- YONEYAMA, K.; AWAD, A. A.; XIE, X.; YONEYAMA, K.; TAKEUCHI, Y. Strigolactones as germination stimulants for root parasitic plants. **Plant Cell Physiology**, v. 51, n. 7, p. 1095-1103, 2010.