

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”  
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS  
CAMPUS DE BOTUCATU

**VELOCIDADE DE ABSORÇÃO DO GLUFOSINATE E SEUS EFEITOS  
EM PLANTAS DANINHAS E ALGODÃO**

**ILCA PUERTAS DE FREITAS E SILVA**

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências  
Agronômicas da UNESP – *Campus* de Botucatu,  
para obtenção do título de Mestre em Agronomia  
(Agricultura)

BOTUCATU – SP  
DEZEMBRO – 2012

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”  
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS  
CAMPUS DE BOTUCATU

**VELOCIDADE DE ABSORÇÃO DO GLUFOSINATE E SEUS EFEITOS  
EM PLANTAS DANINHAS E ALGODÃO**

**ILCA PUERTAS DE FREITAS E SILVA**

Orientador: Prof. Dr. Caio Antonio Carbonari

Co-orientador: Prof. Dr. Edivaldo Domingues Velini

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências  
Agronômicas da UNESP – *Campus* de Botucatu,  
para obtenção do título de Mestre em Agronomia  
(Agricultura)

BOTUCATU – SP  
DEZEMBRO - 2012

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉCNICA DE AQUISIÇÃO E TRATAMENTO DA INFORMAÇÃO - SERVIÇO  
TÉCNICO DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - UNESP - FCA  
- LAGEADO - BOTUCATU (SP)

S586v Silva, Ilca Puertas de Freitas, 1986-  
Velocidade de absorção do glufosinate e seus efeitos em plantas daninhas e algodão / Ilca Puertas de Freitas e Silva. - Botucatu : [s.n.], 2012  
v, 82 f. : il. color., gráfs., tabs., fots.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista,  
Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2012

Orientador: Caio Antonio Carbonari

Co-orientador: Edivaldo Domingues Velini

Inclui bibliografia

1. Algodão. 2. *Brachiaria decumbens*. 3. Erva daninha - Controle. 4. Herbicidas - Mecanismo de ação. 5. *Ipomoea grandifolia*. 6. Plantas - Efeito dos herbicidas. 7. *Gossypium hirsutum*. I. Carbonari, Caio Antonio. II. Velini, Edivaldo Domingues. III. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (Campus de Botucatu). Faculdade de Ciências Agrônômicas. IV. Título.

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA "JÚLIO DE MESQUITA FILHO"  
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS  
CAMPUS DE BOTUCATU

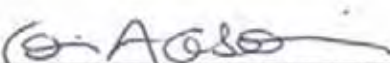
CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: VELOCIDADE DE ABSORÇÃO DO GLUFOSINATE E SEUS EFEITOS EM  
PLANTAS DANINHAS E ALGODÃO

ALUNA: ILCA PUERTAS DE FREITAS E SILVA

ORIENTADOR: PROF. DR. CAIO ANTONIO CARBONARI  
CO-ORIENTADOR: PROF. DR. EDIVALDO DOMINGUES VELINI

APROVADO PELA COMISSÃO EXAMINADORA:

  
\_\_\_\_\_  
PROF. DR. CAIO ANTONIO CARBONARI

  
\_\_\_\_\_  
PROF. DR. FERNANDO TADEU DE CARVALHO

  
\_\_\_\_\_  
PROFª DRª ANA CATARINA CATANEO

Data da Realização: 04 de dezembro de 2012.

## ***OFEREÇO***

À Deus e ao meu pai Samuel Impastari de Freitas e Silva, em memória, por mais uma realização, de um sonho e de um projeto em minha vida.

## ***DEDICO***

A minha mãe, Cecília Puertas de Freitas e Silva, pelo incentivo, compreensão, carinho, força, dedicação, confiança e fé, a pessoa que sempre esteve comigo e junto ao meu pai, me ensinaram a viver.

Aos meus irmãos Igor e Breno Puertas de Freitas e Silva, pelos momentos de conforto, amor, amizade, paciência, conselhos, força e ajuda em todos os momentos.

### ***AGRADECIMENTOS***

- À Deus, por permitir concluir mais uma etapa da minha formação profissional e pessoal e principalmente pela sua presença em todos os momentos da minha vida.
- Ao meu pai, Samuel Impastari, pelo grande incentivo a carreira escolhida por mim, dedicação em sempre me ajudar a obter sucesso, companheirismo, amizade, amor, confiança, compartilhamento de sonhos, idéias, aprendizado e proteção.
- Ao Prof. Caio Antonio Carbonari pela orientação, ajuda em todos os momentos, confiança, ensinamentos e participação ativa em todas as fases da dissertação.
- Ao Edivaldo Domingues Velini pela co-orientação, suporte técnico-científico e incomensuráveis contribuições ao longo de todo o mestrado.
- Ao meu namorado, Josué Ferreira Silva Junior, pelo amor incondicional, apoio, ajuda, paciência, ensinamentos, alegrias e confiança em meu potencial.
- À CAPES pela bolsa concedida.
- Aos docentes da pós-graduação, não apenas pelos ensinamentos acadêmicos, mas também pela experiência de vida transmitida.
- Aos amigos do NuPAM, Roselaine Araldi, Leandro Tropaldi, Marcelo Giroto, Natália Corniani, Samir Jasper, Giovanna Gomes, Maria Rosicler, Lucas Perim e Rodrigo Barberis, pelos bons momentos de convívio e colaborações no desenvolvimento deste trabalho.

- Aos técnicos de campo e laboratório, Luis Marcelo Siono, José Guilherme Cordeiro em especial ao Químico José Roberto Marques Silva pelas preciosas colaborações e paciência durante a realização da pesquisa.
- Ao Programa de Pós-graduação em Agronomia / Agricultura, da Faculdade de Ciências Agronômicas, pela oportunidade, formação e por dar condições de realização deste projeto.
- Aos meu grandes amigos, Larissa Fernanda, Débora de Cássia, Natalia Zanon, Lara Lys, Sebastião Cássio, Ana Carolina Kummer, Adriana Tanaka, Juliana Campana, Hélio Moreira, Tâmara Silva, Thaíse Ribeiro, Priscila Resende, Adriana Camargo, Rodrigo Sereia, Carol Aguiar, Jackson Camargo e Renata Marques, pela compreensão, conversas incentivadoras, alegrias, companheirismo, carinho, conselhos e momentos que passamos juntos.
- A Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira e aos ótimos professores desta instituição que me deram toda a base e suporte para efetivação dessa presente etapa.
- A todas as pessoas que direta ou indiretamente, contribuíram na realização deste trabalho.

**Meus sinceros agradecimentos.**

## SUMÁRIO

<b>1 RESUMO</b> .....	6
<b>2 SUMMARY</b> .....	8
<b>3 INTRODUÇÃO</b> .....	10
<b>4 REVISÃO DA LITERATURA</b> .....	12
<b>4.1 Interferência de Plantas Daninhas em Algodão</b> .....	12
<b>4.2 Glufosinate de Amônio</b> .....	15
<b>4.2.1 Características do produto</b> .....	15
<b>4.2.2 Mecanismo de Ação</b> .....	18
<b>4.2.2.1 Assimilação do Amônio</b> .....	23
<b>4.2.2.2 Absorção e Translocação</b> .....	28
<b>5 MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	31
<b>6 RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	42
<b>6.1 Intoxicação</b> .....	51
<b>6.1.1 Sal de Amônio</b> .....	51
<b>6.1.2 Sal de Potássio</b> .....	53
<b>6.2 Taxa de transporte de elétrons (ETR)</b> .....	62
<b>6.2.1 Sal de amônio</b> .....	62
<b>6.2.2 Sal de Potássio</b> .....	65
<b>7 CONCLUSÕES</b> .....	69
<b>8 REFERÊNCIAS</b> .....	71



## 1 RESUMO

O glufosinate é um herbicida derivado do fosfotricina, uma toxina microbiana natural isolada a partir de duas espécies de fungos do gênero *Streptomyces*. O mecanismo de ação é a inibição direta da enzima glutamina sintetase, que resulta no aumento da concentração de amônio, sendo tóxico para as células. A pesquisa teve como objetivo avaliar a velocidade de absorção do glufosinate e seus efeitos em plantas daninhas e na cultura do algodão. O experimento foi conduzido em casa-de-vegetação com o cultivar de algodão FiberMax 910 e as plantas daninhas *Brachiaria decumbens* e *Ipomoea grandifolia* plantadas em vasos. O experimento foi instalado com duas formulações do herbicida, glufosinate de amônio (2,0 L p.c. ha<sup>-1</sup>) e glufosinate de potássio (2,0 L ha<sup>-1</sup>), cinco períodos sem a ocorrência de chuvas (1; 3; 6; 24 e 48 horas após aplicação) e uma testemunha sem aplicação com quatro repetições por tratamento. As plantas para as análises laboratoriais foram coletadas com dois dias após aplicação, quando começaram a aparecer os primeiros sintomas de intoxicação visual. As variáveis analisadas foram teor de amônia, glutamato, glutamina e glufosinate; sintomas de intoxicação visual e taxa de transporte de elétrons (ETR). Foi observado que a absorção do glufosinate ocorreu até 48 horas após aplicação para ambas as formulações e

espécies avaliadas. A quantidade de amônia na formulação comercial não interferiu nos níveis de amônia observados nas plantas intoxicadas. Os maiores acúmulos de amônia para o algodão ocorreram com 5h sem chuva, e para *B. decumbens* e *I. grandifolia* com 6 h sem chuva. Foram observadas reduções bastante significativas de glutamato e glutamina nas plantas tratadas com as duas formulações de glufosinate, sendo os menores níveis observados para o algodão e *B. decumbens* nos períodos entre 1 e 3 h entre a aplicação e a chuva, e para *I. grandifolia*, no período de 6h.

**Palavras – chave:** *Brachiaria decumbens*, *Gossypium hirsutum*, *Ipomoea grandifolia*, modo de ação.

**RATE OF ABSORPTION OF GLUFOSINATE AND ITS EFFECTS ON WEEDS AND COTTON.** Botucatu, 2012, 82 p. Dissertação (Master in Agronomy / Agriculture) – Faculty of Agronomic Sciences, State University of São Paulo.

Author: ILCA PUERTAS DE FREITAS E SILVA

Adviser: Dr. CAIO ANTONIO CARBONARI

Co-adviser: Dr. EDIVALDO DOMINGUES VELINI

## **2 SUMMARY**

Glufosinate is derived of phosphinothricin, a natural microbial toxin isolated from two species of the *Streptomyces* fungus. The mechanism of action is through direct inhibition of the glutamine synthetase enzyme, which results in the increase of ammonium concentration, becoming toxic to the cells. The objective of this study was to evaluate the rate of absorption of glufosinate and its effects on weeds and cotton culture. The experiment was conducted in a green house, the cultivar of cotton FiberMax 910, *Brachiaria decumbens* and *Ipomoea grandifolia* planted in 5 liter pots. The experiment was conducted with two formulations of the herbicide, glufosinate ammonium (2.0 pc L ha<sup>-1</sup>) and glufosinate

potassium ( $2.0 \text{ L ha}^{-1}$ ), five periods without rainfall (1, 3, 6, 24 and 48 hours after application) and an untreated control with all treatments were replicated four times. The plants for laboratory analysis were collected within 2 days after application, when the first visual symptoms of intoxication began to appear. The analyzed variables were the ammonia content, the content of compounds that belongs to the glufosinate metabolic route (glutamate and glutamine), glufosinate content, visual symptoms of intoxication and electron transport rate (ETR). It was observed that the absorption of glufosinate occurs within 48 hours of application for both formulations and evaluated species. The amount of ammonia in the commercial formulation did not interfere with ammonia levels observed in intoxicated plants. The highest levels of ammonia for cotton occurred at 5 hours without rain, and for *B. decumbens* and *I. grandifolia* with 6 hours without rain. We have observed a significant reduction of glutamate and glutamine in plants treated with the two formulations of glufosinate, with the lowest levels found in cotton and *B. decumbens* carried out in the periods of 1 and 3 hours between application and rainfall, and *I. grandifolia* occurred at 6h.

**Key words:** *Brachiaria decumbens*, *Gossypium hirsutum*, *Ipomoea grandifolia*, mode of action.

### 3 INTRODUÇÃO

O Brasil é o quinto país maior produtor de algodão (USDA, 2012), com lavouras de grande extensão, geradas por empresas agrícolas, com alto uso de insumos e custo de produção elevado (GUIMARÃES, 2007). O algodoeiro herbáceo (*Gossypium hirsutum* L.) é uma das culturas mais suscetíveis à interferência imposta pelas plantas daninhas, que pode ocasionar perda superior a 90% da produtividade de algodão em caroço, podendo reduzir a qualidade da fibra, dificultar a colheita e o beneficiamento (BELTRÃO, 2004). Portanto, um programa eficiente de manejo de plantas daninhas na cultura do algodoeiro inclui a combinação de estratégias que evitem a concorrência das plantas daninhas pelos fatores de produção, além de permitir que o algodoeiro seja colhido sem a interferência destas.

Dentre as práticas de manejo de plantas daninhas, o controle químico tem sido o mais utilizado em grandes áreas de plantio, principalmente por ser um método rápido e eficiente. As moléculas herbicidas conhecidas atuam na fisiologia da planta, uma vez que, dependendo do seu mecanismo de ação o herbicida reconhece o sítio de ação e atua inibindo enzimas responsáveis pela produção de compostos secundários vitais para o

desenvolvimento da planta. O emprego de herbicidas pode causar em situações específicas, acúmulo ou redução nos níveis de substâncias precursoras à formação de compostos ligados ao metabolismo primário ou secundário. Em setores como o de matologia, fisiologia de plantas cultivadas e da bioquímica vegetal, o estudo dos diferentes mecanismos de ação, bem como o modo de ação, estão sendo intensificados ao longo das últimas décadas o que pode ser justificado por fatores que variam desde o aumento na demanda na utilização de defensivos agrícolas ou por fatores benéficos da utilização de tais compostos nas plantas.

O glufosinate é um herbicida importante para a cultura do algodão, apresentando um largo espectro de ação, sendo não seletivo e aplicado em pós-emergência, para o controle de uma vasta gama de plantas daninhas (ROYER, BEGUIN, SOCHOR, e COMMUNAL, 2000). Este herbicida promove a morte da planta pela inibição da ação da enzima glutamina sintetase (CHOMPOO e PORNPROM, 2008), cuja função é catalisar a reação do amônio com o glutamato para produzir a glutamina, inibindo a rota da assimilação do amônio e ocasionando um acúmulo deste composto nos tecidos da planta. Outros fatores levam a morte da planta como, por exemplo, o esgotamento de esqueletos de carbono, como glutamina, causando inibição direta da fotorrespiração e fotossíntese, pela inibição direta da ribulose-1,5-bifosfato carboxilase, pelo acúmulo de glioxilato e fosfoglicolato.

Uma das maneiras mais importantes para melhorar a eficácia dos herbicidas é através do aumento da penetração do ingrediente ativo nas folhas das plantas alvo. A absorção foliar e em seguida a difusão em tecidos da planta é um pré-requisito para a atividade dos herbicidas, sendo um processo complexo em função das características da superfície das folhas, propriedades físico-químicas dos produtos químicos, os tipos e concentração de aditivos e condições ambientais.

O glufosinate é absorvido via foliar, assim, a presente pesquisa teve como objetivo avaliar a velocidade de absorção do glufosinate e seus efeitos em plantas daninhas e na cultura do algodão.

## 4 REVISÃO DA LITERATURA

### 4.1 Interferência de Plantas Daninhas em Algodão

O algodão (*Gossypium hirsutum* L.) destaca-se mundialmente por ser a principal fibra natural utilizada nas indústrias têxteis. Os países que apresentam as maiores produções são China, Estados Unidos, Índia, Paquistão e Brasil (USDA, 2012). Neste último, trata-se de uma cultura consolidada, extremamente tecnicizada, sendo atualmente cultivada em grandes áreas, principalmente nos Estados de Mato Grosso e Bahia (YAZBEK JÚNIOR; FOLONI, 2004).

Assim como qualquer outra espécie cultivada com fins comerciais, para se obter sucesso na cotonicultura, é fundamental realizar o manejo eficiente das plantas daninhas. Quando negligenciado, o controle inadequado das mesmas pode afetar tanto a quantidade como a qualidade da fibra do algodão produzida (FREITAS et al., 2006), gerando uma perda entre 60 à 90% na produtividade do algodão (WEBSTER et al., 2009). Algumas plantas daninhas, como o capim carrapicho (*Cenchrus echinatus* L.) e o picão-preto (*Bidens pilosa* L.), apresentam estruturas frutíferas que aderem ao capulho do algodoeiro e, quando

presentes na colheita, podem reduzir a qualidade da fibra, dificultando a colheita e o seu beneficiamento (LACA-BUENDIA, 1990; FREITAS et al. 2002; BELTRÃO, 2004).

Esses efeitos negativos ocorrem em função da competição por água, luz, nutrientes, espaço físico, maior dificuldade na colheita e presença de propágulos de plantas daninhas nas fibras. As reduções drásticas na produtividade e na qualidade da fibra ocorrem em função da baixa capacidade competitiva que o algodoeiro apresenta no início do seu desenvolvimento. Salgado et al. (2002) e Cardoso et al. (2010) destacam que o período crítico de prevenção à interferência para a cultura do algodoeiro se inicia aos 6 dias após a emergência da cultura para o algodoeiro comum e 14 dias para o algodoeiro de fibra colorida, respectivamente, terminando aos 60 dias (MELHORANÇA; BELTRÃO, 2001). O período anterior à interferência são 8, 14 e 20 dias após a emergência do algodoeiro para uma perda na produtividade de 2, 5 e 10% respectivamente (CARDOSO et al. 2010).

O algodoeiro é considerado uma planta altamente sensível à interferência das plantas daninhas (BELTRÃO; AZEVEDO, 1994) por apresentar crescimento inicial lento (AZEVEDO et al. 1993), metabolismo fotossintético de plantas C<sub>3</sub> (BENEDICT, 1984), baixa taxa de fotossíntese líquida em alta luminosidade (EL-SHARKAWY et al. 1965), baixa eficiência transpiratória (BLACK et al. 1969), elevada taxa de fotorrespiração (HESKETH, 1967), elevado conteúdo de nitrogênio nas folhas para atingir a fotossíntese máxima (BELTRÃO, 1988) e raízes superficiais nos primeiros 15 cm do solo (FREIRE; ALVES, 1976; OLIVEIRA; SILVA, 1987). O grau de interferência das plantas daninhas sobre culturas agrícolas se deve a diversos fatores ligados à comunidade infestante (composição específica, densidade e distribuição), à cultura (espécie, espaçamento e densidade de plantio), ao ambiente (condições edáficas, climáticas e tratos culturais) e ao período de convivência de ambos (BLEASDALE, 1960; BLANCO, 1972; PITELLI, 1985).

Segundo Forster e Paulo (1984), as gramíneas já promovem prejuízo à produção se conviverem com o algodão por um período de 10 a 20 dias. As dicotiledôneas, por sua vez, causam redução na produção após sua permanência junto à cultura por um período entre 20 e 30 dias a contar da emergência do algodão.

As espécies de *Ipomoea spp.* L. pertencem à família Convolvulaceae. Estas plantas são de ocorrência comum em todas as regiões do Brasil, apresentando mais de 140 espécies distribuídas por todo país, conhecidas como “campainha” e principalmente por



“corda-de-viola”, são trepadeiras, apresentando caules e ramos volúveis. Elas se entrelaçam em plantas vizinhas ou crescem sobre obstáculos. Podem ser consideradas como infestantes em diversas culturas de grande importância econômica, interferindo diretamente por recursos ou indiretamente prejudicando a colheita (KISSMANN; GROTH, 1999), podendo afetar tanto a quantidade como a qualidade da fibra do algodão (FREITAS et al. 2006).

Segundo Cobucci et al. (2001) *Brachiaria decumbens* Stapf é uma planta perene que se reproduz por semente ou de forma vegetativa, a partir de rizomas e estolões. A germinação das sementes é muito irregular, pois muitas apresentam dormência inicial, o que dificulta as medidas de controle, necessitando de herbicidas de efeito residual longo, sendo bastante difundida nas regiões brasileiras e apresenta boa adaptação principalmente nas áreas de Cerrado, as quais se caracterizam pela relativa acidez e baixa fertilidade dos solos (CARVALHO et al. 1991). Esta é uma das espécies infestantes presentes na cultura do algodão, podendo exercer efeitos deletérios decorrente da sua elevada agressividade.

Visando reduzir os problemas ocasionados pelas plantas daninhas, diferentes métodos de controle são empregados. No entanto, no modelo atual de exploração da cultura no Brasil, o controle químico por meio de herbicidas é o mais utilizado (YAMASHITA et al. 2008) devido à rapidez e eficiência, e, em muitos casos, por ser o método mais econômico.

Diferentes espécies de plantas daninhas, em campo e casa de vegetação, têm mostrado vários graus de sensibilidade e controle, quando tratadas com glufosinate (MERSEY et al. 1990; NETO et al. 2000; RIDLEY; MCNALLY, 1985; STECKEL et al. 1997), sendo conhecido pela sua segurança e eficácia no manejo das plantas daninhas, particularmente na fase final de emergência das mesmas. Beyers et al. (2002) relataram um controle maior do que 85% em *Abrutylon theophrast* Medik., caruru (*Amaranthus rudis* Sauer), ambrósia comum (*Ambrosia artemisiifolia* L.), corda-de-viola (*Ipomoea* spp. L.) e *Setaria faberi* Herrm com glufosinate aplicado isolado em doses de 290 e 400 g i.a.ha<sup>-1</sup> em soja resistente a glufosinate. Em milho resistente ao glufosinate, obteve um controle superior a 82% do capim massambará (*Sorghum halepense* L.), corda-de-viola (*Ipomoea hederacea* L.), *Panicum texanum* Buckl., *Cucumis melo* L., *P. fasciculatum* Sw. e leiteiro (*Euphorbia dentata* Michx.) utilizando dose de 300 g i.a.ha<sup>-1</sup>.

Merkel et al. (2004) relatam que doses superiores a 100g i.a.ha<sup>-1</sup> do glufosinate de amônio afetou o rendimento quântico do fotossistema II e a matéria seca de espécies crucíferas de plantas daninhas. Doses maiores entre 800-1600g i.a.ha<sup>-1</sup> resulta em uma rápida diminuição desses parâmetros avaliados.

## 4.2 Glufosinate de Amônio

### 4.2.1 Características do produto

No Brasil, o ingrediente ativo amônio-glufosinato é o único produto comercial com o mecanismo de ação inibidores da Glutamina Sintetase, sendo usado com sucesso para o controle de plantas daninhas desde meados da década de 1980, em mais de 50 países diferentes (RASCHE et al. 1995). Controla eficientemente plantas daninhas em pós-emergência com jato dirigido nas culturas de alface, algodão, banana, batata, citros, café, eucalipto, maçã, milho, nectarina, pêsego, repolho, soja, trigo e uva, além do uso como dessecante nas culturas de feijão, batata, soja; no sistema de plantio direto, em soja e trigo e na pós-emergência total do algodoeiro, soja, arroz, milho, canola e beterraba Liberty Link. Para a cultura do algodão é recomendado a dose de 2,0 L.ha<sup>-1</sup> para o controle das plantas daninhas em pós-emergência (RODRIGUES; ALMEIDA, 2011).

Glufosinate é um herbicida derivado de fosfinotricina (PPT), sendo um composto produzido por alguns microrganismos, cuja propriedade antibiótica e herbicida foram descobertas (DROGE-LASER et al. 1994) e a partir de então passou-se a ser sintetizado como herbicida (MANDERSCHIED; WILD, 1986). É um herbicida utilizado em sistemas de plantio direto, em áreas não agrícolas, pomares e vinhas (KRAUSZ et al. 1999). Glufosinato é conhecido por ser uma opção segura e eficaz no controle das plantas daninhas, particularmente no final da emergência das mesmas. A limitação do uso em culturas está no fato de não ser seletivo.

É um herbicida de contato, sendo derivado de aminoácidos e por conter fósforo é classificado como derivado de ácidos fosfínicos, uma toxina microbiana natural isolada a partir de duas espécies de fungos *Streptomyces hygroscopicus* (KISSMANN, 2003). Atua inibindo a atividade da enzima glutamina sintetase (GS), que é necessária para a

produção do aminoácido glutamina e para a desintoxicação do amônio, alterando o metabolismo amoníaco.

O herbicida glufosinate de amônia é um composto constituído por uma mistura de dois isômeros óticos D e L do composto fosfinotricina, o qual é um dos tripeptídeos de bilanafos (phosphinotricyl-L-alanyl-L-alanina). Bilanafos é um bioherbicida, que depois de absorvido pelas plantas é metabolizado em glufosinate e alanina. O isômero L de glufosinate, controla mono e dicotiledôneas anuais (ROSS; LEMBI, 1985; DEVINE et al. 1993).

O glufosinate comercial tem em sua composição Ammonium 4-[hydroxy(methyl)phosphinoyl]-DL-homoalaninate ou ammonium DLhomoalanin- 4-yl(methyl) phosphinate (glufosinato-sal de amônio) com  $200 \text{ g L}^{-1}$  (20,0% m/v) e ingredientes inertes. O produto comercial tem o nome de Finale e pertencente a classe dos herbicidas não seletivos de ação total do grupo homoalanina substituída tendo a formulação com concentrado solúvel. Apresenta classificação toxicológica I e classificação do potencial de periculosidade ambiental II. No solo, é rapidamente degradado por microrganismos a 3-metil-nonphytotoxic ácido phosphinopropionic, como sendo um intermediário da degradação do produto (ULLRICH et al. 1990).

A inibição da glutamina sintetase (GS) resulta no aumento da concentração do  $\text{NH}_2$  na célula e conseqüentemente morte desta. Uma vez que a amônia é produzida principalmente durante a reação relacionada com o transporte de elétrons fotossintéticos (inibição da fotossíntese), a acumulação é maior em plantas expostas à luz do que mantidas na obscuridade. O primeiro sintoma de fitotoxicidade é o amarelecimento das folhas e outros tecidos verdes da planta, seguindo de murchamento e morte, processo que demora de 1 a 2 semanas (RODRIGUES; ALMEIDA, 2011).

Segundo Barberis (2012) em estudo com plantas de soja submetidas a aplicação glufosinate de amônio e potássio para verificar os efeitos de diferentes doses dessas formulações, as doses de  $0,625 \text{ Lha}^{-1}$  e  $2,5 \text{ Lha}^{-1}$ , de maneira geral, os acúmulos de amônia foram sensivelmente menores para o sal de amônio que pelo sal de potássio, evidenciando que esta formulação apresenta maiores níveis de intoxicação nas plantas. O fato da amônia presente na formulação não interferir nas concentrações de amônia, a caracteriza como um dos principais compostos indicadores de intoxicação das plantas.

O desenvolvimento de materiais geneticamente modificados propicia aos cotonicultores utilizarem variedades de algodão resistentes a herbicidas, por exemplo, com a tecnologia “Liberty Link”, em que a cultura do algodão tolera aplicações de Amônio glufosinate em pós-emergência. Essa tecnologia proporciona ao produtor maiores opções para adoção de estratégias de controle das plantas daninhas, face às poucas opções de herbicidas seletivos à cultura, para manejo de plantas daninhas dicotiledôneas em pós-emergência tardia em área total (CONSTANTIN et al. 2011).

O conhecimento da estrutura de um herbicida e algumas das suas propriedades físico-químicas, muitas vezes permite uma estimativa de seu comportamento e mecanismo de adsorção. As suas propriedades, tais como acidez ou basicidade (denominado pKa ou PKB), solubilidade em água e tamanho molecular, afetam a adsorção-dessorção por colóides do solo (BAILEY; WHITE, 1970).

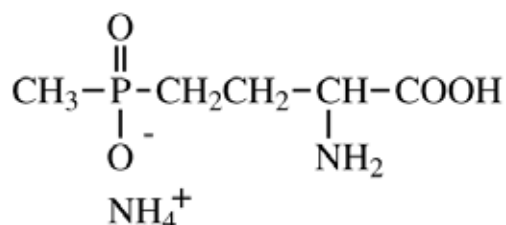
Após a sua aplicação, uma grande proporção de glufosinate vai se depositar sobre o solo. A adsorção é um dos fatores mais importantes que afetam o destino dos defensivos agrícolas no solo e, conseqüentemente, determinam a sua distribuição no sistema solo e água (GILES et al. 1960). O glufosinate de amônio pode ser fortemente adsorvido pelo solo rico em argila e pouco adsorvido em solo com baixo teor de argila (BEHRENDT et al. 1990; JEWELL; BUFFIN, 2001; AUTIO et al. 2004).

Ainda existem poucas informações disponíveis sobre o modo de dissipação do glufosinate no solo. Os ingredientes ativos do glufosinate são altamente estáveis na prateleira, mas são microbiologicamente degradados muito rapidamente no solo. Experiências de campo com glufosinate marcado com carbono 14 mostrou que não existe qualquer lixiviação em camadas de solo mais profundos do que 15 cm, o que é atribuído a rápida biodegradação (GOETZ et al. 1983.).

Adsorção e bioatividade do herbicida foram correlacionados com a matéria orgânica, teor de argila, e outros parâmetros do solo (WEBER; PETER, 1982). A matéria orgânica foi a superfície primária adsorvente no solo (RAHMAN et al. 1978; WEBER; PETER, 1982; NISHIMOTO; RAHMAN, 1985).

O glufosinato de amônio, que tem uma estrutura molecular  $C_5H_{15}N_2O_4P$  (Figura 1), tem uma solubilidade em água muito elevada de  $1370 \text{ g L}^{-1}$  (BEHRENDT et al. 1990). A sua meia-vida foi determinada em numerosos estudos

laboratoriais e varia de 3 a 70 dia (BEHRENDT et al. 1990; FABER et al. 1997; TOMLIN, 2000; DEVOS et al. 2008).



**Figura 1.** Estrutura da molécula do glufosinate de amônia.

A meia vida com maior intensidade ocorre em solos com argila e alto teor de matéria orgânica (ISMAIL; AHMAD, 1994). A natureza dos grupos funcionais é um dos fatores que determinam a característica química estrutural de uma molécula de defensivo agrícola influenciando assim a sua adsorção pelos colóides do solo e o mecanismo de adsorção. Ambos grupos amino e carbonil que existe na estrutura química do glufosinato podem participar na ligação de hidrogênio. A ligação hidrogênio parece ser o mecanismo mais importante para a adsorção de moléculas orgânicas polares não iônicas, tais como glufosinate em minerais de argila (KHAN, 1980).

O glufosinate não tem atividade residual, tendo uma restrição de rotação de 120 dias para a maioria das culturas e 70 dias para as culturas de cereais (ANONYMOUS, 2005). No entanto, em um ambiente não esterilizado, a degradação ocorre rapidamente com valores de DL 50 sendo relatados em 1 a 10 dias em solos arenosos (BEHRENDT et al. 1990; GALLINA; STEPHENSON, 1992; SMITH, 1989), 15 a 25 dias em solos argilosos (SMITH, 1989; SMITH; BELYK 1989) e 4 dias em áreas florestais (FARBER et al. 1997).

#### 4.2.2 Mecanismo de Ação

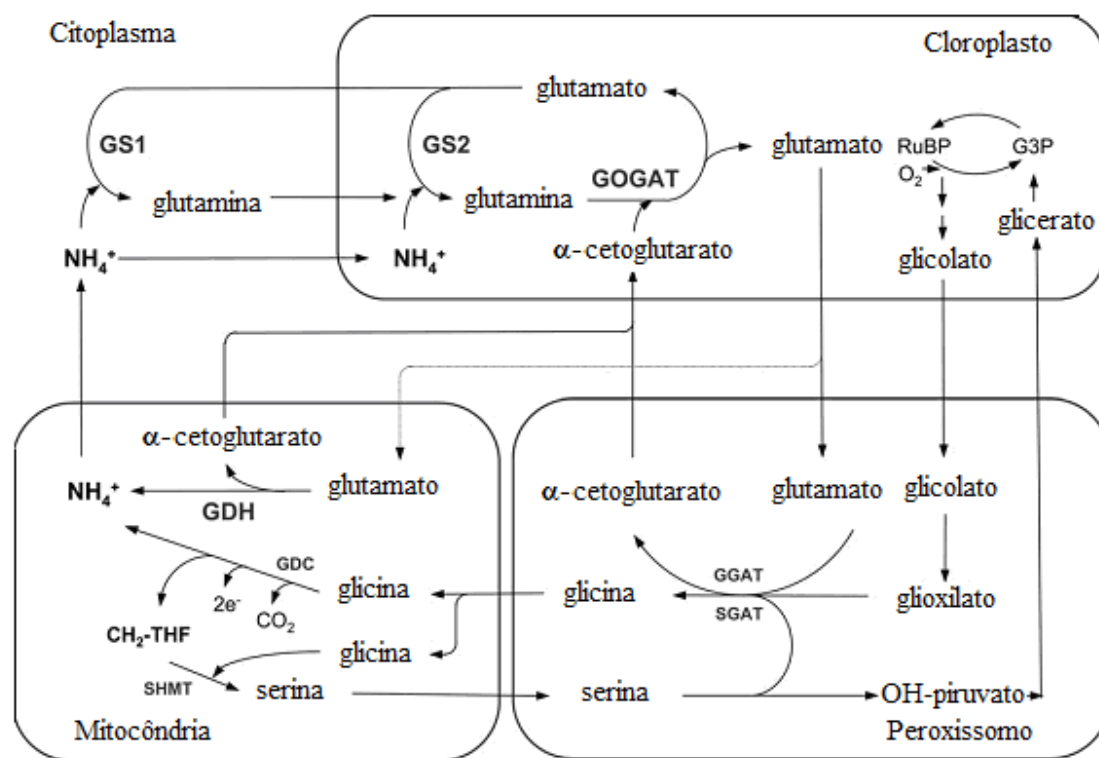
A amônia é trocada entre o dossel e a atmosfera, o que depende da concentração da amônia em ambos os compartimentos e na condutância estomática (HUSTED; SCHJOERRING, 1995). A concentração de amônia na fase gasosa da folha, sendo o ponto de compensação do  $\text{NH}_3$  da condutância estomática, é maior do que zero e é

determinada pelo amônio apoplástico, concentração de prótons e pelo efeito da temperatura na dissociação do  $\text{NH}_4^+$  (HUSTED; SCHJOERRING, 1996).

Glutamina sintetase, que tem alta afinidade com o amônio, mantém baixa a concentração celular deste elemento. Consequentemente, a concentração gasosa da amônia na cavidade subestomacal da folha é, na maioria dos casos, mais baixa do que na atmosfera, tendo como função da planta dissipar amônia. O ponto de compensação estomática do  $\text{NH}_3$  tem sido mostrado pela variação da nutrição de nitrogênio (MATTSSON; SCHJOERRING, 2003) e idade da folha (HILL et al. 2002). A importância da GS no controle do nível de amônio na planta, e assim, emissões de amônia, tem sido demonstrado pelo tratamento das plantas com um inibidor da GS, a sulfoximine metionina (MSO) (HUSTED; SCHJOERRING, 1995; MATTSSON; SCHJOERRING, 1996). MSO e ATP reagem para formar MSO-fosfato, que então ocupa o sítio ativo da enzima impedindo assim a atividade catalítica adicional (RONZIO et al. 1969). O glufosinate inibe a GS de uma maneira semelhante, e tem sido demonstrado que o herbicida é um inibidor da GS mais eficaz em plantas superiores do que o MSO (MANDERSCHIED; WILD, 1986; WILD; MANDERSCHIED, 1984).

Foi demonstrado por Devine et al. (1993) que determinados herbicidas influenciam algumas rotas metabólicas em culturas, direta ou indiretamente relacionadas ao metabolismo do nitrogênio. A glutamina sintetase é o local primário da assimilação do nitrogênio, catalisando a reação de  $\text{NH}_4^+$  e glutamato originando glutamina, sendo tal reação potencialmente inibida pelo herbicida glufosinate (HESS, 1995).

Em seguida uma amino-transferase, glutamato sintase (GOGAT), transfere o grupo amina de glutamina para  $\alpha$ -cetogluturato originando duas moléculas de glutamato. Uma das moléculas de glutamato é reaproveitada para nova incorporação de amônio, enquanto que a outra molécula de glutamato pode sofrer transaminações com diversos cetoácidos, entre eles o glioxilato, formando aminoácidos e recuperando o  $\alpha$ -cetogluturato (MATHEWS; HOLDE, 1990). O papel da GS e GOGAT no processo de transaminação (Figura 2) foi estabelecido na década de 80, através dos trabalhos de Woo e Osmond (1982) e Fentem et al. (1983). Eles vieram substituir o conceito de que a enzima glutamato desidrogenase (GDH) era responsável pela maior parte da incorporação do  $\text{NH}_4^+$  no  $\alpha$ -cetogluturato, formando o glutamato.



**Figura 2.** Diagrama proposto adaptado que envolve o metabolismo glutamato, com liberação de amônio e  $\alpha$ -cetoglutarato entre três compartimentos subcelulares (MASCLAUX-DAUBRESSE et al. 2006)

Em razão da inconsistência dos resultados dos trabalhos com a nitrito redutase, na procura de associação entre atividade enzimática e capacidade de assimilação do nitrogênio pelas plantas, foi levantada a hipótese de que a atividade das enzimas glutamina sintetase e glutamato sintase estaria mais relacionada a essa capacidade.

O nitrogênio presente no solo ou fornecido via fertilização é absorvido como  $\text{NH}_4^+$  ou  $\text{NO}_3^-$  (LEA, 1993). Subseqüentemente, o nitrogênio é incorporado para formar ácido glutâmico por uma seqüência de reações catalisadas por enzimas como GS e GOGAT e, no caso da absorção ocorrer na forma nítrica, também pela nitrato redutase (NR) e nitrito redutase (NiR), enzimas que mediam a redução do  $\text{NO}_3^-$  (LEA, 1993). A maioria destas enzimas é dependente do suprimento de energia via NADPH ou ferridoxina (HUPPE; TURPIN, 1994).

A assimilação do nitrogênio, juntamente com a de CO<sub>2</sub>, constitui-se na principal função de uma célula foliar. Há evidências de que a principal rota de assimilação do NH<sub>4</sub><sup>+</sup> produzido nos tecidos foliares é sua conversão em glutamina, seguida pela formação de glutamato, em reações mediadas pelas enzimas GS e GOGAT (LAM et al. 1995). A biossíntese e o metabolismo destes e de outros aminoácidos (glicina, serina, alanina, aspartato e asparagina) em plantas estão estreitamente associados com processos fotossintéticos (HUPPE; TURPIN, 1994).

O glufosinate inibe a GS, concorrendo com glutamato por sítios de ligação da enzima (LOGUSH et al. 1991). Uma vez fosforilada, glufosinate é irreversivelmente ligada à enzima (WALLSGROVE et al. 1983). Desde que a GS está envolvida na assimilação do NH<sub>4</sub><sup>+</sup> (WILD et al. 1984), a inibição causa aumento do amônio nos tecidos da planta (PETERSEN et al. 2001). Acúmulo do amônio tem sido utilizado como um indicador do desempenho do glufosinate e como indicador de tolerância ao glufosinate em plantas transgênicas (PETERSEN et al. 2000; PORNPROM et al. 2000). Entretanto, amônio não é causa exclusiva da morte da planta, mas o esgotamento de esqueletos de carbono, como glutamina, causando inibição indireta da fotorrespiração e fotossíntese (SEELYE et al. 1999). O acúmulo de amônio observado após tratamento com glufosinate foi menor em plantas C<sub>4</sub> do que em plantas C<sub>3</sub> (WENDLER et al. 1990). Isto corresponde a constatação de que a taxa de formação de amônio da fotorrespiração é maior em plantas C<sub>3</sub> do que em plantas C<sub>4</sub> (DEVI; RAGHAVENDRA, 1993).

Segundo Barberis (2012), em estudos com plantas de soja que receberam aplicação de glufosinate de amônio observou-se um aumento significativo da concentração de amônia nas plantas tratadas aos dois dias após aplicação (DAA).

Esse aumento do conteúdo de amônio ocasiona um deslocamento no espectro de aminoácidos das células vegetais (LEA et al. 1984; SAUER et al. 1987). Assim, os parceiros da reação de fotorrespiração importantes são removidos, a fotorrespiração é bloqueada, e a reação de luz da fotossíntese é deprimida (SAUER et al. 1987; WILD et al. 1987; LACUESTA et al. 1992). Coetzer e Al-Khatib (2001) descreveram uma rápida inibição da taxa fotossintética e um aumento na condutância estomática duas horas após a aplicação do glufosinate. Seis horas após a aplicação do glufosinate a taxa fotossintética em *Amaranthus palmeri* S. Watson foi reduzido em 63%.



Especula-se que a ação fitotóxica do glufosinate de amônio decorre de quatro processos: a) acúmulo de amônio nos cloroplastos; b) inibição da enzima rubisco por acúmulo de glioxilato na fotorrespiração devido a ausência de transaminação; c) redução de pH do interior do cloroplasto, atrapalhando a síntese de ATP; e d) inibição de redução de nitrato, dependente de luz (ROSS; LEMBI, 1985; BÖRGER; SANDMANN, 1989; DEVINE et al. 1993).

A inibição da glutamina sintetase causa rápido acúmulo nos níveis de  $\text{NH}_4^+$  intracelular, associada à ruptura da estrutura do cloroplasto, resultando na inibição da fotossíntese e na morte das células da planta. Embora a toxicidade de  $\text{NH}_4^+$  pareça ser o mecanismo de ação primário do glufosinate,  $\text{NH}_4^+$  pode não ser a causa principal da morte da célula na presença do inibidor. Além da toxicidade de  $\text{NH}_4^+$ , o efeito do herbicida na fotossíntese pode ser explicado pela inibição da síntese de proteínas (especialmente proteína  $\text{Q}_b$  envolvida no transporte de elétrons), pelo acúmulo de glioxalato tóxico devido à deficiência de aminoácidos doadores ou pela insuficiente regeneração de intermediários do ciclo  $\text{C}_3$  (DEVINE et al. 1993; KLECZKOWSKI, 1993), inibição direta da ribulose-1,5-bifosfato carboxilase e acúmulo de fosfoglicolato (WILD; WENDLER, 1993).

Segundo Barberis (2012), em estudos com plantas de soja submetidas a aplicação de glufosinate de amônio e de potássio, foram observados aumentos de glutamato entre 2 DAA e 6 DAA nas duas formulações. Para a glutamina, ocorreu redução desse composto na planta em relação a testemunha para todos os períodos e formulações. Já para a serina observou-se aumentos significativos nos níveis deste aminoácido nas plantas em relação a testemunha.

Lacuesta et al. (1992) descreveu o efeito do glufosinate de amônio na fluorescência da clorofila em folhas tratadas de cevada (*Hordeum vulgare* L.). Os autores descreveram uma diminuição na fluorescência máxima momentânea, bem como uma diminuição na extinção da fluorescência sob condições fotorrespiratórias após um tratamento com glufosinate. A extinção da fluorescência foi demonstrada como sendo proporcional ao rendimento quântico do fotossistema II (GENTY et al. 1989). Um baixo rendimento quântico após a aplicação do glufosinate indica que menos energia está disponível para a fotossíntese e a energia que não é usada pela planta é perdida como calor ou luz de fluorescência. Sendo

assim, a fluorescência da clorofila acaba servindo como um método de quantificação do efeito do glufosinate sobre a planta.

A relação inversa entre a fluorescência da clorofila e fotossíntese é a razão pela qual a medição da fluorescência da clorofila é um método eficaz e rápido para avaliar a eficácia dos herbicidas, cujo modo de ação envolve a inibição da fotossíntese (GENTY et al. 1989). A fluorescência da clorofila é um método rápido, que é amplamente utilizado para monitorizar e quantificar a contaminação do ambiente por herbicidas (KLEM et al. 2002).

A absorção de  $^{14}\text{C}$ -glufosinate mostrou-se muito rápida, ocorrendo durante as primeiras horas após a aplicação (STECKEL et al. 1997; PLINE et al. 1999). Esta rápida adesão explica a rápida redução do rendimento quântico do fotossistema II após a aplicação do herbicida glufosinate de amônio para plantas daninhas crucíferas observadas. Doses superiores a  $400 \text{ g i.a. ha}^{-1}$  causou uma forte diminuição no rendimento quântico do fotossistema II. No período de curto prazo, o rendimento quântico de *Sisymbrium loeselii* L. tratada com  $900 \text{ g i.a. ha}^{-1}$  de glufosinate de amônia, diminuiu para quase zero, nas mesmas condições experimentais. A mesma reação foi encontrada para *Symphytum officinale* L., *Sisymbrium altissimum* L. e *Descurainia sophia* L. indicando que o efeito do glufosinate de amônio foi semelhante nas plantas daninhas crucíferas.

Barberis (2012) em estudos com plantas de soja aplicadas glufosinate de amônio e glufosinate de potássio, observou que a partir dos 4DAA as plantas tratadas com o formulação sal de potássio, apresentaram menores porcentagens do transporte de elétrons do fotossistema II (ETR) do que as plantas tratadas com a formulação de sal de amônio.

#### **4.2.2.1 Assimilação do Amônio**

Em plantas superiores a assimilação de nitrogênio é o segundo maior processo metabólico, sendo superado apenas pela fixação fotossintética do  $\text{CO}_2$ . As plantas absorvem o nitrogênio do solo principalmente nas formas de nitrato e amônio disponíveis a partir da mineralização da matéria orgânica ou pela aplicação de fertilizantes químicos (COELHO et al. 1991).

O nitrogênio é considerado elemento essencial para as plantas, pois está presente na composição das mais importantes biomoléculas, tais como ATP, NADH, NADPH, clorofila, proteínas e inúmeras enzimas (MIFLIN; LEA, 1976; HARPER, 1994), sendo salientado como um dos principais fatores limitantes para o crescimento e desenvolvimento das plantas (MIFLIN; HABASH, 2002).

Os processos de absorção, assimilação e mobilização do nitrogênio envolvem mecanismos para a máxima eficiência de utilização, que inclui um sistema complexo de vias metabólicas reguladas que se alternam em razão do armazenamento, remobilização, reassimilação, reciclagem durante a fotorrespiração e distribuição entre as vias primárias e secundárias do metabolismo (STITT et al. 2002). Neste contexto, há uma forte dependência dos níveis de nitrogênio endógeno e exógeno, da forma disponível e da energia disponibilizada, bem como da localização e da regulação das enzimas envolvidas, as quais determinam os órgãos ou sítios de assimilação.

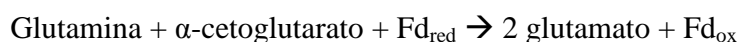
O nitrogênio uma vez absorvido, pode ser assimilado na própria raiz ou ser transportado para as folhas, onde, então, ocorre a sua assimilação. Nas folhas, a energia para as reações de assimilação do nitrogênio é gerada nos cloroplastos pela fotossíntese, no citosol pela glicólise, e nas mitocôndrias pelo ciclo do ácido tricarboxílico no processo de respiração (OAKS; HIREL, 1985; HUPPE; TURPIN, 1994). Nos cloroplastos, as reações catalisadas pelas enzimas nitrito redutase (RNi) e GOGAT exigem a redução da ferredoxina, o que é feito pelo sistema de transporte não-cíclico de elétrons (CRAWFORD, 1995).

A forma amoniacal de absorção do nitrogênio é tóxica para as células vegetais, levando a uma conversão do amônio a partir da assimilação do nitrato ou da fotorrespiração em aminoácidos. A principal rota para essa conversão envolve as ações seqüenciais da glutamina sintetase (GS) e da glutamato sintase (GOGAT) (LEA et al. 1992).

A glutamina sintetase combina o amônio com o glutamato para formar a glutamina:  $\text{Glutamato} + \text{NH}_4^+ + \text{ATP} \rightarrow \text{glutamina} + \text{ADP} + \text{P}_i$ . Essa reação necessita da hidrólise de uma molécula de ATP e envolve um cátion bivalente, como o  $\text{Mg}^{2+}$ ,  $\text{Mn}^{2+}$  ou  $\text{Co}^{2+}$  como um co-fator. As plantas possuem duas classes da glutamina sintetase, uma no citosol e a outra nos plastídios das raízes ou nos cloroplastos das partes aéreas. As formas citosólicas são expressas durante a germinação de sementes ou no sistema vascular das raízes e partes aéreas, produzindo glutamina para o transporte do nitrogênio intracelular. A glutamina sintetase nos

plastídios das raízes forma o nitrogênio amida que é consumido localmente, enquanto a glutamina sintetase dos cloroplastos das partes aéreas reassimila o  $\text{NH}_4^+$  da fotorrespiração (LAM et al. 1996). Tanto os níveis de carboidratos quanto os de luz alteram a expressão das formas dessa enzima presente nos plastídeos, mas apresentam pouco efeito nas formas citosólicas.

Os níveis elevados da glutamina nos plastídios estimulam a atividade da glutamato sintase. Essa enzima transfere o grupo amida da glutamina para o 2-oxoglutamato, produzindo duas moléculas de glutamato. As plantas possuem dois tipos de GOGAT: um recebe elétrons do NADH, e o outro, elétrons da ferredoxina (Fd):



A enzima do tipo NADH (NADH-GOGAT) está localizada nos plastídeos de tecidos não-fotossintéticos como raízes ou feixes vasculares de folhas em desenvolvimento. Nas raízes, a NADH-GOGAT está envolvida na assimilação do  $\text{NH}_4^+$  absorvido da rizosfera, enquanto, nos feixes vasculares de folhas em desenvolvimento, a NADH-GOGAT assimila a glutamina translocada das raízes ou das folhas senescentes.

A glutamato sintase do tipo ferredoxina-dependente (Fd-GOGAT) é encontrada nos cloroplastos e age no metabolismo fotorrespiratório do nitrogênio. Tanto a quantidade da proteína quanto a sua atividade aumenta com os níveis de luz. As raízes, em particular naquelas sob nutrição com nitrato, têm Fd-GOGAT nos plastídios. Provavelmente, a finalidade da Fd-GOGAT das raízes seja incorporar a glutamina gerada durante a assimilação do nitrato (TAIZ; ZEIGER, 2009).

Uma vez assimilado em glutamina e glutamato, o nitrogênio é incorporado a outros aminoácidos por meio de reações de transaminação. As enzimas que catalizam tais reações são conhecidas como aminotransferases. Um exemplo é o aspartato aminotransferase (Asp-AT): Glutamato + oxaloacetato  $\rightarrow$  aspartato + 2-oxoglutarato, em que o grupo amino do glutamato é transferido para o átomo carbóxi do aspartato. O aspartato é um aminoácido que participa do transporte malato-aspartato, no processo de transferência de

equivalentes redutores das mitocôndrias e cloroplastos para o citosol e no transporte do carbono a partir das células do mesofilo até a bainha do feixe vascular no processo de fixação C<sub>4</sub> do carbono. Todas as reações de transaminação requerem o piridoxal fosfato (vitamina b<sub>6</sub>) como co-fator (TAIZ; ZEIGER, 2009).

As aminotransferases são encontradas no citoplasma, nos cloroplastos, nas mitocôndrias, nos glioxissomos e nos peroxissomos. As aminotransferases localizadas nos cloroplastos podem desempenhar um importante papel na biossíntese dos aminoácidos, pois folhas ou cloroplastos isolados expostos ao dióxido de carbono marcado radiotivamente incorporam rapidamente a marca em glutamato, aspartato, alanina, serina e glicina (TAIZ; ZEIGER, 2009).

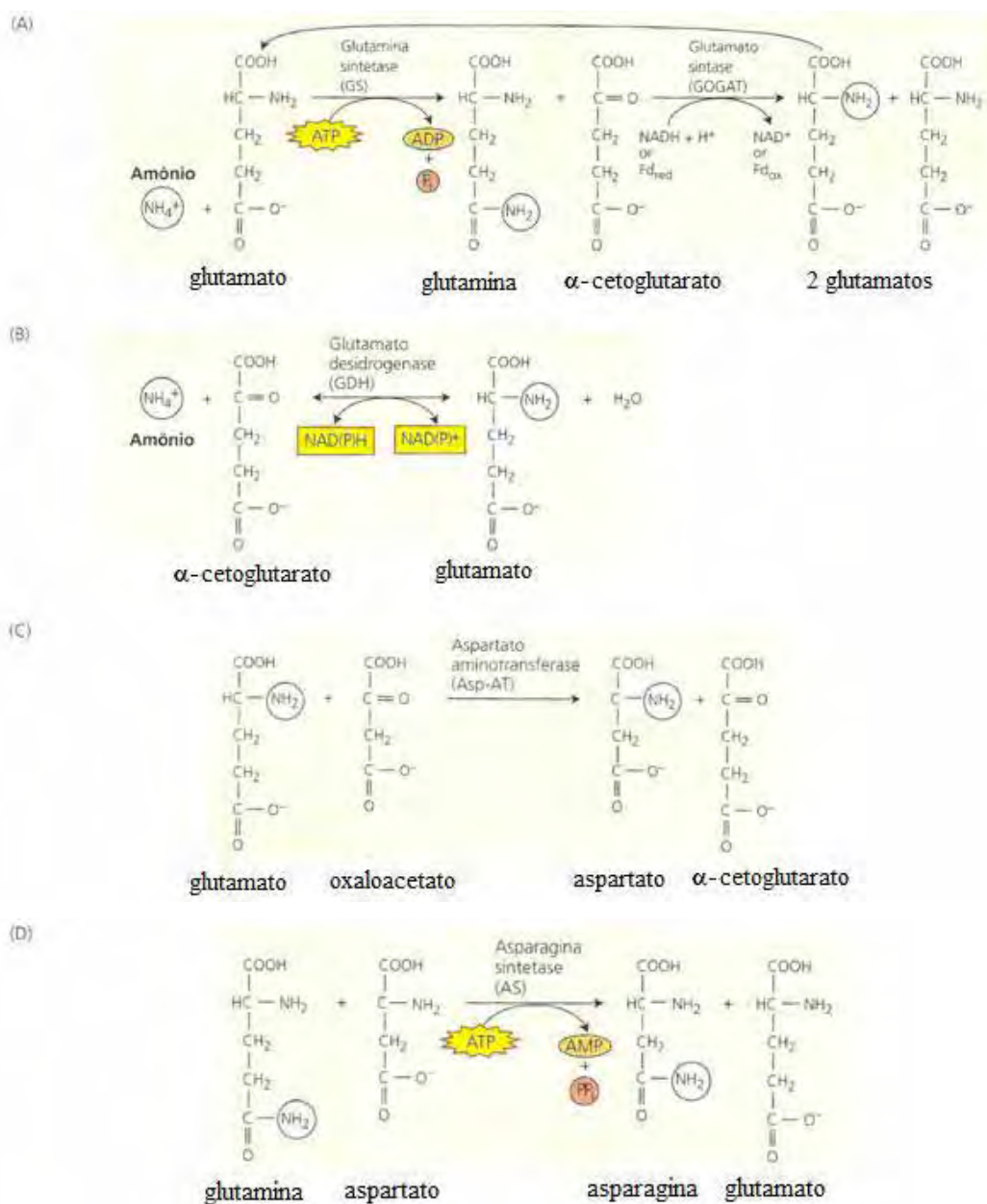
A asparagina, isolada pela primeira vez do aspargo em 1806, foi a primeira amida a ser identificada (LAM et al. 1996). Esse aminoácido não atua apenas como um precursor de proteína, mas como um elemento-chave no transporte e no armazenamento do nitrogênio, devido à sua estabilidade e à alta razão nitrogênio:carbono. A principal rota para a síntese da asparagina envolve a transferência do nitrogênio amida da glutamina para a asparagina:



A asparagina sintetase (AS), a enzima que catalisa essa reação, é encontrada no citosol das células das folhas e raízes e nos nódulos que fixam o nitrogênio. Em raízes de milho, sobretudo aquelas sob níveis potencialmente tóxicos de amônia, o amônio pode substituir a glutamina como fonte do grupo amida (SIVASAKAR; OAKS, 1996).

Níveis altos de luz e de carboidratos – condições que estimulam a GS e a Fd-GOGAT dos plastídios – inibem a expressão dos genes que codificam AS e a atividade da enzima. A regulação antagônica dessas rotas competitivas auxilia no balanço do metabolismo do carbono e do nitrogênio nos vegetais (LAM et al. 1996). As condições de ampla energia estimulam a GS e a GOGAT e inibem a AS, favorecendo, assim, a assimilação do nitrogênio em glutamina e em glutamato, compostos ricos em carbono e que participam da síntese de novos materiais vegetais.

Em comparação, as condições limitadas de energia inibem a GS e a GOGAT, estimulam a AS, favorecendo, portanto a assimilação do nitrogênio em asparagina, um composto rico em nitrogênio e suficientemente estável para ser transportado em longas distâncias e armazenado por muito tempo.



**Figura 3.** Assimilação do amônio nas plantas (TAIZ; ZEIGER, 2009).

Os genótipos eficientes no uso do nitrogênio são aqueles que têm alta capacidade de incorporar o íon amônio em aminoácidos, através das enzimas glutamina sintetase e glutamato sintase. Assim, Machado et al. (1992) demonstraram uma alta correlação entre a atividade da enzima glutamina sintetase e a produção de grãos de genótipos de milho. Esse e outros trabalhos indicaram que a determinação da atividade da enzima glutamina sintetase poderia ser utilizada como um parâmetro auxiliar na seleção de genótipos mais eficientes na utilização do nitrogênio.

É importante destacar que existe variabilidade genética para essa característica (MACHADO et al. 1992; MAGALHÃES et al. 1993). O uso generalizado desse parâmetro, no entanto, fica limitado pelo fato de que a assimilação do amônio em aminoácidos só é limitante quando somente essa forma de nitrogênio é suprida às raízes e/ou quando a quantidade absorvida excede a capacidade assimilatória da planta (HARPER, 1994).

#### 4.2.2.2 Absorção e Translocação

O glufosinate é um herbicida de contato, por isso, exige cobertura completa para garantir o amplo espectro de ação em gramíneas e plantas daninhas de folha larga (CORBETT et al. 2004; STECKEL et al. 1997). A absorção do glufosinate ocorre através das folhas e caules e os danos estão restritos às partes das plantas que estão em contato direto com o produto. O agente tensioativo aniônico, polioxietileno de sódio alquiléter sulfato (AES), normalmente é adicionado para aumentar a absorção de glufosinate pela planta. O ingrediente ativo pode mover-se dentro das folhas, porém não se conhece claramente a translocação para outras partes da planta, tais como rizomas subterrâneos ou estolões. Em plantas perenes, contudo, a quantidade translocada para rizomas pode ser muito importante, tal como indicado pelas experiências de Köcher e Löttsch (1985), que descobriram que o glufosinate inibia o crescimento e rebrota de rizomas de *I. cilíndrica*. Haas e Mtiller (1987) relataram que, em estudos de cromatografia em camada fina, de 11 a 13% do [<sup>14</sup>C] com glufosinate de amônio foi absorvido pelas plantas e metabolizado em 3-MPFA [<sup>14</sup>C] na parte aérea e 0,2 a 0,6% nas raízes das três espécies estudadas. Eles encontraram uma correlação entre a sensibilidade ao herbicida glufosinate de amônio e a taxa de translocação no floema.

As razões para a translocação limitada do glufosinate não são completamente compreendidos (BERIAULT et al. 1999). De acordo com Kleier (1988), as características físico-químicas do glufosinate demonstram condições para a mobilidade no floema. Portanto, assumiu-se que a ação rápida no local da aplicação provoca fitotoxicidade localizada nas folhas limitando a translocação. Pesquisas anteriores com glufosinate mostram que a translocação do herbicida na planta ocorre, principalmente, a partir do ponto da aplicação para a ponta da folha, indicando movimento pelo xilema. Kumaratilake et al. (2002) relataram que 55% do glufosinate aplicado foi encontrado nas pontas das folhas de aveia (*Avena sterilis* L.) 24 horas após o tratamento e 75% em folhas tratadas de azevém (*Lolium rigidum* Gaudin). Em contraste, a translocação do herbicida glufosinate para a base da folha tratada, meristema e outras folhas era de 11% em azevém e 22% na aveia. Outros estudos também mostraram que a translocação na folha tratada foi baixo e variando entre espécies (BERIAULT et al. 1999; COETZER et al. 2001; MERSEY et al. 1990; NETO et al. 2000; PLINE et al. 1999).

O glufosinate tem alguma mobilidade no floema e xilema (SHELP et al. 1992). No entanto, não tendem a translocar-se por um maior número de folhas do que as tratadas (MASCHHOFF et al. 2000), sendo principalmente transportado pelo xilema para as pontas da folha devido a transpiração (ANDERSON et al. 1993). No entanto, em algumas espécies Haas e Mueller (1987), Mersey et al. (1990) e Steckel et al. (1997) observaram translocação de  $^{14}\text{C}$  marcado no glufosinate de amônia através do floema para as raízes.

A influência de diferentes fatores ambientais sobre a eficácia do glufosinate de amônia tem sido relatada na literatura. Baixas temperaturas (DONN, 1982; LANGELÜDDEKE et al. 1988; MATHIASSEN; KUDSK, 1993), baixa umidade relativa (ANDERSON et al. 1993; MATHIASSEN; KUDSK, 1993; PETERSEN; HURLE, 2001) e chuvas até cinco ou seis horas após o tratamento (LANGELÜDDEKE et al. 1988) podem diminuir a eficácia do produto. Queda na radiação fotossinteticamente ativa também podem reduzir a eficácia do glufosinate (KÖCHER, 1983). A influência negativa de baixa temperatura é principalmente, devido à diminuição da atividade metabólica das plantas. Alta umidade relativa aumenta a absorção e translocação através da maior hidratação da cutícula e pelo prolongamento do tempo de secagem das gotículas (Hull, 1970). Coetzer et al. 2001 relataram que menos de 5% do glufosinate aplicado foi translocado nas folhas tratadas de três



espécies de *Amaranthus* em baixa umidade relativa. Em um estudo similar, Ramsey et al. (2002) demonstraram que a exposição de aveia selvagem (*Avena fatua* L.) a 95% de umidade relativa revelam um aumento na eficácia do glufosinate quando comparado com 40% de umidade relativa.

A absorção aproxima-se do máximo entre as primeiras 24h após o tratamento, na maioria das espécies (STECKEL et al. 1997). A translocação do glufosinate é mínima comparada ao glyphosate, apesar de terem propriedades químicas semelhantes (BERIAULT et al. 1999). Embora a translocação do glufosinate seja mínima, a maior translocação tem sido observado em espécies suscetíveis do que naquela que são mais tolerantes (KUMARATILAKE et al. 2002). A luz é um requisito para a atividade ótima do glufosinate em várias espécies de plantas daninhas (WILD; MANDERSCHIED, 1984).

Os níveis observados de tolerância ao herbicida glufosinate tem sido atribuído a fatores como temperatura, umidade, estágio de crescimento, quantidade de aplicação, época de aplicação, espécie e fatores fisiológico tais como a absorção e translocação ( COETZER et al. 2001; GRANGEOT et al. 2005; MASCHOFF et al. 2000). Por demonstrar um baixo nível de metabolismo, visto em várias espécies, não tem sido considerado como um fator de tolerância em espécies daninhas ao glufosinate (JANSEN et al. 2000; NETO et al. 2000). Metabolismo rápido de vários metabólitos tem sido observado em transgênicos, como o milho resistente ao glusofinate (RUHLAND et al. 2004).

## 5 MATERIAL E MÉTODOS

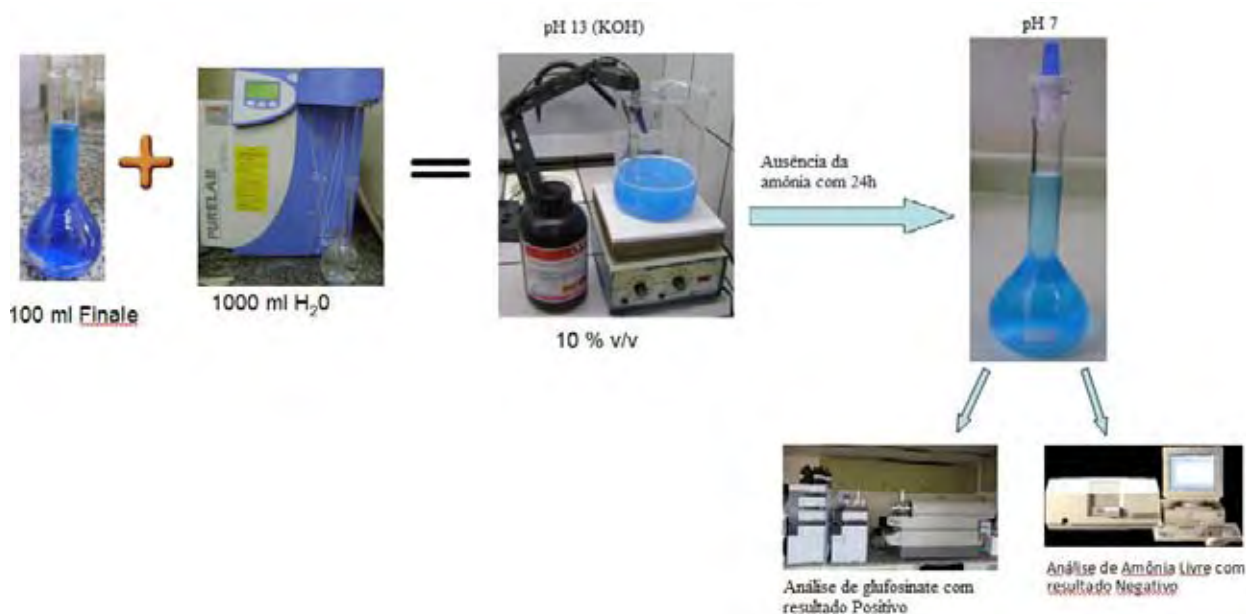
O experimento foi conduzido em casa-de-vegetação com temperatura média de 15 a 28°C e umidade relativa de 70 a 90% no Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia - NuPAM, pertencente ao Departamento de Produção Vegetal da Faculdade de Ciências Agrônômicas da UNESP, Campus de Botucatu/SP.

Foram utilizados vasos com capacidade de cinco litros, preenchidos com substrato Tropstrato HT Hortaliças composto por Superfosfato Simples, Nitrato de Potássio, Turfa, Vermiculita expandida e Casca de pinus, enriquecido com macro e micronutrientes, com pH 5,8 ( $\pm 0,5$ ). Foram cultivadas oito plantas de algodão cultivar FiberMax 910, cinquenta plantas de *Brachiaria decumbens* Stapf e *Ipomoea grandifolia* Dammer por vaso. O desbaste foi realizado aos 21 dias após o plantio, deixando-se quatro plantas de algodão e dez de cada planta daninha por vaso, o que permitiu biomassa suficiente para as avaliações realizadas.

As plantas foram tratadas com duas formulações distintas de glufosinate: glufosinate de amônio e glufosinate de potássio. A formulação de glufosinate de

potássio foi desenvolvida em laboratório para se avaliar a interferência da amônia presente na formulação comercial na quantificação da amônia presente no interior das plantas, associado a velocidade de absorção de cada herbicida.

A formulação do glufosinate de potássio foi desenvolvida conforme Barberis (2012) sendo utilizado uma alíquota de 100 ml do produto comercial Finale em 900 ml de água, correspondendo a concentração de 10% v/v da formulação original do produto. O pH da solução foi elevado a 13,0 com Hidróxido de Potássio (KOH) em capela com ventilação forçada para que a volatilização da amônia ocorresse de forma espontânea. Após 24 horas constatou-se que o produto estava sem a presença da amônia analisando-se uma amostra do produto e quantificando-se a amônia presente na mesma. Foi ajustado o pH 7,0 para a formulação de glufosinate do potássio. Após este procedimento o glufosinate presente na formulação foi quantificado por cromatografia e espectrometria de massas, comprovando que não ocorreram perdas do herbicida durante o preparo da formulação (Figura 4).



**Figura 4.** Preparação da formulação glufosinate de potássio.

A aplicação dos herbicidas nos diferentes experimentos foi realizada em um pulverizador estacionário (Figura 5) equipado com uma barra de pulverização constituída por quatro pontas XR 110.02, espaçadas de 0,5 m e posicionadas a 0,5 m de altura em relação às plantas. Para a aplicação do glufosinate de amônio e do glufosinate de potássio,

o sistema foi operado com velocidade de deslocamento de  $1 \text{ m s}^{-1}$ , o que corresponde a 45,0 Hertz no modulador de frequência, com consumo de calda correspondente a  $200 \text{ L ha}^{-1}$ . O equipamento foi operado com pressão constante de 1,5 bar, por meio de ar comprimido. O mesmo equipamento foi utilizado para a simulação das chuvas de 40 mm em cada um dos tratamentos (Figura 6).



**Figura 5.** Pulverizador estacionário utilizado para a aplicação das formulações do herbicida e simulação de chuva.



**Figura 6.** Detalhe da simulação da chuva nas plantas pelo pulverizador estacionário.

O experimento foi instalado com delineamento inteiramente casualizado, em arranjo fatorial com quatro repetições. Os tratamentos constaram de duas formulações do herbicida, glufosinate de amônio ( $2,0 \text{ L p.c. ha}^{-1}$ ) e glufosinate de potássio ( $2,0 \text{ L ha}^{-1}$ ), cinco períodos sem a ocorrência de chuvas: 1; 3; 6; 24 e 48 h após aplicação e uma testemunha sem aplicação. As plantas para as análises laboratoriais foram coletadas com 2 dias após aplicação, quando começaram a aparecer os primeiros sintomas de intoxicação visual. As variáveis analisadas foram teor de amônia, teor dos compostos pertencentes a rota metabólica de ação do glufosinate (glutamato e glutamina) e teor de glufosinate, sintomas de intoxicação visual e taxa de transporte de elétrons (ETR).

No momento da aplicação, as plantas de algodão estavam com a segunda folha verdadeira inteiramente expandida e a terceira em expansão com aproximadamente 30 cm de altura (Figura 7), a *Brachiaria decumbens* Stapef estava perfilhada com aproximadamente 36 cm de altura (Figura 8) e a *Ipomoea grandifolia* Dammer apresentava em média 18 cm de altura e com gavinhas (Figura 9).



**Figura 7.** Detalhe das plantas de algodão no momento da aplicação.



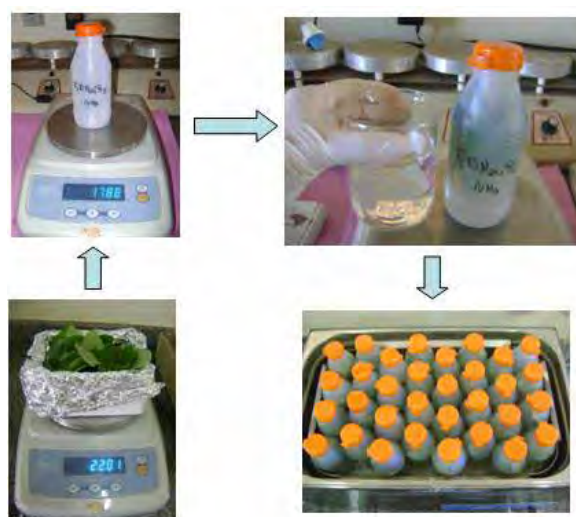
**Figura 8.** Detalhe das plantas de *Brachiaria decumbens* no momento da aplicação.



**Figura 9.** Detalhe das plantas de *Ipomoea grandifolia* no momento da aplicação.

A análise para quantificação da amônia foi realizada segundo protocolo de Petersen e Hurlle (2000), utilizando-se colorimetria pela ação de reagentes e determinação via espectrofotômetro. A metodologia de extração foi desenvolvida por Barberis (2012) com o objetivo de recuperar toda a amônia da folha, tendo esta análise grande importância na discussão dos resultados com base nos diferentes tipos de produtos aplicados (glufosinate de amônio e glufosinate de potássio), relacionado a diferentes períodos de chuva.

Para a extração da amônia foram utilizadas garrafas de poliestireto de 300 mL, previamente tratadas, com água acidificada a pH=3,5 com HCl como recipiente para as folhas, coletando-se todas as folhas de cada planta por repetição. A biomassa coletada foi determinada por diferença de peso, aos dois dias após aplicação dos tratamentos. As folhas coletadas foram submetidas a banho de ultrassom por 60 minutos (Figura 10) e em seguida a amônia foi quantificada na solução. Realizado leitura da absorbância das amostras em 630 nm.



**Figura 10.** Sequência de coleta das folhas para extração da amônia.

Foram realizadas quantificações dos compostos glutamato, glutamina e glufosinate em um sistema LC-MS/MS conforme descrito por Barberis (2012), apresentando uma resposta uniforme a grupos de compostos com características similares, mantendo uma relação aproximadamente constante entre a intensidade de sinal (área do pico cromatográfico) e a concentração dos diferentes compostos expressas em unidades molares.

O sistema LC-MS/MS (Figura 11) é composto por um Cromatógrafo Líquido de Alta Eficiência (HPLC), Shimadzu, modelo Proeminence UFLC, que combina

análise ultra-rápida e excelente performance de separação, com alta confiabilidade de resultados; equipado com duas bombas LC-20AD, autoinjeter SIL-20AC, degazeificador DGU-20A5, sistema controlador CBM-20A (permite a operação totalmente automatizada) e forno CTO-20AC (para controle da temperatura da coluna). Acoplado ao HPLC está o espectrômetro de massas 3200 Q TRAP (Applied Biosystems), híbrido do tipo triplo quadrupolo.



**Figura 11.** Cromatógrafo Líquido (Proeminence UFLC) acoplado ao espectrômetro de massas (3200 Q TRAP) LC-MS/MS. Botucatu/SP, 2012.

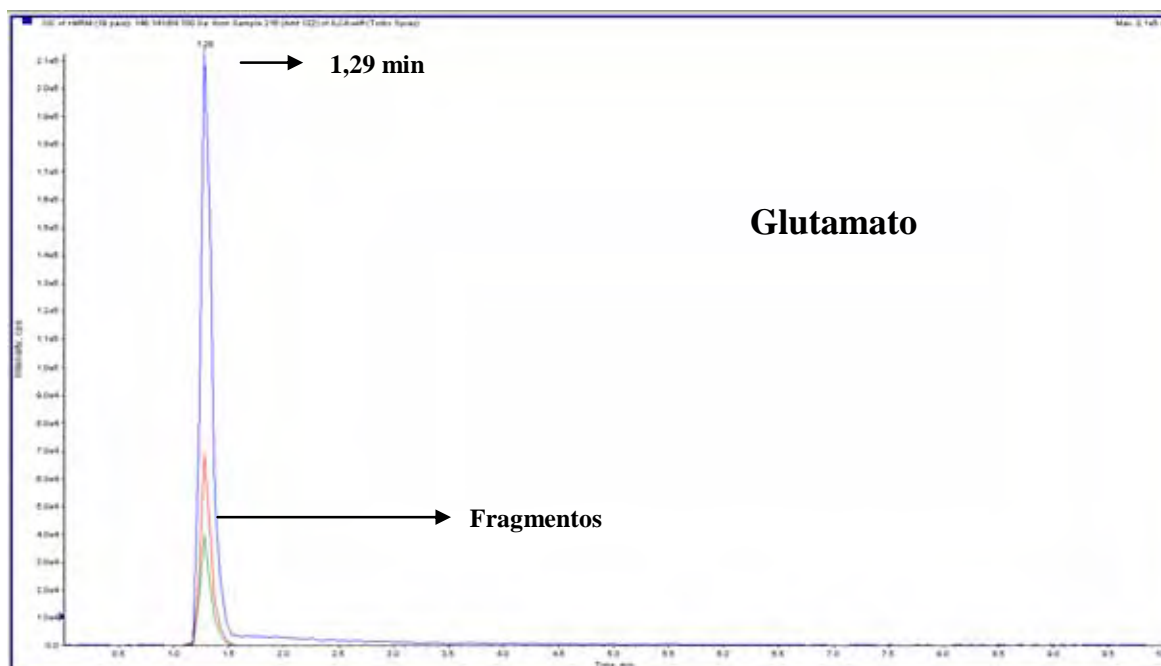
A utilização do LC-MS/MS possibilita o controle do íon molecular e de transições iônicas provenientes da fragmentação do mesmo, garantindo a sensibilidade e a especificidade necessárias para a quantificação dos analíticos, em concentrações, por vezes vestigiais, presentes em matrizes de elevada complexidade. A massa molecular e os fragmentos gerados a partir de cada molécula estão apresentados na Tabela 1. O fragmento utilizado para quantificação de cada um dos compostos foi sempre o primeiro apresentado na Tabela 1, para cada composto. A detecção e separação dos compostos foram realizadas em uma corrida e os tempos de retenção dos compostos retidos pela coluna cromatográfica foram: glutamina (1,41 min), glutamato (1,29 min) e glufosinate (1,26 min). A Figura 12, 13 e 14 representam o cromatograma do padrão analítico do composto glutamato, glutamina e



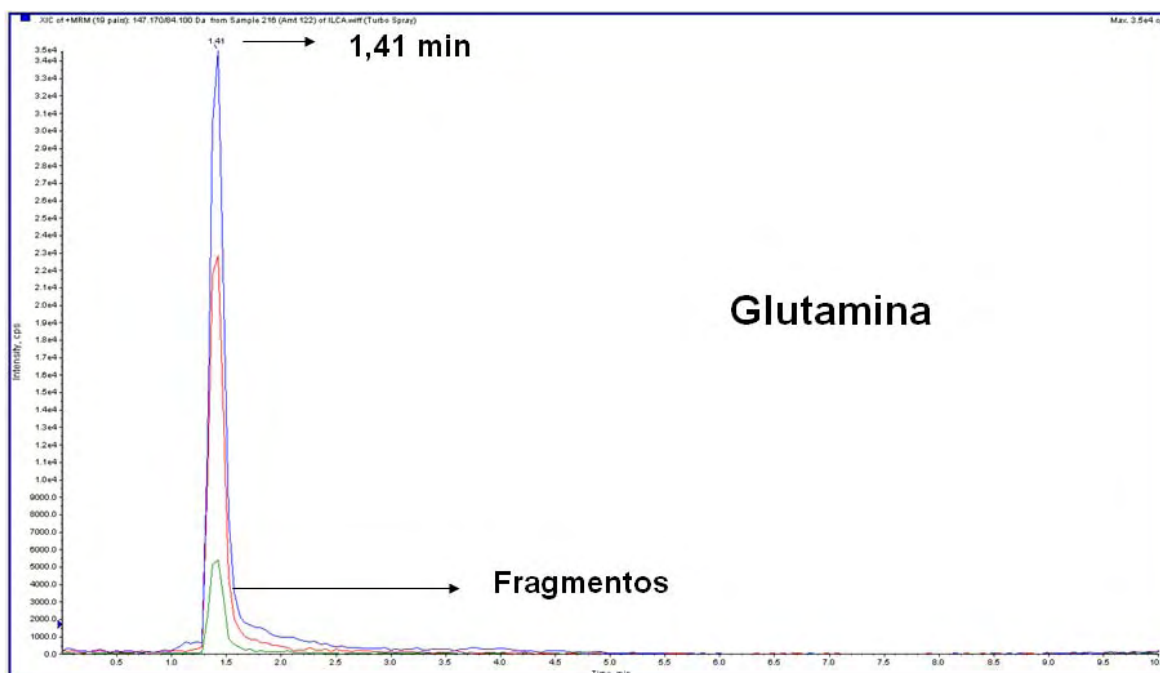
glufosinate, respectivamente, nas condições descritas anteriormente. A Tabela 2 representa as curvas analíticas e as faixas de concentração para cada composto analisado.

**Tabela 1.** Massa molecular e íons secundários dos compostos analisados.

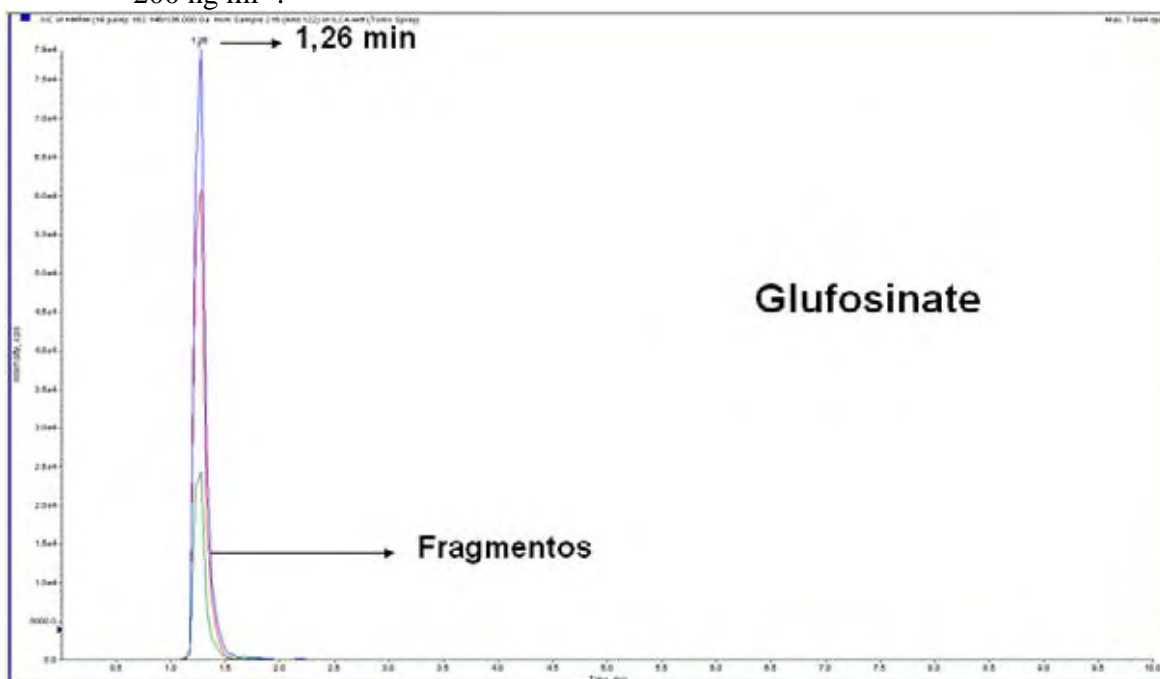
<b>Compostos</b>	<b>Massa Molecular</b>	<b>Íons Secundários (Fragmentos)</b>
Glutamina	147,17	84,1 130,1 56,2
Glutamato	148,147	84,1 130,1 56,1
Glufosinate	182,146	136 56 119,2



**Figura 12.** Cromatograma do glutamato com os respectivos fragmentos na concentração de  $200 \text{ ng ml}^{-1}$ .



**Figura 13.** Cromatograma da glutamina com os respectivos fragmentos na concentração de  $200 \text{ ng ml}^{-1}$ .

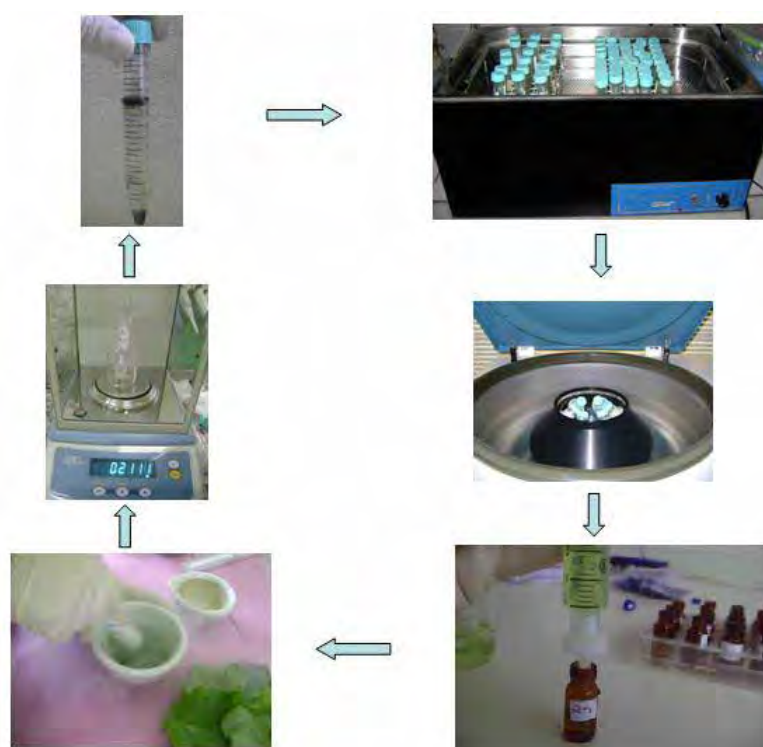


**Figura 14.** Cromatograma do glufosinate com os respectivos fragmentos na concentração de  $200 \text{ ng ml}^{-1}$ .

**Tabela 2.** Curvas analíticas e faixas de concentração para cada composto analisado. Botucatu/SP, 2012.

Compostos	Equação da reta	R <sup>2</sup>	Intervalo linear (ng.ml <sup>-1</sup> )
Glutamina	$y = 3,82.e + 003.x + (- 35,5)$	0,9948	84 - 100
Glutamato	$y = 1,16.e + 003.x + 245$	0,9960	84 - 100
Glufosinate	$y = 607.x + (-207)$	0,9939	136 - 000

Foram coletadas todas as folhas de uma planta por repetição, as quais foram maceradas em nitrogênio líquido e homogeneizadas. Uma alíquota de 200 mg da amostra foi pesada em tubo falcon, adicionado 10 mL da solução extratora de 75% H<sub>2</sub>O:25% Metanol, e levadas para banho em ultrassom por 30 minutos. Após centrifugação por 3.500 x g por 5 minutos, o sobrenadante foi filtrado com filtro milipore 0,2 µm (Figura 15) e as amostras analisadas em LC-MS/MS.



**Figura 15.** Sequência da extração para quantificação dos compostos glutamato, glutamina e glufosinate.

Foram ate. realizadas avaliações do fluxo de transporte de elétrons (ETR) do fotossistema II aos 0, 1, 2, 3, 4, 6 e 8 dias após aplicação (DAA). O aparelho

utilizado nessa avaliação foi um fluorômetro portátil (Multi-Mode Chlorophyll Fluorometer OS 5p – Opti Sciences) (Figura 16), as leituras ocorreram nas folhas completamente abertas e fotossinteticamente ativas. O protocolo utilizado para as medições foi o Yield.



**Figura 16.** Fluorômetro portátil Multi-Mode Chlorophyll Fluorometer OS5p.

As avaliações de intoxicação foram realizadas visualmente por meio de uma escala percentual de notas onde “0” representa nenhum efeito e “100” a morte das plantas aos 1, 3, 6, 8 e 10 dias após a aplicação (DAA) de glufosinate.

Para análise dos resultados da quantificação da amônia, compostos e intoxicação das plantas, foram realizadas regressões por meio do programa Sigma Plot, versão 11. O modelo de Mitscherlich foi utilizado para ajustar os dados dos teores de glutamato, glutamina e amônia. Quando não foi possível ajustar o modelo de Mitscherlich foram ajustados modelos exponencial e hiperbólico racional. Para as avaliações de ETR, foram realizadas análises de variâncias e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

## 6 RESULTADOS E DISCUSSÃO

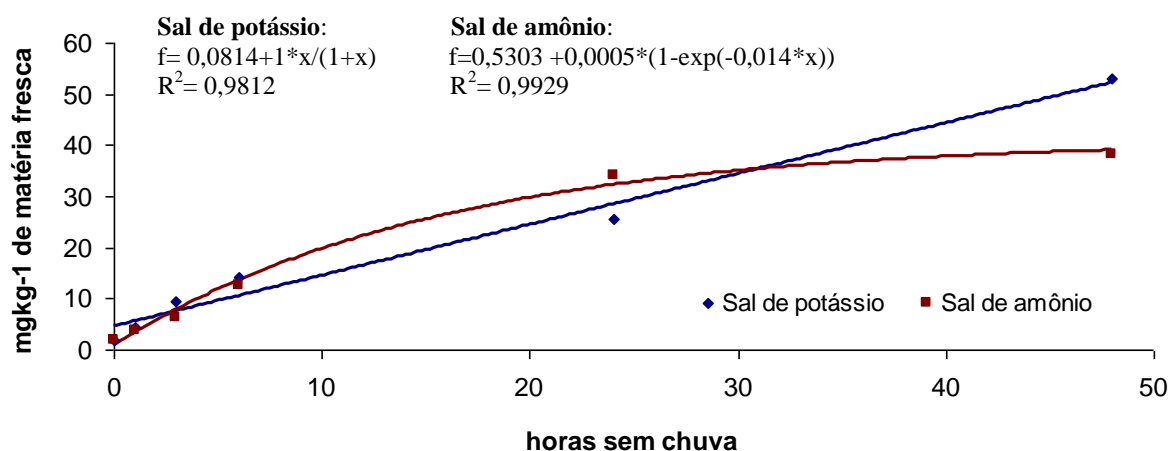
Na Figura 17 estão representadas a quantidade e a velocidade de absorção do glufosinate para cada formulação do herbicida nas plantas de algodão em relação a horas sem chuva, após sua aplicação. Pode-se observar que houve absorção do herbicida, na formulação de sal de amônio até 24 h e para a formulação de sal de potássio até 48 h sem chuva. De maneira geral, observa-se uma absorção mais rápida e em maior quantidade para a formulação de sal de amônio nas primeiras 24 h sem chuva. Após esse período, o comportamento se inverte, com o algodão absorvendo mais a formulação de sal de potássio, o que coincide com o maior acúmulo de amônia causada por este herbicida (Figura 20). Apesar da absorção do herbicida ser lenta e os maiores teores nas plantas terem sido encontrados após pelo menos 24 h sem chuva, observa-se que os maiores níveis de intoxicação medidos pelo acúmulo de amônia ocorreram mesmo sem que o herbicida tivesse sido absorvido em maiores quantidades.

A quantidade de glufosinate absorvida para cada formulação por plantas de *B. decumbens* está representada na Figura 18. Pode-se verificar que ambas as formulações apresentaram curvas de velocidade de absorção semelhantes, no entanto, a

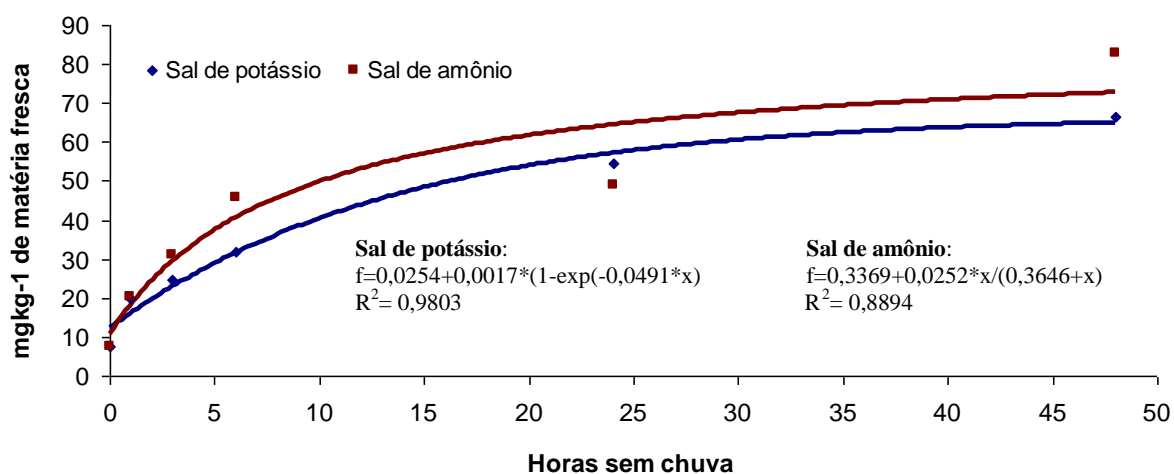
formulação de sal de amônio é absorvida em maior quantidade em todo o período avaliado. Para esta formulação, maiores acúmulos de amônia foi observado nas plantas.

Na Figura 19 pode-se observar os resultados dos teores de glufosinate nas plantas de *I. grandifolia* semelhante ao comportamento de *B. decumbens*, a formulação de sal de amônio é absorvida em maior quantidade e mais rapidamente até 24 h sem chuva e após este período os resultados se invertem, onde passa a ser absorvido em maior quantidade a formulação de sal de potássio, semelhando ao comportamento observado para o algodão. Essas espécies apresentam metabolismo C<sub>3</sub>, o que pode explicar o comportamento semelhante, porém com diferenças na metabolização, pois o sal de potássio manifestou maior concentração de amônia, tornando-se assim, mais tóxico já nas primeiras horas sem chuva. Diferenças na tolerância ao glufosinate de amônio entre as espécies foram explicadas em termos de taxa e extensão de absorção e/ou a translocação do herbicida (ACASTER; WEITZMAN, 1985; KÖCHER; LÖTZSCH, 1985) e/ou na capacidade das espécies para desintoxicar ou inativar o herbicida (ACASTER; WEITZMAN, 1985; HAAS; MULLER, 1987).

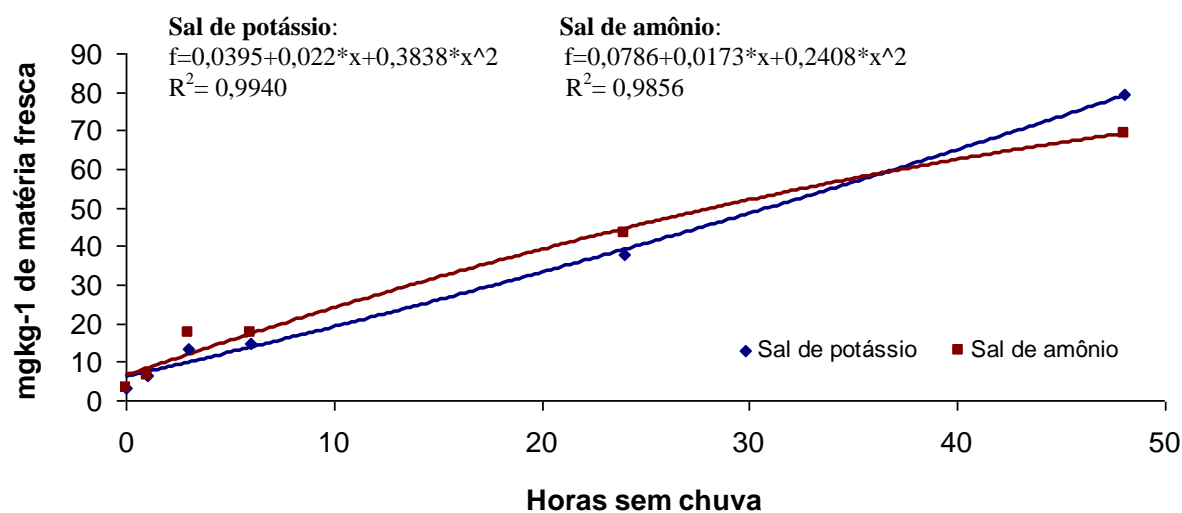
Sal



**Figura 17.** Concentração do glufosinate ( $\text{mg kg}^{-1}$ ) na matéria fresca das plantas de algodão em relação a horas sem chuva aos dois dias após aplicação (DAA). Botucatu/SP, 2012.



**Figura 18.** Concentração do glufosinate ( $\text{mg kg}^{-1}$ ) na matéria fresca das plantas de *B. decumbens* em relação a horas sem chuva aos dois dias após aplicação (DAA). Botucatu/SP, 2012.

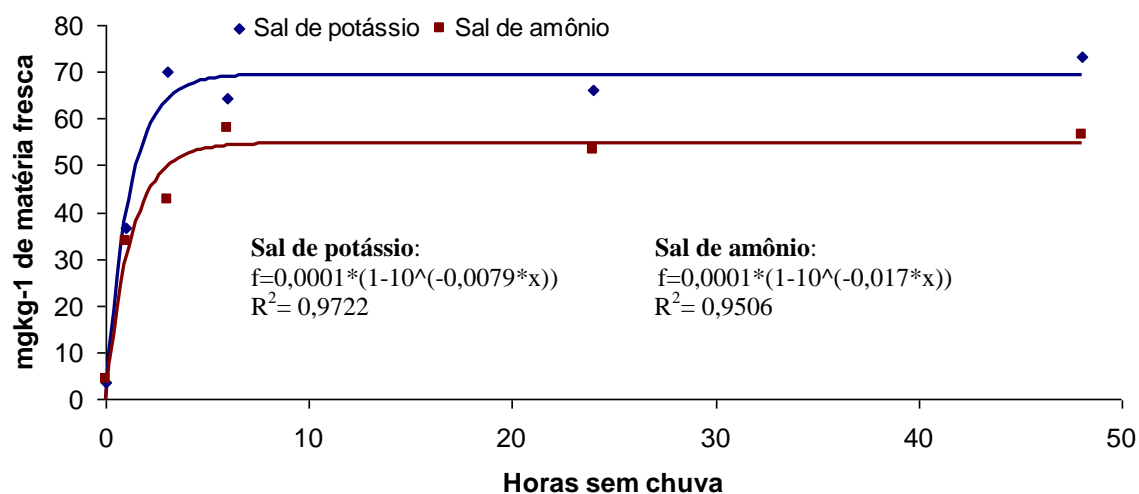


**Figura 19.** Concentração do glufosinate ( $\text{mg kg}^{-1}$ ) na matéria fresca das plantas de *I. grandifolia* em relação a horas sem chuva aos dois dias após aplicação (DAA). Botucatu/SP, 2012.

Na Figura 20 estão apresentados os resultados das concentrações de amônia nas plantas de algodão para as duas formulações de glufosinate testadas. Pode-se observar que a formulação de sal de potássio demonstrou maior acúmulo de amônia, sendo evidenciado que esta formulação promoveu maiores níveis de intoxicação nessa cultura. Observa-se que do momento da aplicação até aproximadamente 5 h sem chuva, a concentração

de amônia estabiliza no interior das plantas para ambas as formulações, demonstrando que o glufosinate necessita de 5 h sem chuva após a aplicação para que ocorra absorção suficiente do produto.

O fato do amônio presente na formulação não interferir nas concentrações de amônia, o caracteriza como um dos principais compostos indicadores de intoxicação, corroborando com os resultados obtidos por Barberis (2012) em plantas de soja.



**Figura 20.** Concentração da amônia ( $\text{mg kg}^{-1}$ ) na matéria fresca das plantas de algodão em relação a horas sem chuva aos dois dias após aplicação (DAA). Botucatu/SP, 2012.

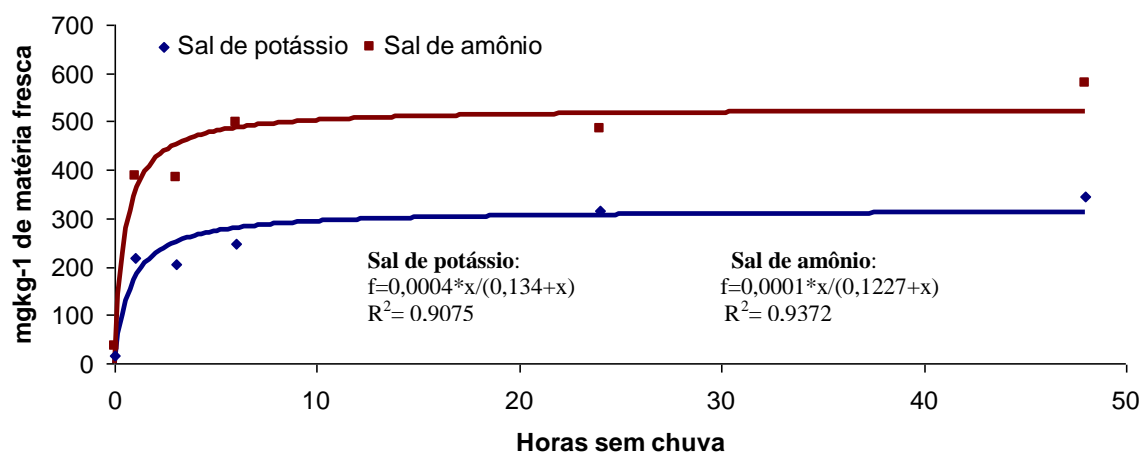
Nas Figuras 21 e 22 estão apresentadas os resultados das concentrações de amônia em *B. decumbens* e *I. grandifolia*, respectivamente, para as duas formulações de glufosinate. Pode-se observar um comportamento oposto das plantas de algodão, pois a formulação de sal de amônio proporcionou maiores índices de amônia nessas plantas.

Observa-se para as plantas de *B. decumbens* que do momento da aplicação até aproximadamente 6 h sem chuva, a concentração da amônia no interior das plantas se estabiliza, demonstrando que para esta espécie, o glufosinate necessita de aproximadamente 6 h sem chuva após a aplicação para que ocorra absorção do herbicida em quantidades capazes de promover os maiores incrementos de amônia nas plantas. As plantas de *I. grandifolia* demonstram a necessidade de um período de 6 h para o máximo de intoxicação (acúmulo de amônia) na formulação de sal de potássio e houve aumentos nos

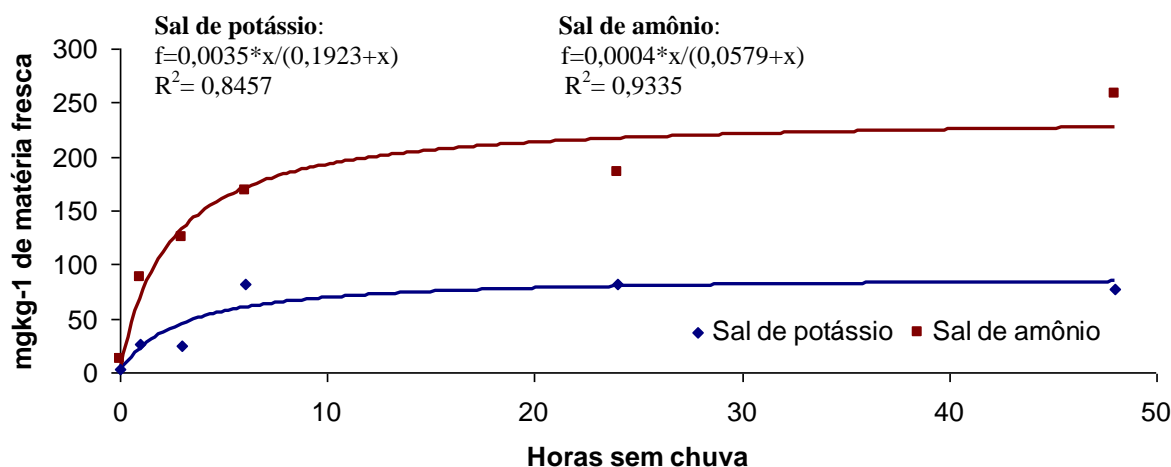


teores de amônia para a formulação comercial (glufosinate de amônia) até aproximadamente 20 h. Observa-se também para as plantas daninhas um maior acúmulo de amônia causada pela formulação comercial, indicando que este produto foi mais efetivo na intoxicação dessas plantas.

Conforme esquematizado na Figura 2 quando inibida as enzimas GS1 (sintetase de glutamina citosólica) e GS2 (sintetase de glutamina cloroplasmática) ocorre um acúmulo de amônia citosólica e cloroplasmática em folhas novas e folhas velhas, devido à interrupção da assimilação da amônia pelo glutamato nas folhas (GS1 em folhas velhas no citosol) e na assimilação da amônia com o glutamato (GS2 e GOGAT em folhas novas no cloroplasto).

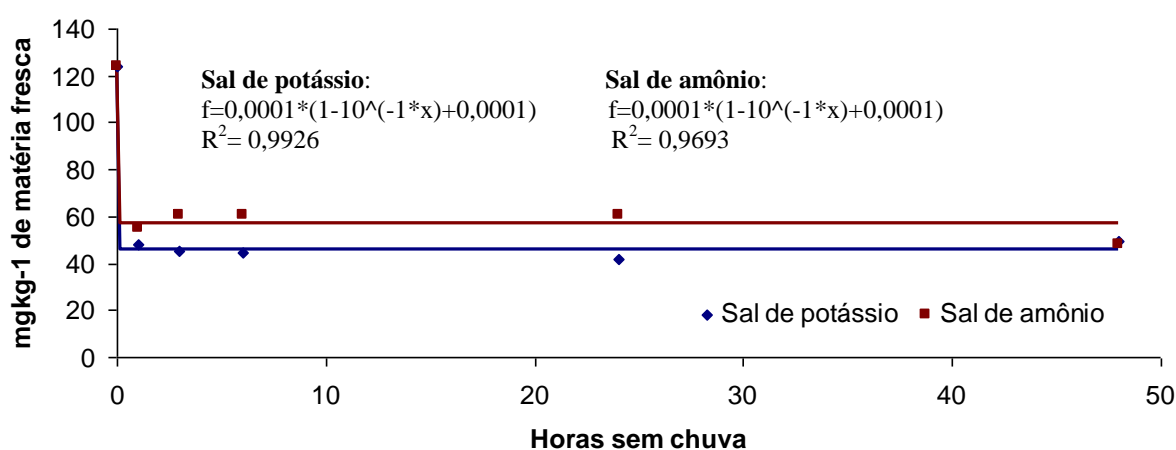


**Figura 21.** Concentração da amônia ( $\text{mg kg}^{-1}$ ) na matéria fresca das plantas de *B. decumbens* em relação a horas sem chuva aos dois dias após aplicação (DAA). Botucatu/SP, 2012.



**Figura 22.** Concentração da amônia ( $\text{mg kg}^{-1}$ ) na matéria fresca das plantas de *I. grandifolia* em relação a horas sem chuva aos dois dias após aplicação (DAA). Botucatu/SP, 2012.

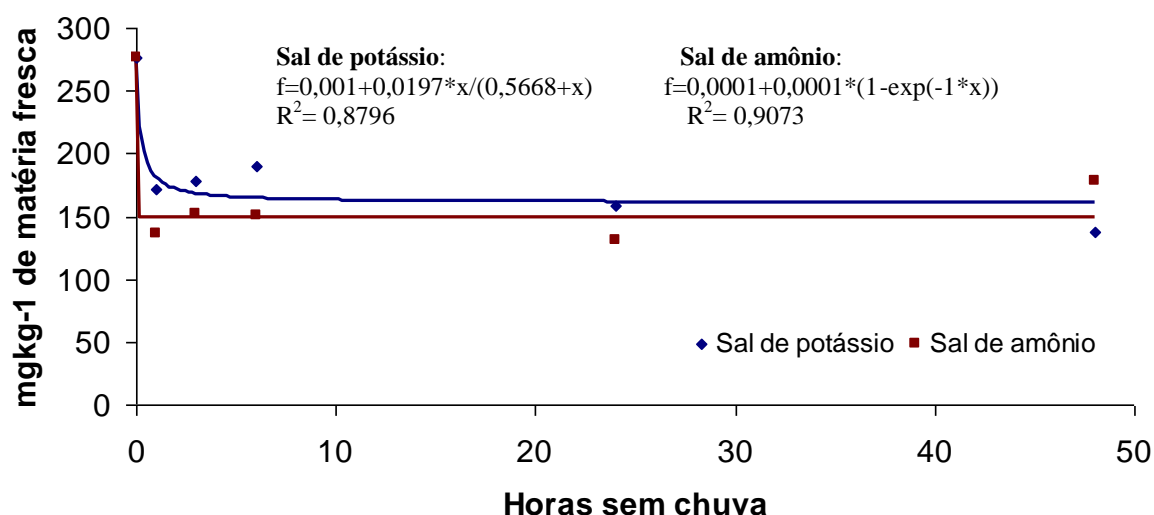
Na Figura 23 estão apresentados os resultados da quantificação do glutamato nas plantas de algodão para as duas formulações de glufosinate. Pode-se observar diferenças significativas de ambas as formulações (amônio e potássio) em relação a testemunha. Com apenas uma hora sem chuva ocorreu uma queda de 61% de glutamato para a formulação de sal de potássio e 55% para a formulação de sal de amônio, demonstrando uma intensa intoxicação das plantas de algodão, mesmo com níveis ainda bastante baixos de glufosinate absorvidos.



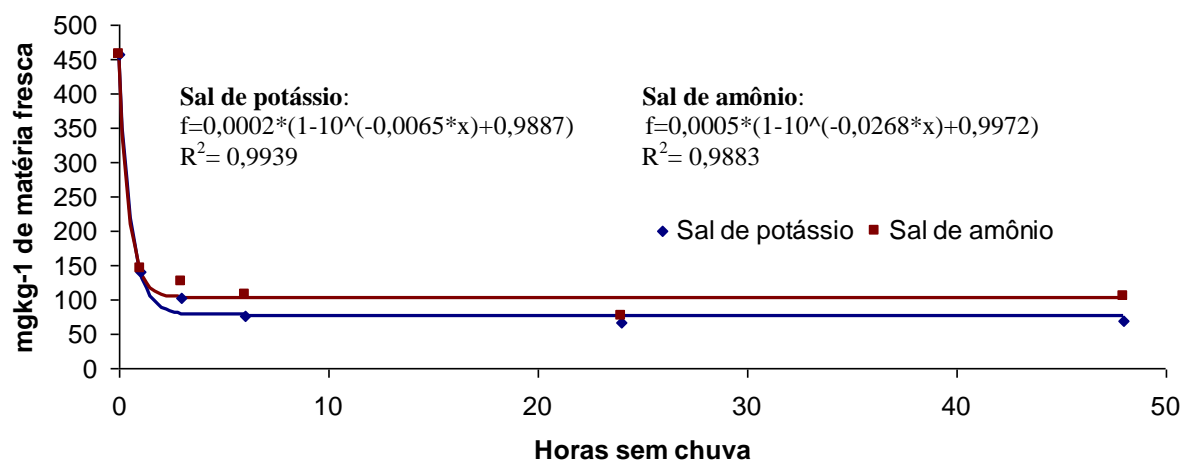
**Figura 23.** Concentração do glutamato ( $\text{mg kg}^{-1}$ ) na matéria fresca das plantas de algodão em relação a horas sem chuva aos dois dias após aplicação (DAA). Botucatu/SP, 2012.

Observa-se na Figura 24, os resultados da quantificação do glutamato nas plantas de *B. decumbens* para as duas formulações de glufosinate, os quais demonstram uma inibição da produção de glutamato mais rápida para a formulação de sal de amônio, onde com períodos inferiores a 1 h sem chuva, as plantas absorveram quantidades de glufosinate suficiente para causar a redução máxima da produção de glutamato. Com 1 h sem chuva, ocorreu uma queda de 38% para a formulação de sal de potássio e 50% de glutamato para a formulação de sal de amônio, verificando uma intensa intoxicação inicial principalmente para a formulação de sal de amônio. Apesar da velocidade de inibição do glutamato ter sido diferente para as duas formulações, os valores mínimos observados são muito semelhantes ao longo do período de avaliação.

Na Figura 25 estão representados os resultados da quantificação do glutamato nas plantas de *I. grandifolia* para as duas formulações de glufosinate. Verifica-se um comportamento semelhante entre ambas formulações. O sal de potássio levou a uma redução do glutamato de 69% com 1 hora sem chuva, chegando a 83% de redução com 6 h sem chuva. O sal de amônio levou a uma redução de glutamato de 68% com 1 hora sem chuva, chegando a 76% de redução com 6 horas sem chuva, demonstrando a intensa intoxicação causada por esses herbicidas com poucas horas sem chuva.



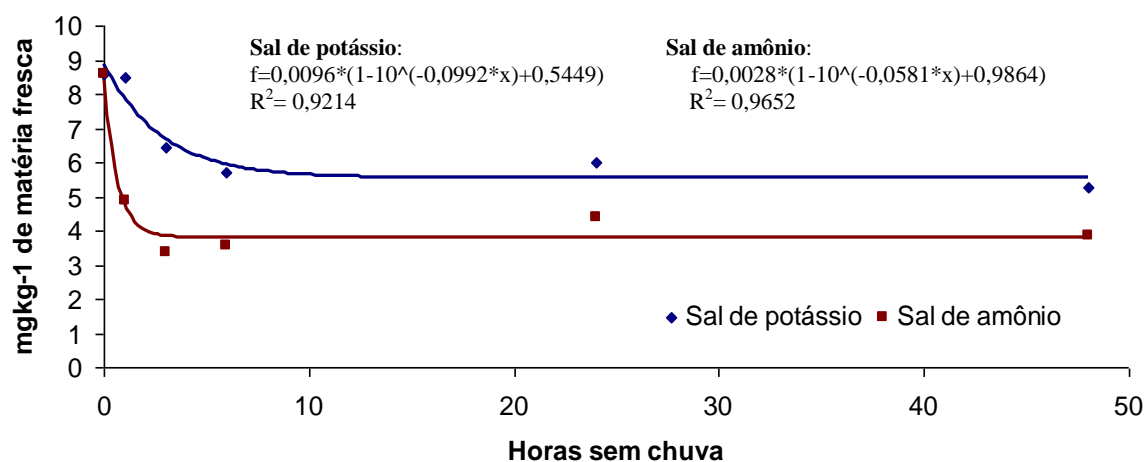
**Figura 24.** Concentração do glutamato ( $\text{mg kg}^{-1}$ ) na matéria fresca das plantas de *B. decumbens* em relação a horas sem chuva aos dois dias após aplicação (DAA). Botucatu/SP, 2012.



**Figura 25.** Concentração do glutamato ( $\text{mg kg}^{-1}$ ) na matéria fresca de plantas de *I. grandifolia* em relação a horas sem chuva aos dois dias após aplicação (DAA). Botucatu/SP, 2012.

Após a absorção do glufosinate de amônio pelas células da planta, observam-se efeitos nos processos metabólicos na assimilação do nitrogênio e na fotorrespiração. O glufosinate de amônio sendo uma estrutura análoga do glutamato, inibe a glutamina sintetase, enzima chave no controle da utilização do nitrogênio no interior das células (LEASON et al. 1982; FRASER; RIDLEY, 1984; KÖCHER, 1989; COETZER; AL-KHATIB, 2001). Isso resulta em um rápido aumento no teor de amônia (WILD; MANDERSCHIED, 1984; LEA et al. 1984; COETZER; AL-KHATIB, 2001) e, subsequentemente, uma mudança no espectro de aminoácidos nas células vegetais (LEA et al. 1984; SAUER et al. 1987). Assim, substâncias importantes da reação da fotorrespiração são removidas, bloqueando-a, e a fotossíntese é reduzida (SAUER et al. 1987; WILD et al. 1987; LACUESTA et al. 1992).

Na Figura 26 são observados os resultados da quantificação da glutamina nas plantas de algodão para as duas formulações de glufosinate. O comportamento entre as formulações são semelhantes, com uma queda de 24% de glutamina no tratamento de 6 h sem chuva para a formulação sal de potássio e uma queda de 60% para o mesmo tratamento com a formulação sal de amônio.

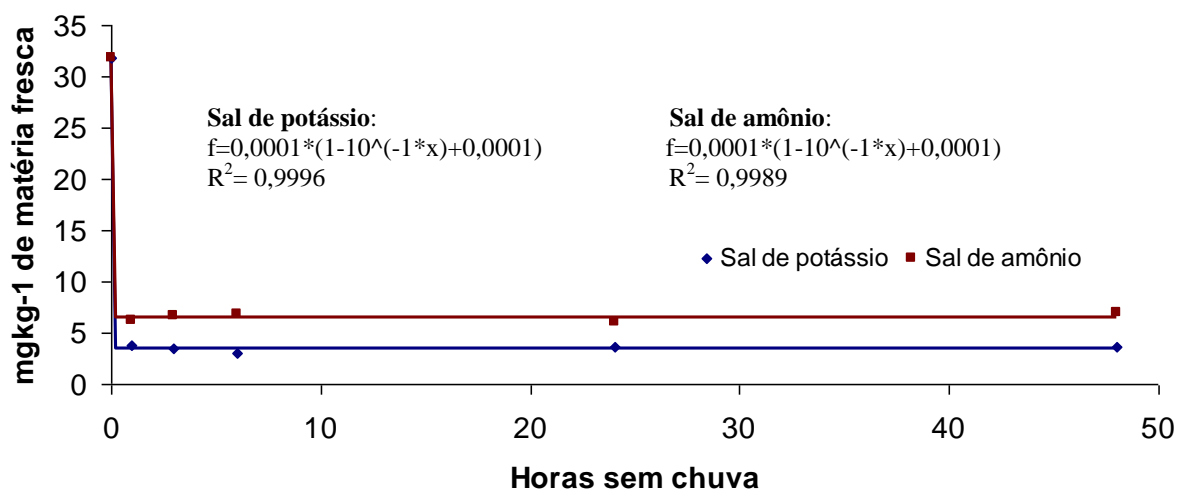


**Figura 26.** Concentração da glutamina ( $\text{mg kg}^{-1}$ ) na matéria fresca das plantas de algodão em relação a horas sem chuva aos dois dias após aplicação (DAA). Botucatu/SP, 2012.

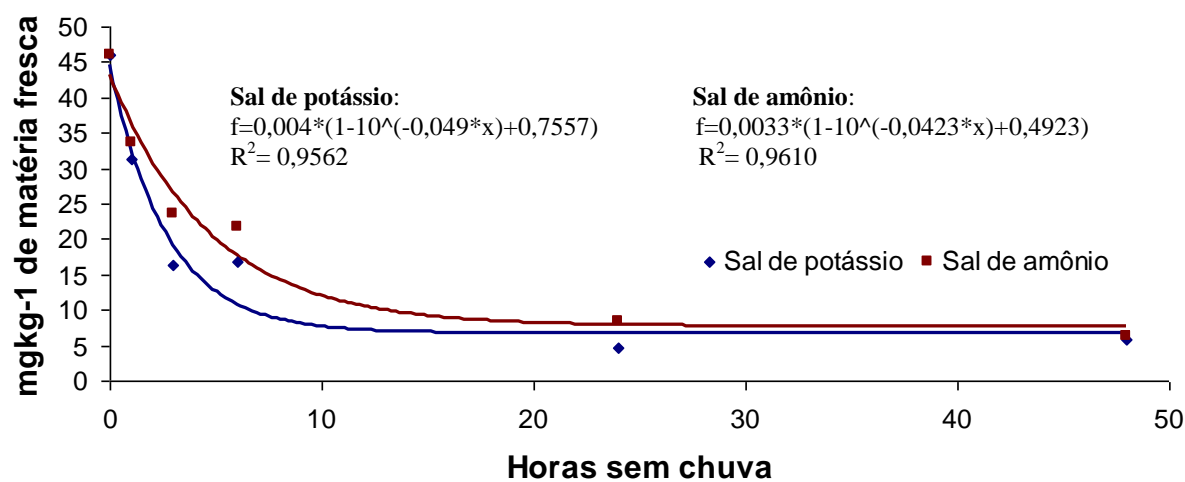
Observam-se na Figura 27 os resultados da quantificação da glutamina nas plantas de *B. decumbens* para as duas formulações de glufosinate, com um comportamento semelhante para as duas formulações, com uma redução da glutamina de 88% com apenas 1 h sem chuva para a formulação sal de potássio, e uma redução de 80% para o mesmo tratamento para a formulação sal de amônio, verificando uma intensa intoxicação para ambas as formulações.

Para *I. grandifolia*, observam-se na Figura 28, os resultados da quantificação da glutamina nas plantas para as duas formulações. Também se pode observar um comportamento semelhante para as duas formulações. No entanto, para esta espécie os menores níveis de glutamina foram observados com aproximadamente 10 h sem a ocorrência de chuvas, demonstrando a necessidade de absorção de maiores quantidades do herbicida para promover os maiores efeitos na produção de glutamina.

A inibição da glutamina sintetase, pela intoxicação do glufosinate, gera uma diminuição da glutamina, inibição da biossíntese de aminoácidos e acúmulo de amônia nas plantas (HESS, 2000).



**Figura 27.** Concentração da glutamina ( $\text{mg kg}^{-1}$ ) na matéria fresca das plantas de *B. decumbens* em relação a horas sem chuva aos dois dias após aplicação (DAA). Botucatu/SP, 2012.

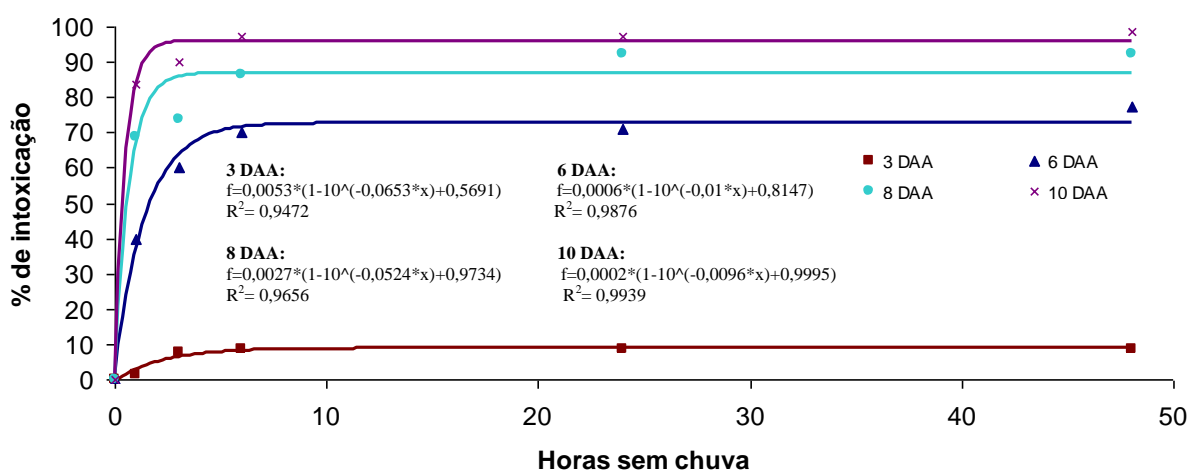


**Figura 28.** Concentração da glutamina ( $\text{mg kg}^{-1}$ ) na matéria fresca das plantas de *I. grandifolia* em relação a horas sem chuva aos dois dias após aplicação (DAA). Botucatu/SP, 2012.

## 6.1 Intoxicação

### 6.1.1 Sal de Amônio

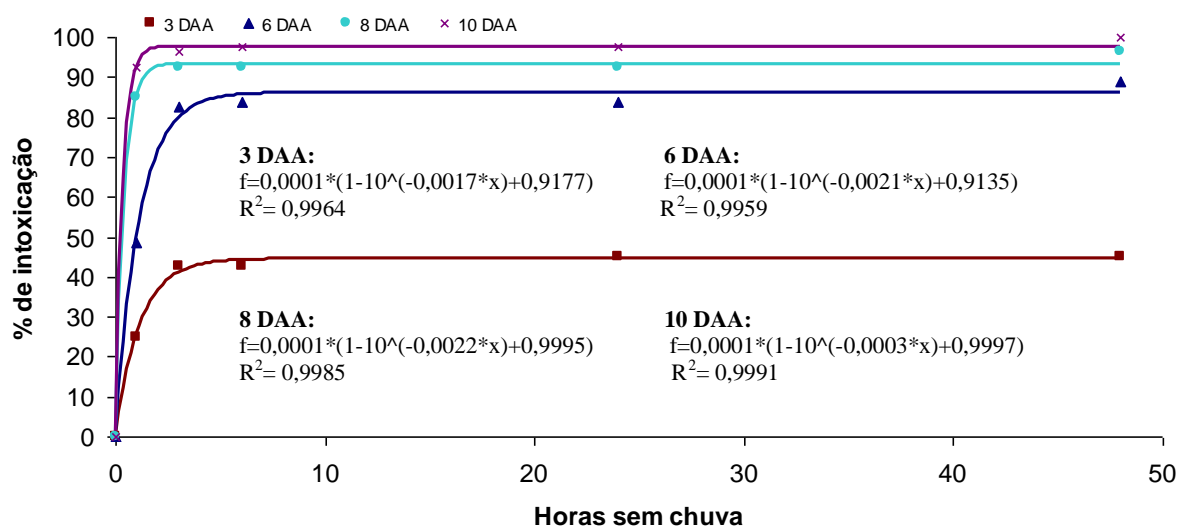
Na Figura 29 observam-se os resultados de intoxicação visual das plantas de algodão tratadas com a formulação sal de amônio, a qual demonstra uma intoxicação crescente ao longo do período avaliado. Aos 3 DAA observou-se aproximadamente 10% de intoxicação e 95% de intoxicação aos 10 DAA (Figuras 35, 38 e 41). Pode-se verificar que a quantidade do herbicida absorvido até 3 horas após a aplicação foi suficiente para promover os maiores níveis de intoxicação.



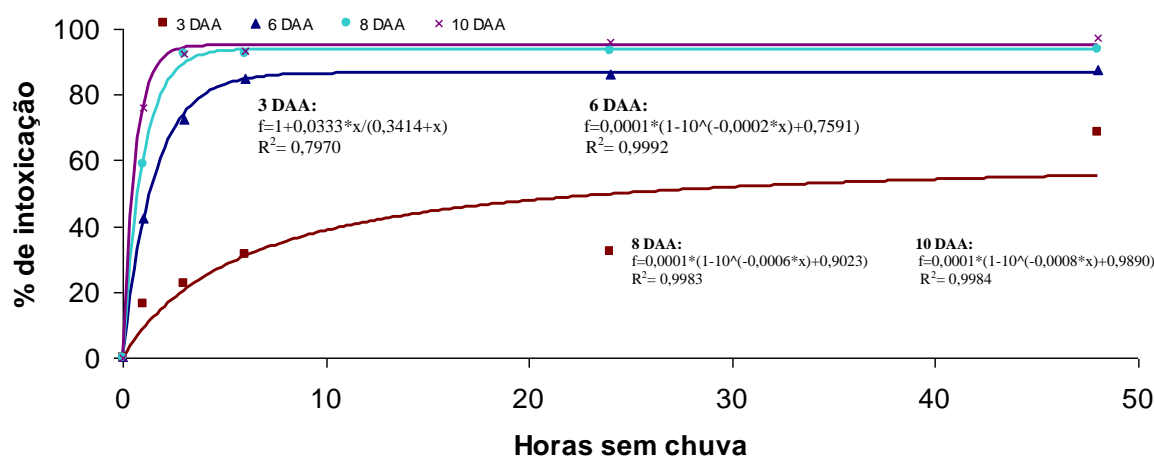
**Figura 29.** Porcentagem de intoxicação visual das plantas de algodão em relação a horas sem chuva após aplicação da formulação sal de amônio. Botucatu/SP, 2012.

Na Figura 30 observam-se os dados de intoxicação das plantas de *B. decumbens* tratadas com a formulação sal de amônio. Observou-se uma intoxicação crescente ao longo do período, iniciando aos 3 DAA com uma média de 40% de intoxicação, a qual é bastante superior a observada para o algodão no mesmo período de avaliação. Aos 10 DAA observou-se 97% de intoxicação para as plantas submetidas a 3 horas de absorção do herbicida (sem chuva), conforme pode-se observar nas Figuras 36, 39 e 42.

Para *I. grandifolia*, na Figura 31 observam-se os dados de intoxicação para as plantas tratadas com a formulação sal de amônio. Novamente houve um comportamento semelhante. Aos 3 DAA observa-se 34% de intoxicação aos 6 DAA e aos 10 DAA aproximadamente 90% de intoxicação, a partir do período de 3 horas sem chuva (Figuras 37, 40 e 43).



**Figura 30.** Porcentagem de intoxicação das plantas *B. decumbens* em relação a horas sem chuva após aplicação da formulação sal de amônio. Botucatu/SP, 2012.



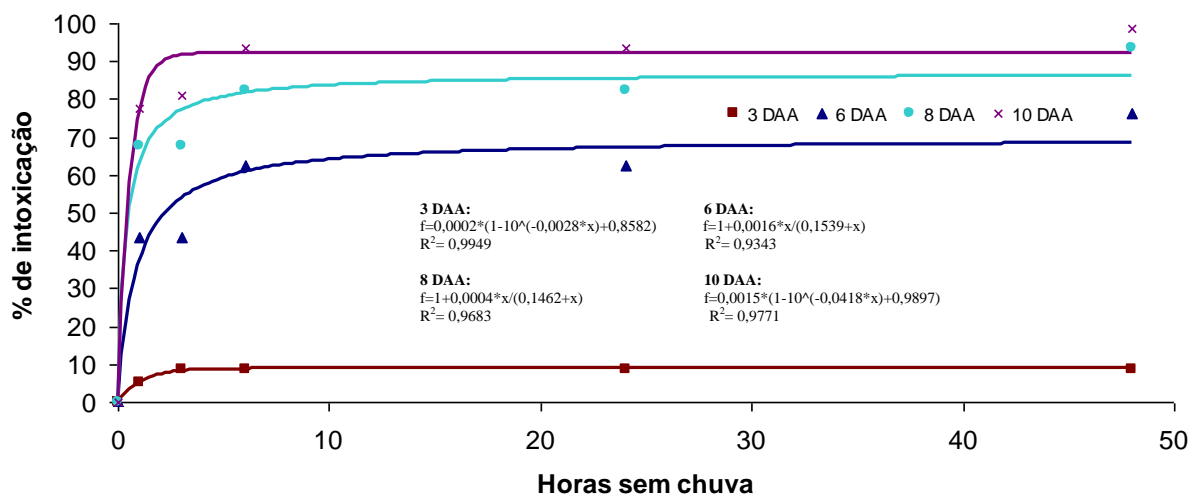
**Figura 31.** Porcentagem de intoxicação das plantas *I. grandifolia* em relação a horas sem chuva após aplicação da formulação sal de amônio. Botucatu/SP, 2012.

### 6.1.2 Sal de Potássio

Na Figura 32, 33 e 34 observam-se os dados de intoxicação visual para as plantas de algodão, *B. decumbens* e *I. grandifolia* respectivamente. Conforme os resultados observados para a formulação comercial, novamente foram observados resultados semelhantes quanto a evolução dos sintomas (diferentes períodos de avaliação).



Para as plantas de algodão, observou-se aproximadamente 10% de intoxicação aos 3 DAA e 90% de intoxicação aos 10 DAA (Figuras 46 e 48), quando as plantas foram submetidas a aproximadamente 3 h sem chuva.

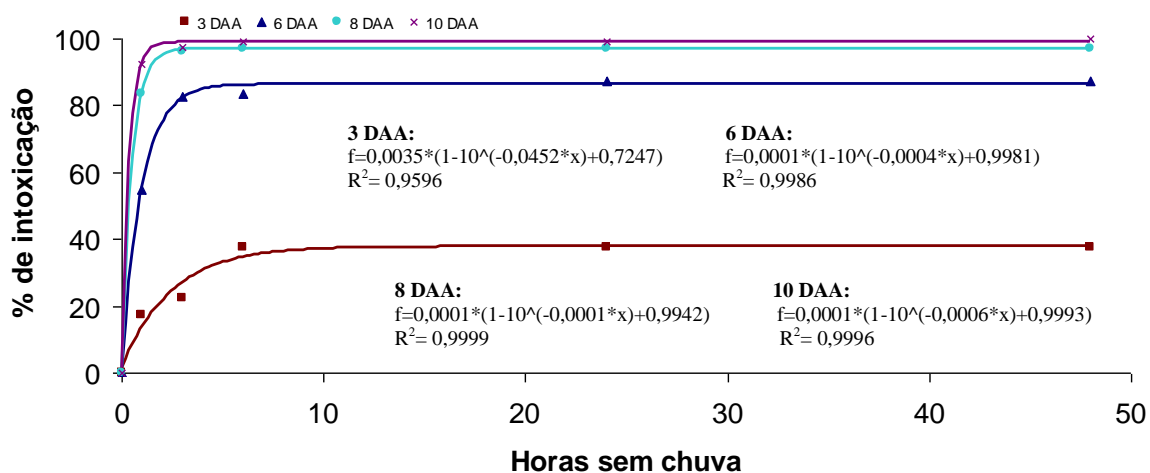


**Figura 32.** Porcentagem de intoxicação visual das plantas de algodão em relação a horas sem chuva após aplicação da formulação sal de potássio. Botucatu/SP, 2012.

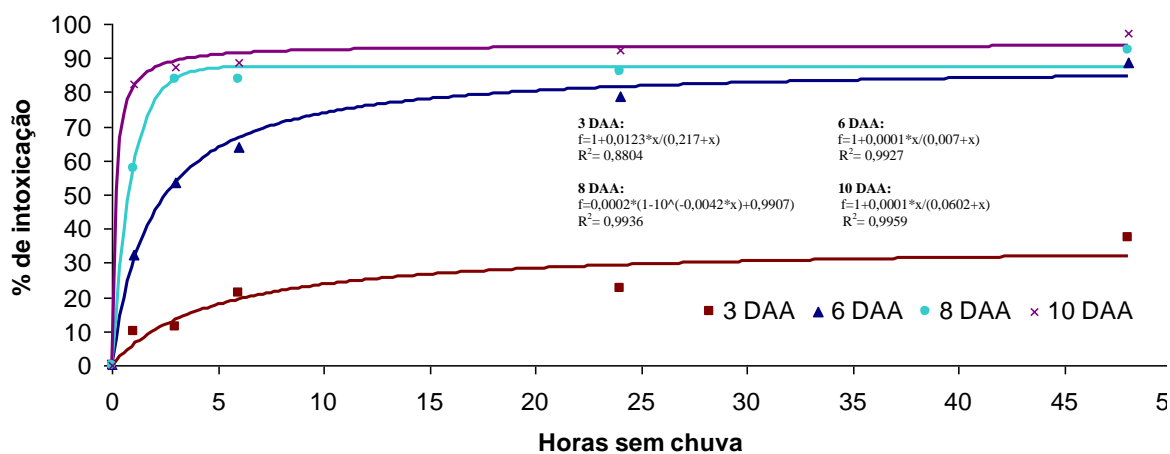
Para as plantas de *B. decumbens* (Figuras 45 e 49) observou-se aproximadamente 30% de intoxicação já aos 3 DAA, e aos 10 DAA observou-se 97% de intoxicação quando as plantas foram submetidas a absorção do herbicida por aproximadamente 2 horas.

Para *I. grandifolia* (Figura 47) aproximadamente 20% de intoxicação foram observados aos 3 DAA, e aos 10 DAA foram observados 90% de intoxicação a partir do período entre 3 e 6 h sem chuva.

Não foram observadas diferenças de porcentagem de intoxicação para as duas formulações nessas espécies avaliadas, sendo que ambas apresentaram eficácia no controle dessas plantas daninhas.



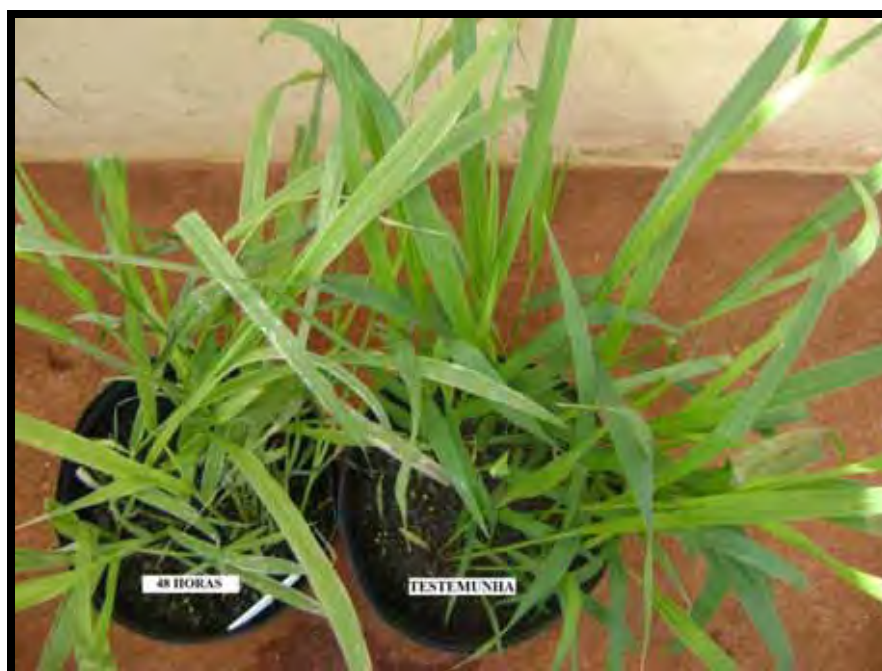
**Figura 33.** Porcentagem de intoxicação das plantas *B. decumbens* em relação a horas sem chuva após aplicação da formulação sal de potássio. Botucatu/SP, 2012.



**Figura 34.** Porcentagem de intoxicação das plantas *I. grandifolia* em relação a horas sem chuva após aplicação da formulação sal de potássio. Botucatu/SP, 2012.



**Figura 35.** Comparação da intoxicação entre testemunha e os tratamentos de algodão aos 3 DAA para formulação sal de amônio.



**Figura 36.** Comparação da intoxicação entre testemunha e o tratamento de 24 horas sem chuva para *B. decumbens* aos 3 DAA para formulação sal de amônio.



**Figura 37.** Comparação da intoxicação entre testemunha e os tratamentos de *I. grandifolia* aos 3 DAA para formulação sal de amônio.



**Figura 38.** Comparação da intoxicação entre testemunha e os tratamentos de algodão aos 6 DAA para formulação sal de amônio.



**Figura 39.** Comparação da intoxicação entre testemunha e os tratamentos de *B. decumbens* aos 6 DAA para formulação sal de amônio.



**Figura 40.** Comparação da intoxicação entre testemunha e os tratamentos de *I. grandifolia* aos 6 DAA para formulação sal de amônio.



**Figura 41.** Comparação da intoxicação entre testemunha e os tratamentos de algodão aos 8 DAA para formulação sal de amônio.



**Figura 42.** Comparação da intoxicação entre testemunha e os tratamentos de *B. decumbens* aos 8 DAA para formulação sal de amônio.



**Figura 43.** Comparação da intoxicação entre testemunha e os tratamentos de *I. grandifolia* aos 8 DAA para formulação sal de amônio.



**Figura 44.** Sintoma de intoxicação em *I. grandifolia* aos 3DAA no tratamento 48 horas sem chuva para formulação sal de potássio.



**Figura 45.** Sintoma de intoxicação em *B. decumbens* aos 3DAA no tratamento 48 horas sem chuva para formulação sal de potássio.



**Figura 46.** Sintoma de intoxicação em Algodão aos 6DAA no tratamento 6 horas sem chuva para formulação sal de potássio.



**Figura 47.** Sintoma de intoxicação em *I. grandifolia* aos 6DAA no tratamento 6 horas sem chuva para formulação sal de potássio.



**Figura 48.** Sintoma de intoxicação em algodão aos 8DAA no tratamento 48 horas sem chuva para formulação sal de potássio.





**Figura 49.** Sintoma de intoxicação em *B. decumbens* aos 8DAA no tratamento 48 horas sem chuva para formulação sal de potássio.

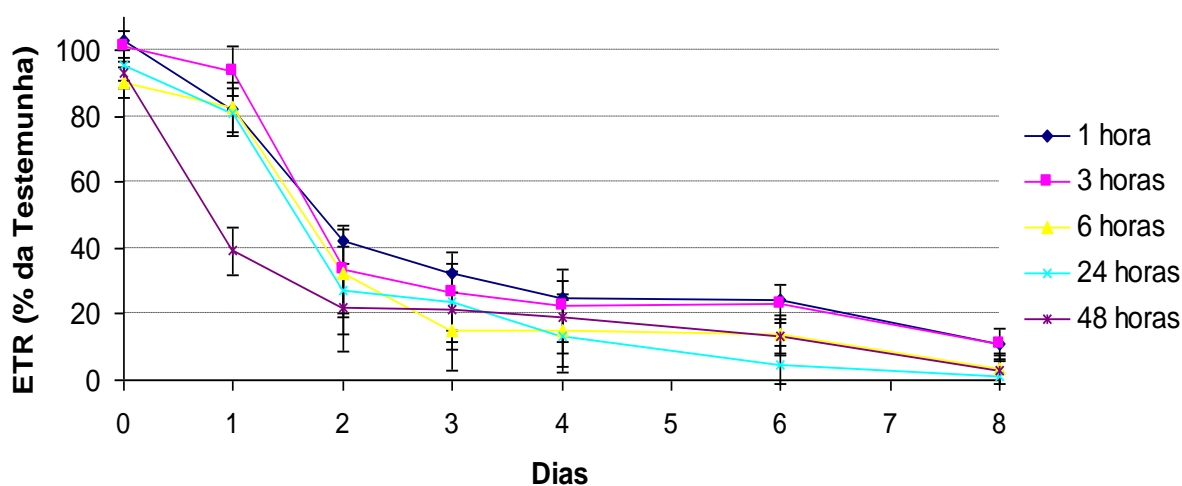
## 6.2 Taxa de transporte de elétrons (ETR)

### 6.2.1 Sal de amônio

A Tabela 3 apresenta o resumo estatístico da análise de variância e teste Tukey 5% de probabilidade para o algodão, *B. decumbens* e *I. grandifolia*. Na Figura 50 estão os resultados da ETR para as plantas de algodão submetidas a aplicação da formulação sal de amônio e diferentes períodos sem chuva. Pode-se verificar uma redução mais acentuada da ETR para o tratamento sem chuva até 48 horas, diferindo significativamente dos outros tratamentos. Aos 8 DAA observou-se uma inibição maior que 95% da ETR, não sendo observadas diferenças significativas em nenhum tratamento. Isso demonstra que a quantidade do herbicida absorvido com 1 hora após aplicação é o suficiente para intoxicar as plantas de algodão.

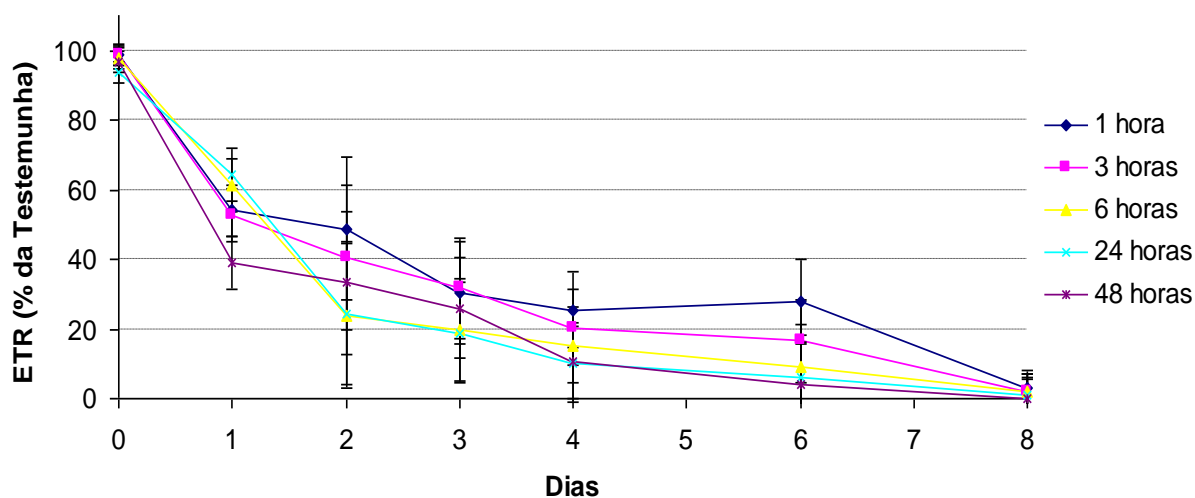
**Tabela 3.** Resumo estatístico da análise de variância e teste Tukey 5% de probabilidade para a cultura do algodão, *B. decumbens* e *I. grandifolia*. Botucatu/SP - 2012.

	0 DAA	1 DAA	2 DAA	3 DAA	4 DAA	6 DAA	8 DAA
	Algodão						
F	0,0011	0	0	0	0	0	0
CV (%)	3,99	7,57	25,25	26,67	27,29	15,69	18,31
D.M.S.	4,76	7,42	13,31	11,92	10,88	5,74	4,81
	<i>B. decumbens</i>						
F	0,0247	0	0	0	0	0	0
CV (%)	2,42	9,93	37,15	31,31	29,30	36,34	23,27
D.M.S.	2,89	7,55	20,57	14,50	10,89	12,16	5,14
	<i>I. grandifolia</i>						
F	0,0019	0	0	0	0	0	0
CV (%)	6,15	16,51	24,09	24	20,17	26	25,16
D.M.S.	7,02	11,46	9,90	11,51	8,66	10,02	6,87



**Figura 50.** Taxa de transporte de elétrons (ETR) em relação ao tempo, para plantas de algodão após aplicação da formulação sal de amônio. As barras indicam a DMS dos períodos avaliados. Botucatu/SP – 2012.

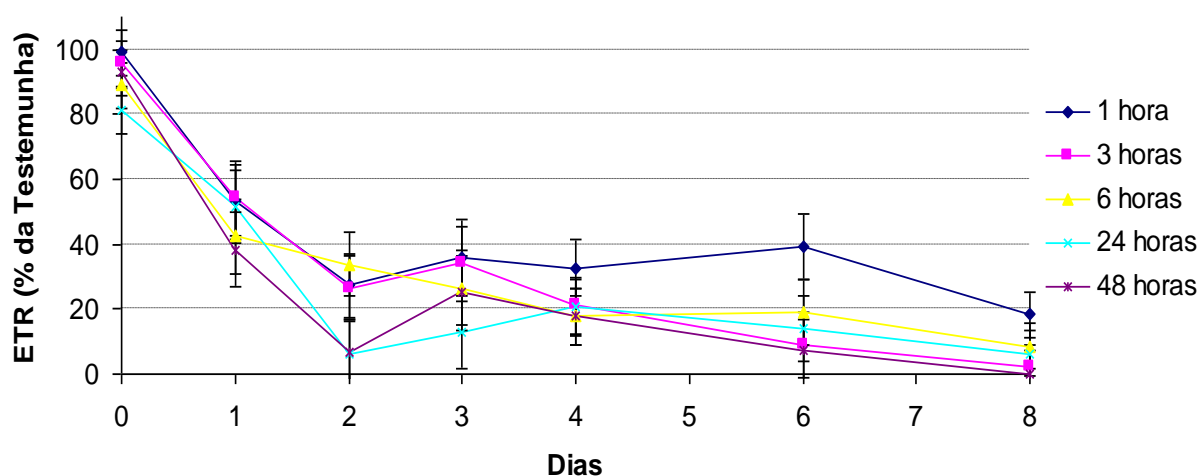
Para *B. decumbens* (Figura 51) ocorreu uma inibição maior que 50% da ETR para todos os tratamentos aos 2 DAA. Ao longo dos dias de avaliação, a ETR foi sendo inibida de uma forma semelhante em todos os tratamentos, e aos 8 DAA uma inibição maior que 98% foi observada para todos os tratamentos. Esse comportamento corrobora com o da quantificação da amônia.



**Figura 51.** Taxa de transporte de elétrons (ETR) em relação ao tempo, para plantas de *B. decumbens* após aplicação da formulação sal de amônio. As barras indicam a DMS dos períodos avaliados. Botucatu/SP – 2012.

Para a *I. grandifolia* (Figura 52) aos 2 DAA todos os tratamentos promoveram uma inibição maior que 70% da ETR, com uma leve recuperação do tratamento de 1 h sem chuva aos 6 DAA, porém não diferindo significativamente. Aos 8 DAA foi observado uma inibição maior que 80% para todos os tratamentos.

Merkel et al. (2004) relatam que doses superiores a 400g i.a.ha<sup>-1</sup> do glufosinate de amônio em *Sisymbrium loeselii* L. causaram uma forte inibição no rendimento quântico do fotossistema II e o tratamento com 900g i.a.ha<sup>-1</sup> reduziu para quase zero este rendimento quântico. A mesma reação foi encontrada em *Symphytum officinale* L., *Sisymbrium altissimum* L. e *Descurainia sophia* L.



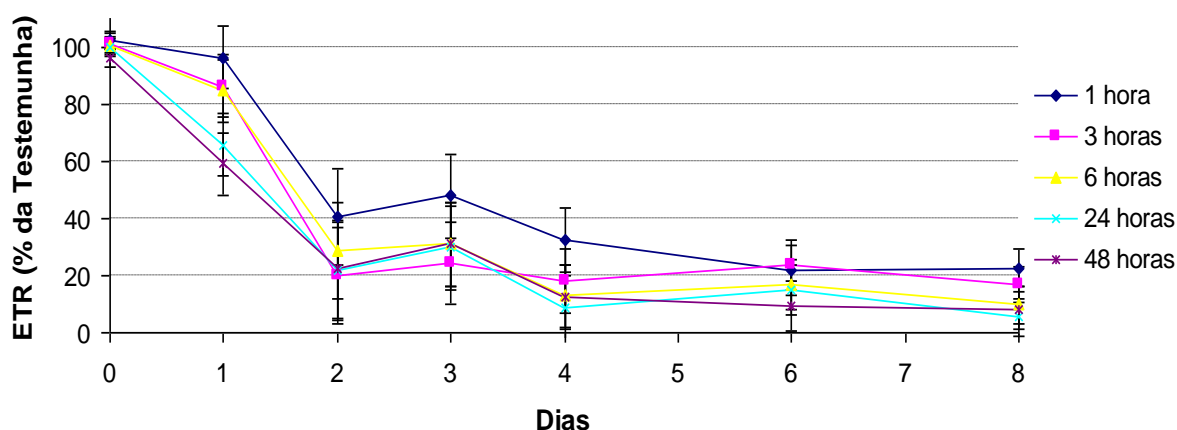
**Figura 52.** Taxa de transporte de elétrons (ETR) em relação ao tempo, para plantas de *I. grandifolia* após aplicação da formulação sal de amônio. As barras indicam a DMS dos períodos avaliados. Botucatu/SP – 2012.

### 6.2.2 Sal de Potássio

A Tabela 4 apresenta o resumo estatístico da análise de variância e teste Tukey 5% de probabilidade para o algodão, *B. decumbens* e *I. grandifolia*. Na Figura 53 estão apresentadas as curvas que descrevem o comportamento da ETR para as plantas de algodão após aplicação da formulação sal de potássio e diferentes períodos de absorção antes da ocorrência de chuvas. Ocorreu uma inibição maior que 60% da ETR aos 2 DAA, e aos 8 DAA observou-se uma inibição maior que 80% da ETR para todos os tratamentos, não sendo observadas diferenças significativas em nenhum tratamento. A relação inversa entre a fluorescência da clorofila e a fotossíntese é a razão pela qual a medida da fluorescência é uma forma eficaz e um método rápido para avaliar a eficácia de herbicidas cujo mecanismo de ação envolve a inibição da fotossíntese (GENTY et al. 1989). A fluorescência da clorofila é amplamente utilizada para o monitoramento e quantificação da intoxicação causada pelos herbicidas (KLEM et al. 2002). Lacuesta et al. (1992) em condições relacionadas ao tratamento com glufosinate, determinaram uma redução na fluorescência máxima momentânea e inibição da fluorescência fotoquímica, sendo proporcional ao rendimento do fotossistema II.

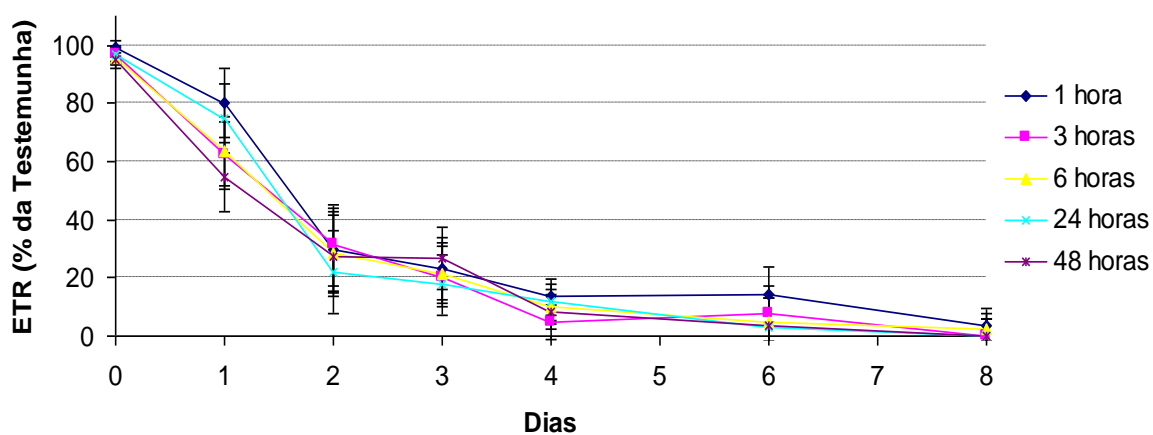
**Tabela 4.** Resumo estatístico da análise de variância e teste Tukey 5% de probabilidade para a cultura do algodão, *B. decumbens* e *I. grandifolia*. Botucatu/SP - 2012.

	0 DAA	1 DAA	2 DAA	3 DAA	4 DAA	6 DAA	8 DAA
<b>Algodão</b>							
F	0,0502	0	0	0	0	0	0
CV (%)	2,63	10,77	35,63	27,12	29,45	23,14	19,36
D.M.S.	3,23	10,85	16,97	14,66	11,13	8,84	6,44
<b><i>B. decumbens</i></b>							
F	0,0335	0	0	0	0	0	0
CV (%)	2,28	13,21	28,79	24,48	20,21	35,68	26,25
D.M.S.	2,73	11,76	14,07	10,48	6,13	9,70	5,68
<b><i>I. grandifolia</i></b>							
F	0,0009	0	0	0	0	0	0
CV (%)	3,72	14,43	26,02	26,91	19,97	19,03	20,97
D.M.S.	4,32	10,40	8,82	10,09	6,76	6,21	5,36



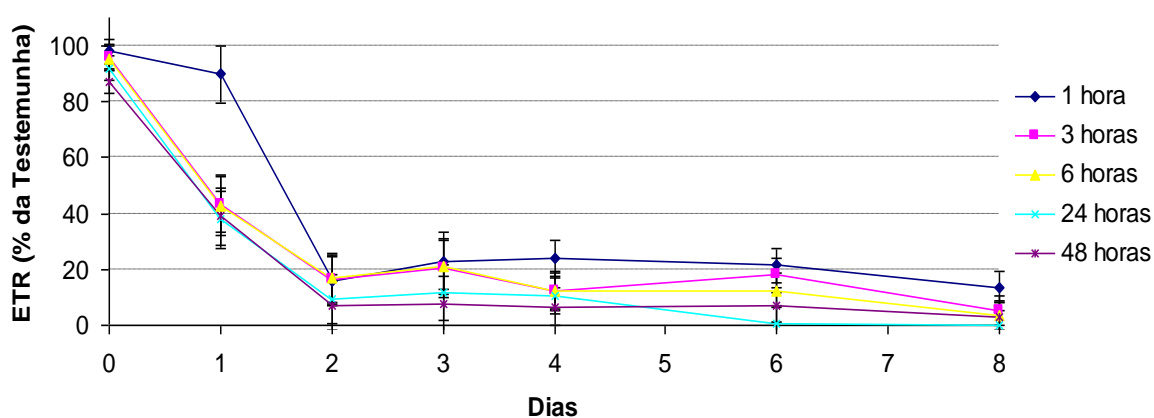
**Figura 53.** Taxa de transporte de elétrons (ETR) em relação ao tempo, para plantas de algodão após aplicação da formulação sal de potássio. As barras indicam a DMS dos períodos avaliados. Botucatu/SP – 2012.

Para a *B. decumbens* (Figura 54) ocorreu uma inibição maior que 65% da ETR para todos os tratamentos aos 2 DAA. Ao longo dos dias de avaliação, a ETR foi sendo inibido de uma forma semelhante em todos os tratamentos, e aos 8 DAA observou-se uma inibição maior que 98% da ETR para todos os tratamentos. Esse comportamento corrobora com o da quantificação da amônia.



**Figura 57.** Taxa de transporte de elétrons (ETR) em relação ao tempo, para plantas de *B. decumbens* após aplicação da formulação sal de potássio. As barras indicam a DMS dos períodos avaliados. Botucatu/SP – 2012.

Para a *I. grandifolia* (Figura 55) observa-se uma inibição maior que 50% do ETR ao 1 DAA, diferindo significativamente apenas o tratamento de 1 hora com uma inibição de 10 % da ETR. Ao longo dos dias de avaliação, a ETR foi sendo inibida de uma forma semelhante em todos os tratamentos, e aos 8 DAA observou-se uma inibição maior que 87% da ETR para todos os tratamentos.



**Figura 55.** Taxa de transporte de elétrons (ETR) em relação ao tempo, para plantas de *I. grandifolia* após aplicação da formulação sal de potássio. As barras indicam a DMS dos períodos avaliados. Botucatu/SP – 2012.

Alguns autores apontaram que o mecanismo de inibição da enzima glutationa sintetase causa efeitos secundários no fluxo de elétrons do Fotossistema II, ocorrendo danos irreversíveis à planta (SAUER et al. 1987; WILD et al. 1987). Os autores descrevem uma diminuição da fluorescência máxima momentânea, bem como uma diminuição na extinção de fluorescência sob condições fotorrespiratórias após um tratamento com glufosinate. A extinção da fluorescência foi demonstrada como sendo proporcional ao rendimento quântico do fotossistema II (GENTY et al. 1989). Assim, os parceiros da reação de fotorrespiração importantes são removidos, a fotorrespiração é bloqueada, e a reação de luz da fotossíntese é deprimida (SAUER et al. 1987; WILD et al. 1987; LACUESTA et al. 1992). Coetzer e Al-Khatib (2001) descreveram uma rápida inibição da taxa fotossintética e um aumento na condutância estomática 2 horas após aplicação de glufosinate. Seis horas após a aplicação do glufosinate a taxa fotossintética em *Amaranthus palmeri* foi reduzida em 63%.

## 7 CONCLUSÕES

Nas condições em que foram conduzidos os experimentos, pode-se concluir que:

- A absorção do glufosinate ocorre em até 48h após a aplicação para ambas as formulações e para as diferentes espécies avaliadas;
- A quantidade de amônia da formulação comercial do glufosinate não interfere nos níveis de amônia presentes nas plantas intoxicadas;
- Os maiores acúmulos de amônia para a cultura do algodão ocorreram com 5 h sem chuva, e para a *B. decumbens* e *I. grandifolia* com 6h sem chuva após aplicação do glufosinate.
- As maiores porcentagens de intoxicação visual para as plantas de algodão foram observadas para o período de 3h sem chuva, para a *B. decumbens* no período entre 2 e 3h sem chuva e para *I. grandifolia* no período entre 3 e 6h sem chuva após aplicação das formulações do glufosinate.
- Ocorreram reduções bastante significativas de glutamato e glutamina nas plantas tratadas com as duas formulações de glufosinate, sendo os menores níveis



observados para o algodão e *B. decumbens* nos períodos entre 1 e 3h entre a aplicação e a chuva, e para *I. grandifolia*, no período de 6h.

## 8 REFERÊNCIAS

- ACASTER, M. A.; WEITZMAN, P. D. J. Kinetic analysis of glutamine synthetases from various plants. **FEBS Letters**, Amsterdam, v. 189, p. 241, 1985.
- ANDERSON, D. M. et al. The influence of soil moisture, simulated rainfall and time of application on the efficacy of glufosinate-ammonium. **Weed Research**, Oxford, v. 33, p. 149-160, 1993.
- ANONYMOUS. Ignite product label. Research Triangle Park, NC: **Bayer CropScience LP**, p. 5, 2005.
- AUTIO, S. et al. Adsorption of sugar beet herbicides to Finnish soils. **Chemosphere**, Oxford, v. 55, p. 215-226, 2004.
- AZEVEDO, D. M. P. et al. **Manejo de plantas daninhas no cultivo do algodoeiro herbáceo**. Campina Grande: EMBRAPA-CNPA, 1993. 11 p. (Comunicado Técnico, 35).
- BAILEY, G. W.; WHITE, J. L. Factors influencing adsorption, desorption and movement of pesticides in soils. **Residue Review**, New York, v. 32, p. 29-32, 1970.
- BARBERIS, L. R. M. **Metodologia para determinação de efeitos fisiológicos de metabólicos do glufosinate em soja**. 2012. 75f. Tese (Doutorado em Agronomia/

Agricultura)-Faculdade de Ciências Agrônomicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2012.

BEHRENDT, H.; MATTHIES, M.; GILDEMEISTER, H.; GORLITZ, G. Leaching and transformation of glufosinate-ammonium and its main metabolite in a layered soil column. **Environmental Toxicology and Chemistry**, New York, v. 9, p.541–549, 1990.

BELTRÃO, N. E. M. Manejo e controle de plantas daninhas em algodão. In: VARGAS, L.; ROMAN, E. S. (Eds.). **Manual de manejo e controle de plantas daninhas**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, p. 215-250, 2004.

BELTRÃO, N. E.; AZEVEDO, D. M. P. **Controle de plantas daninhas na cultura do algodoeiro**. Campina Grande: EMBRAPA-CNPA, 1994. p. 154.

BELTRÃO, N. E. M. **Métodos de combate de plantas daninhas nos cotonicultura**. Campina Grande: EMBRAPA-CNPA, p. 65, 1988.

BENEDICT, C. R. Physiology. In: KOHEL, R. J.; LEWIS, C. F. (Eds.). **Cotton**. Madison: American Society of Agronomy, p. 151-200, 1984.

BERIAULT, J. N.; HORSMAN, G. P.; DEVINE, M. D. Phloem transport of D,L-glufosinate and acetyl-L-glufosinate in glufosinate-resistant and susceptible *Brassica napus*. **Plant Physiol.**, v. 121, p. 619–627, 1999.

BEYERS, J. T.; SMEDA, R. J.; JOHNSON, W. G. Weed management programs in glufosinate-resistant soybean (*Glycine max*). **Weed Technol.** v.16, p. 267–273, 2002.

BLACK, C. C.; CHEN, T.; BROWNS, R. H. Biochemical basis for plant competition. **Weed Science**, v. 17, p. 338-344, 1969.

BLANCO, H. G. A importância dos estudos ecológicos nos programas de controle de plantas daninhas. **Biológico**, v. 38, n. 10, p. 343-350, 1972.

BLEASDALE, J. K. A. Studies on plant competition. In: HARPER, J.L. (Ed.). **The biology of weeds**. Oxford: Blackweel Scientific Publications, p. 133-142. 1960.

CARVALHO, M.M.; MARTINS, C.E.; VERNEQUE, R. da S.; SIQUEIRA, C. Respostas de uma espécie de *Brachiaria* à fertilização com nitrogênio e potássio em um solo ácido. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.15, n.2, p.195-200, 1991.

CARDOSO, G. D. et al. Períodos de interferência das plantas daninhas em algodoeiro de fibra colorida “BRS Safira”. **R. Cie. Agron.**, v. 41, n. 3, p. 456-462, 2010.

COBUCCI, T., RABELO, R. R.; SILVA, W., **Manejo de plantas daninhas na cultura do arroz de terras altas na região dos cerrados**. Goiás: EMBRAPA, p. 9, 2001.

- COELHO, A.M.; FRANÇA, G.E.; BAHIA, A.F.C.; GUEDES, G.A.A. Balanço de nitrogênio (15 N) em um latossolo vermelho-escuro, sob vegetação de cerrado, cultivado com milho. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 15, p. 187-193, 1991.
- COETZER, E.; AL-KHATIB, K. Photosynthetic inhibition and ammonium accumulation in Palmer amaranth after glufosinate application. **Weed Sci.**, v. 49, p. 454-459, 2001.
- COETZER, E.; AL-KHATIB, K.; LOUGHIN, T. M. Glufosinate efficacy, absorption and translocation in amaranth as affected by relative humidity and temperature. **Weed Sci.**, v. 49, p. 8-13, 2001.
- CONSTANTIN, J.; RAIMONDI, M. A.; FRANCHINI, L. H. M.; BEFFI, D. F.; RIOS, F. A.; OLIVEIRA JÚNIOR, R. S.; GEMELLI, A.; STAUDT, R. C. Associação de amônio glufosinato e pirithiobac-sodium para o controle de picão-preto e trapoeraba em algodão Liberty Link. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO & COTTON EXPO, 8., 2011, São Paulo. **Anais...**Campina Grande, PB: EMBRAPA ALGODÃO, p. 625-631, 2011.
- CORBETT, J. L., S. D. ASKEW, W. E. THOMAS, AND J. W. WILCUT. Weed efficacy evaluations for bromoxynil, glufosinate, glyphosate, pyriithiobac, and sulfosate. **Weed Technol.**, v. 18, p. 443-453, 2004.
- CRAWFORD, N.M. Nitrate: nutrient and signal for plant growth. **The Plant Cell**, Rockville, v. 7, p. 859-868, 1995.
- DEVINE, M.; DUKE, S.O.; FEDTKE, C. Physiology of herbicide action. **Englewood Cliffs: PTR Prentice Hall**, P. 441, 1993.
- DEVI, M.T.; RAGHAVENDRA; A.S. Photorespiration in C<sub>3</sub>-C<sub>4</sub> intermediate species of *Alternanthera* and *Parthenium*—reduced ammonia production and increased capacity CO<sub>2</sub> refixation in the light. **Photosynth. Res.**, v. 38, p. 177-184, 1993.
- DEVOS, Y. et al. Environmental impact of herbicide regimes used with genetically modified herbicide-resistant maize. **Transgenic Research**, Dordrecht, v. 17, p. 1059-1077, 2008.
- DONN, G. Der Einfluss von Klimafaktoren auf die herbizide Wirkung von ammonium-(3-amino-3-carboxy-propyl)-methylphosphinat (Glufosinate). Medel. Fac. Landbouwwetenschap. **Rijksuniv Gent**, Nussallee, v. 47, p. 105-110, 1982.
- DROGE-LASER, W.; SIEMELING, U.; PUHLER, A.; BROER, I. The metabolites of the herbicidal-phosphinothricin (glufosinate) (identification, stability, and mobility in transgenic, herbicide-resistant, and untransformed plants). **Plant Physiol.**, v. 105, p. 159-166, 1994.
- EL-SHAKAWAY, M.; HESKETH, J.; MURAMOTO, H. Leaf photosynthetic rates and other growth characteristics of leaf anatomy and CO<sub>2</sub> diffusion resistance. **Crop Science**, v.5, p. 517-521, 1965.

FABER, M. J.; STEPHENSON, G. R.; THOMPSON, D. G. Persistence and leachability of glufosinate-ammonium in a northern Ontario terrestrial environment. **J. Agric. Food Chem.**, v. 45, p. 3672–3676, 1997.

FENTEM, P.A.; LEA, P.J.; STEWART, G.R. Ammonia assimilation in the roots of nitrate- and ammonia-grown *Hordeum vulgare* (cv Golden Promise). **Plant Physiology**, Lancaster, v. 71, p. 496-501, 1983.

FORSTER, R.; PAULO, E. M. Período de competição de populações de gramíneas e dicotiledôneas, vegetando em separado, na cultura do algodão. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE HERBICIDAS E PLANTAS DANINHAS, 15., 1984, Belo Horizonte. **Resumos...** Belo Horizonte: SBCPD, p. 38, 1984.

FRASER, A.R.; RIDLEY, S.M. Kinetics for glutamine-synthetase inhibition by phosphinothricin and measurement of other enzyme activities in situ in isolated asparagus cells using a freeze-thaw technique. **Planta**, v. 161, p. 470–474, 1984.

FREITAS, R. S. et al. Manejo de plantas daninhas na cultura do algodoeiro com S-metolachlor e trifloxysulfuron-sodium em sistema de plantio convencional. **Planta Daninha**, v. 24, n. 2, p. 311-318, 2006.

FREITAS, R. S. et al. Interferência de plantas daninhas na cultura do algodão em sistema de plantio direto. **Planta Daninha**, v. 20, n. 2, p. 197-205, 2002.

FREIRE, E. C.; ALVES, E. J. Estudo do sistema radicular do algodoeiro em diferentes espaçamentos. In: FREIRE, E. C.; SOUZA, L. S. ; ALVES, E. J. **Experimentação algodoeira nos Estados da Bahia e Sergipe, 1971/74**. Salvador: EMBRAPA- Representação do Estado da Bahia, 1976. p. 81-86. (Comunicado Técnico, 1).

GALLINA, M. A.; STEPHENSON, G. R. Dissipation of [<sup>14</sup>C] glufosinateammonium in two Ontario soils. **J. Agric. Food Chem.**, v. 40, p. 165–168, 1992.

GENTY, B.; BRIANTAIS, J.M.; BAKER, N.R. The relationship between the quantum yield of photosynthetic electron transport and quenching of chlorophyll fluorescence. **Biochim. Biophys. Acta**, v. 990, p. 87–92, 1989.

GILES, C. H. et al. Studies in adsorption. Part XI. A system of classification of solution adsorption isotherms, and its use in diagnosis of adsorption mechanism and in measurement of specific surface areas of solids. **Journal of Chemical Society**, Washington, DC, v. 14, p. 3973-3993, 1960.

GOETZ, W. et al. A new non selective herbicide: Chemical and toxicological properties; mode of action and metabolism. In: ASIAN-PACIFIC WEED SCIENCE SOCIETY CONFERENCE, 9., 1983. Manila. **Proceedings...** Manila: Asian-Pacific Weed Science Society, p 401-404, 1983.

- GUIMARÃES, S.C.; HRYCYK, M.F.; MENDONÇA, E.A.F. Efeito de fatores ambientais sobre a seletividade do alachlor ao algodoeiro. **Planta Daninha**, v.25, n.4, p.813-821, 2007.
- GRANGEOT, M.; CHAUBEL, B.; GAUVRIT, C. Spray retention, foliar uptake, and translocation of glufosinate and glyphosate in *Ambrosia artemisiifolia*. **Weed Res.**, v. 46, p. 152–162, 2005.
- HAAS, P.; MULLER, F. Behaviour of glufosinateammonium in weeds. In: BRITISH CROP PROTECTION CONFERENCE WEEDS, 1987, Bracknell. **Proceedings...** Bracknell: BCPC, p. 1075, 1987.
- HARPER, J. E. Nitrogen metabolism. In: BOOTE, K. J. et al. **Physiology and determination of crop yield**. Madison: ASA, p. 285-302. 1994.
- HESS, F. D. Light-dependent herbicides: an overview. **Weed Science**, v.48, p.160-170, 2000.
- HESS, F.D. Mode of action of glufosinate. In: PURDUE UNIVERSITY. Herbicide action. **West Lafayette**, p.143-148, 1995.
- HESKETH, J. Enhancement of photosynthetic CO<sub>2</sub> assimilation in the absence of oxygen as dependent upon species and temperature. **Planta**, Berl., v.72, p.371-374, 1967.
- HILL, P.W.; RAVEN, J.A.; SUTTON, M.A. Leaf age-related differences in apoplastic NH<sub>4</sub><sup>+</sup> concentration, pH and the NH<sub>3</sub> compensation point for a wild perennial. **J. Exp. Bot.**, v. 53, p. 277–286, 2002.
- HUPPE, H.C.; TURPIN, D.H. Integration of carbon and nitrogen metabolism in plant and algal cells. Annual Review of **Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, Palo Alto, v. 45, p. 577-607, 1994.
- Hull, H. M. Leaf structure as related to absorption of pesticides and other compounds. In: Gunther, A.; Gunther, J. D. eds. **Residue Reviews**. New York: Springer-Verlag, p. 1-44, 1970.
- HUSTED, S.; SCHJOERRING, J.K. Ammonia flux between oilseed rape plants and the atmosphere in response to changes in leaf temperature, light intensity, and air humidity—interactions with leaf conductance and apoplastic NH<sub>4</sub><sup>+</sup> and H<sup>+</sup> concentrations. **Plant Physiol.**, v. 112, p. 67–74, 1996.
- HUSTED, S.; SCHJOERRING, J.K. Apoplastic pH and ammonium concentration in leaves of *Brassica napus* L. **Plant Physiol.**, v. 109, p. 1453–1460, 1995.
- ISMAIL, B. S.; AHMED, A. R. Attenuation of the herbicidal activities of glufosinate-ammonium and imazapyr in 2 soils. **Agriculture Ecosystems and Environmental**, Zurich, v. 47, n. 4, p. 279-285, 1994.

- JANSEN, C.; SCHUPHAN, I.; SCHMIDT, B. Glufosinate metabolism in excised shoots and leaves of twenty plant species. **Weed Sci.**, v. 48, p. 319–326, 2000.
- JEWELL, T.; BUFFIN, D. Health and environmental impacts of glufosinate ammonium. **Pesticides Action Network**, London, p. 1-22, 2001.
- KISSMANN, K.G. **Resistência de plantas daninhas a herbicidas**. Available at: [http://www.hrac-br/arquivos/textos\\_resistencia\\_herbicidas.doc](http://www.hrac-br/arquivos/textos_resistencia_herbicidas.doc). Acesso em: 01 de maio 2012.
- KISSMANN, K. G.; GROTH, D. **Plantas infestantes e nocivas**. 2.ed. São Paulo: BASF, Tomo II. p. 978, 1999.
- KHAN, S. U. **Pesticides in the soil environment**. Amsterdam: Elsevier Scientific Publishing Company, p.240, 1980.
- KLECZKOWSKI, L.A. Inhibitors of photosynthetic enzymes/carriers and metabolism. **Ann. Rev. Plant Physiol. Plant Molec. Biol.**, v. 45, p. 339-367, 1993.
- KLEIER, D. A. Phloem mobility of xenobiotics. I. Mathematical model unifying the weak acid and intermediate permeability theories. **Plant Physiol.**, v. 86, p. 803–810, 1988.
- KLEM, K.; PUNDOVA, M.; HRABALOVA, H.; NAU, J.; VAOVA, M., MASOJIDEK, J.; TOMEK, P. Comparison of chlorophyll fluorescence and whole-plant bioassays of isoproturon. **Weed Res.**, v. 42, p. 335–341. 2002.
- KÖCHER, H. Inhibitors of glutamine synthetase and their effects in plants. **Proc. Br. Crop Prot. Conf. Weeds**, v. 42, p. 173–181, 1989.
- KÖCHER, H. Influence of the light factor on physiological effects of the herbicide HOE 39866, **Annals Applied Biology**, Oxford, v. 4, p. 227, 1983.
- KÖCHER, H.; LOTZSCH, K. Uptake, translocation and mode of action of the herbicide glufosinateammonium in warm climate weed species. In: ASIAN PACIFIC WEED SCIENCE CONFERENCE, 10., 1985, Chiang Mai. **Proceedings...** Chiang Mai: Asian-Pacific Weed Science Society, 1985, p. 193.
- KRAUSZ, R.F.; KAPUSTA, G.; MATTHEWS, J.L.; BALDWIN, J.L.; MASCHOFF, J. Evaluation of glufosinate-resistant corn (*Zea mays*) and glufosinate: efficacy on annual weeds. **Weed Technol.**, v. 13, p. 691–696, 1999.
- KUMARATILAKE, A. R.; LORRAINE-COLWILL, D. F.; PRESTON, C. A comparative study of glufosinate efficacy in rigid ryegrass (*Lolium rigidum*) and sterile oats (*Avena sterilis*). **Weed Sci.**, v. 50, p. 560–566, 2002.
- LACA-BUENDIA, J. P. Controle das plantas daninhas na cultura algodoeira. **Inf. Agropec.**, v. 8, n. 92, p. 37-47, 1990.

- LACUESTA, M; MUNOZ-RUEDA, A.; GONZALEZ-MURUA, C.; SIVAK, M.N. Effect of phosphinothricin (glufosinate) on photosynthesis and chlorophyll fluorescence by barley leaves illuminated under photorespiratory and non-photorespiratory conditions. **J. Exp. Bot.**, v. 43, p. 159–165, 1992.
- LAM, H.M.; et al. Use of Arabidopsis mutants and genes to study amide amino acid biosynthesis. **Plant Cell**, v. 7, p. 887-898, 1996.
- LAM, H. M. et al. Use of Arabidopsis mutants and genes to study amide amino acid biosynthesis. **Plant Cell**, Rockville, v. 7, p. 887-898, 1995.
- LANGELUDDEKE, P.; BAEDEL, H.; BIERINGER, H. Trials on the influence of air humidity and rainfall on the efficacy of glufosinate-ammonium. In: SYMPOSIUM FACTORS INFLUENCING HERBICIDAL ACTIVITY AND SELECTIVITY, 1988, Wageningen. **Proceedings...** Wageningen, p. 227-232, 1988.
- LEA, P. J. Nitrogen metabolism. In: LEA, P. J.; LEEGOOD, R. C. **Plant biochemistry and molecular biology**. Chichester: John Wiley & Sons, p. 155-180, 1993.
- LEA, P.J. Nitrogen metabolism. In: LEA, P.J., LEEGOOD, R.C. **Plant biochemistry and molecular biology**. Chichester: John Wiley and Sons, p. 155-180, 1992.
- LEA, P. J. et al. The action of 2-amino-4 (methylphosphinyl)-butanoic acid (phosphinothricin) and its 2-oxo-derivative on the metabolism of cyanobacteria and higher plants. **Phytochemistry**, Oxford, v. 23, p. 1-6, 1984.
- LEASON, M.; CUNLIFFE, D.; PARKIN, D.; LEA, P.J.; MIFLIN, J. Inhibition of pea leaf glutamin synthetase by sulphoximine, phosphinothricin and other glutamate analogues. **Phytochemistry**, v. 21, p. 855–857, 1982.
- LOGUSCH, E.W.; WALKER, D.M.; MCDONALD, J.F., FRANZ, J.E. Inhibition of plant glutamine synthetases by substituted phosphinothricins, **Plant Physiol.**, v. 95, p. 1057–1062, 1991.
- MACHADO, A. T. et al. Determinação da atividade de enzimas envolvidas no metabolismo do nitrogênio em diferentes genótipos de milho. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Campinas, v. 4, n. 1, p. 45-47, 1992.
- MAGALHÃES, J. R. et al. Nitrogen assimilation efficiency in maize genotypes under ammonia stress. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Campinas, v. 5, n. 2, p. 163-166, 1993.
- MANDERSCHIED, R.; WILD, A. Studies on the mechanism of inhibition by phosphinothricin of glutamine synthetase isolated from *Triticum aestivum* L. **J. Plant Physiol.** V. 123, p. 135–142, 1986.



- MANDERSCHIED, R.; WILD, A. The effect of phosphinothricin on the assimilation of ammonia in plants, **Z. Naturforsch.**, v. 39, p. 500–504, 1984.
- MASCHHOFF, J.R.; HART, S.E.; BALDWIN, J.L. Effect of ammonium sulfate on the efficacy, absorption, and translocation of glufosinate, **Weed Science**, v. 48, p. 2–6, 2000.
- MASCLAUX-DAUBRESSE, C. et al. Glutamine synthetase–glutamate synthase pathway and glutamate dehydrogenase play distinct roles in the sink–source nitrogen cycle in tobacco. **Plant Physiology**, Rockville, v. 140, p. 444-456, 2006.
- MATHIASSEN, S. K.; KUDSK, P. The influence of adjuvants on the activity, rainfastness and response to climatic conditions of glufosinate. In: SYMPOSIUM QUANTITATIVE APPROACHES IN WEED AND HERBICIDE RESEARCH AND THEIR PRACTICAL APPLICATION, 1993, Braunschweig. **Proceedings...** Braunschweig: EWRS, p. 243-250, 1993.
- MATHEWS, C. K.; VAN HOLDE, K. E. **Biochemistry**. Washington, DC: Benjamin Cummings Co., p. 1129, 1990.
- MATTSSON, M.; SCHJOERRING, J.K. Senescence-induced changes in apoplastic and bulk tissue ammonia concentrations of ryegrass leaves. **New Phytol.**, v. 160, p. 489–499, 2003.
- MATTSSON, M.; SCHJOERRING, J.K. Ammonia emission from young barley plants: influence of N source, light/dark cycles and inhibition of glutamine synthetase. **J. Exp. Bot.**, v. 47, p. 477–484, 1996.
- MELHORANÇA, A. L.; BELTRÃO, N. E. M. **Plantas daninhas: importância e controle**. In: Empresa Brasileira de Pesquisa agropecuária - EMBRAPA Algodão: tecnologia de produção. Dourados: Embrapa Agropecuária Oeste; Embrapa Algodão, 2001. p. 227-237.
- MERKEL, U.; RATHKE, G.W; SCHUSTER, C.; WARNSTORFF, K.; DIEPENBROCK, W. Use of glufosinate-ammonium to control cruciferous weed species in glufosinate-resistant winter oilseed rape. **Field Crop Research**, v. 85, p. 237-249, 2004.
- MERSEY, B, G. et al. Factors affecting the herbicidal activity of glufosinate-ammonium: adsorption, translocation, and metabolism in barley and green foxtail. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, Maryland Heights, v. 37, p. 90-98, 1990.
- MIFLIN, B.J.; HABASH, D.Z. The role of glutamine synthetase and glutamate dehydrogenase in nitrogen assimilation and possibilities for improvement in the nitrogen utilization of crops. **Journal of Experimental Botany**, v. 53, p. 979-987, 2002.
- MIFLIN, B.J.; LEA, P.J. The pathway of nitrogen assimilation in plants. **Phytochemistry**, v. 15, p. 873-885, 1976

NETO, F. S.; COBLE, H. D.; CORBIN, F. T. Absorption, translocation, and metabolism of  $^{14}\text{C}$ -glufosinate in *Xanthium strumarium*, *Commelina diffusa*, and *Ipomoea purpurea*. **Weed Sci.** v. 48, p.171–175, 2000.

NISHIMOTO, R. K.; RAHMAN, A. Effect of incorporation depth and soil organic matter content on herbicidal activity. **New Zealand Journal Agricultural Research**, Singapore, v. 28, p. 531-535, 1985.

OAKS, A., HIREL, B. Nitrogen metabolism in roots. **Annual Review of Plant Physiology**, Palo Alto, v. 36, p. 345-365, 1985.

OLIVEIRA, F. A.; SILVA, J. J. S. **Uso consecutivo e desenvolvimento radicular do algodoeiro herbáceo (*Gossypium hirsutum* L.)**. Salvador: EPABA, 1987. 22 p. (Boletim de Pesquisa, 8).

PETERSEN, J.; HURLE, K. Influence of climatic conditions and plant physiology on glufosinate-ammonium efficacy, **Weed Res.**, v. 41, p. 31–39, 2001.

PETERSEN, J.; HURLE, K. Einsatz von Liberty zur Klettenlabkrautbekämpfung in glufosinat resistentem Winterraps. **Z PflKrankh PflSchutz**, Sonderh, v. 17, p. 389-396, 2000.

PITELLI, R. A. Interferência das plantas daninhas em culturas agrícolas. **Inf. Agropec.**, v. 11, n. 129, p. 16-27, 1985.

PORNPROM, T.; SURAWATTANANON, S.; SRINIVES, P. Ammonia accumulation as an index of glufosinate-tolerant soybean cell lines, **Pestic. Biochem. Physiol.**, v. 68, p. 102–106, 2000.

PLINE, W. A.; WU, J.; HATZIOS, K. K. Absorption, translocation, and metabolism of glufosinate in five weed species as influenced by ammonium sulfate and pelargonic acid. **Weed Sci.**, v. 47, p. 636–643, 1999.

RAHMAN, A.; DYSON, C. B.; BURNEY, B. Effect of soil organic matter on the phytotoxicity of soil-applied herbicides-field studies. **New Zealand Journal Agricultural Research**, Singapore, v. 6, p. 69-75, 1978.

RAMSEY, R. J. L.; STEPHENSON, G. R.; HALL, J. C. Effect of relative humidity on the uptake, translocation and efficacy of glufosinate ammonium in wild oat (*Avena fatua*). **Pestic. Biochem. Physiol.**, v. 73, p. 1–8, 2002.

RASCHE, E.; CREMER, J. G. D.; ZINK, J. The development of glufosinate ammonia tolerant crops into the market. Proc. Br. **Crop Prot. Conf. Weeds** v. 3, p. 791–800, 1995.

- RIDLEY, S. M.; MCNALLY, S. F. Effects of phosphinothricin on the isoenzymes of glutamine synthetase isolated from plant species which exhibit varying degrees of susceptibility to the herbicide. **Plant Sci.** V. 39, p. 31–36, 1985.
- RODRIGUES, B.N.; ALMEIDA, F.S. **Guia de herbicidas**. 6. RODRIGUES, B.N.; ALMEIDA, F.S. (Eds): Londrina, p. 84, 2011.
- RONZIO, A.R.; ROWE, W.B.; MEISTER, A. Studies on the mechanism of inhibition of glutamine synthetase by methionine-sulfoximine. **Biochemistry**, v. 8, p. 1066–1075, 1969.
- ROSS, M. A.; LEMBI, C. A. Applied Weed Science. **Macmillan Publishing Company**, New York, NY. 340 p. 1985.
- RUHLAND, M.; ENGELHARDT, G.; PAWLIZKI, K. Distribution and metabolism of D/L-, L- and D-glufosinate in transgenic, glufosinate-tolerant crops of maize (*Zea mays* L ssp mays) and oilseed rape (*Brassica napus* L var napus). **Pest Manag. Sci.**, v. 60, p. 691–696, 2004.
- SALGADO, T. P. et al. Períodos de interferência das plantas daninhas na cultura do algodoeiro (*Gossypium hirsutum*). **Planta Daninha**, v. 20, n. 3, p. 373-379, 2002.
- SAUER, H.; WILD, A.; RUHLE, W. The effect of phosphinothricin (glufosinate) on photosynthesis. II. The causes of inhibition of photosynthesis. **Zeitschrift fuer Naturforschung**. Tuebingen, v. 42, p. 270-278, 1987.
- SEELYE, J.F.; BORST, W.M.; KING, G.A.; HANNAN, P.J.; MADDOCKS, D. Glutamine synthetase activity ammonium accumulation and growth of callus cultures of *Asparagus officinalis* L. exposed to high ammonium or phosphinothricin, **J. Plant Physiol.**, v. 146, p. 686–692, 1995.
- SHELP, B.; SWANTON, C.J.; HALL, J.C. Glufosinate (phosphinothricin) mobility in young soybean shoots, **Journal of Plant Physiology**, v.139, p. 626–628, 1992.
- SIVASANKAR, S.; OAKS, A. Nitrate assimilation in higher plants-The effect of metabolites and light. **Plant Physiology**, v. 34, p. 609-620, 1996.
- KÖCHER, H.; LOTZSCH, K. Uptake, translocation and mode of action of the herbicide glufosinateammonium in warm climate weed species. In: ASIAN PACIFIC WEED SCIENCE CONFERENCE, 10. Chiang Mai. **Proceedings...** Chiang Mai: Asian-Pacific Weed Science Society, p. 1985, 1985.
- SMITH, A. E. Transformation of the herbicide [<sup>14</sup>C] glufosinate in soils. **J. Agric. Food Chem.**, v. 37, p. 267–271, 1989.
- SMITH, A. E.; BELYK, M. B. Field persistence studies with the herbicide glufosinate-ammonium in Saskatchewan soils. **J. Environ. Qual.**, v.18, p. 475–479, 1989.

STECKEL, G. J. et al. Glufosinate efficacy on annual weeds as influenced by rate and growth stage. **Weed Technology**, Lawrence, v. 11, p. 484-488, 1997.

STITT, M.; MULLER, C.; MATT, P.; GIBON, Y.; CARILLO, P.; MORCUENDE, R.; SCHEIBLE, W.R.; KRAPP, A. Steps towards an integrated view of nitrogen metabolism. **Journal of Experimental Botany**, v.53, p.959-970, 2002.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 4 ed. Porto Alegre: Artmed, p. 322, 2009.

TOMLIN, C. **The pesticide manual**. 12th ed. Farnham: The British Crop Protection, p. 555, 2000.

ULLRICH, W. R.; ULLRICH-EBERIUS, C. I.; KÖCHER, H. Uptake of glufosinate and concomitant membrane potential changes in *Lemna gibba*. **PESTICIDE BIOCHEMISTRY AND PHYSIOLOGY**, v.37, p. 1-11, 1990.

USDA. **Production Estimates and Crop Assessment Division**, FAS, USDA  
Julho/2012.<<http://www.fas.usda.gov/psdonline/psdreport.aspx?hidReportRetrievalName=BVS&hidReportRetrievalID=958&hidReportRetrievalTemplateID=1>>, acesso em: 9 agosto de 2012

WALLSGROVE, R.M.; KEYS, A.J.; LEA, P.J.; MIFLIN, B.J. Photosynthesis, photorespiration and nitrogen metabolism, **Plant Cell Environ.**, v. 6, p. 301–309, 1983.

WEBER, J. B.; PETER, C. J. Adsorption, bioactivity, and evaluation of soil tests for alachlor, acetochlor, and metolachlor. **Weed Science**, Lawrence, v. 30, p. 14-20, 1982.

WENDLER, C.; BARNISKE, E.M.; WILD, A. Effect of phosphinothricin (glufosinate) on photosynthesis and photorespiration of C<sub>3</sub> and C<sub>3</sub> **Plants. Photosynth. Res.**, v. 24, p. 55–61. 1990.

WILD, A.; WENDLER, C. Inhibitory action of glufosinate on photosynthesis. **Z. Naturforsch.**, v. 48c, p. 367–373. 1993.

WILD, A., SAUER, H., RUHLE, W. The effect of phosphinothricin (glufosinate) on photosynthesis. I. Inhibition of photosynthesis and accumulation of ammonia. **Z. Naturforsch.**, v. 42C, p. 263–269, 1987.

Wild, A., Manderscheid, A., 1984. The effect of phosphinothricin on the assimilation of ammonia in plants. **Z. Naturforsch.** 39C, 500–504.

WILD, A.; MANDERSCHIED, R. The effect of phosphinothricin on the assimilation of ammonia in plants. **Z. Naturforsch.**, v. 39c, p. 500–504, 1984.

WOO, K.C.; OSMOND, B. Stimulation of ammonia and 2-oxoglutarate-dependent O<sub>2</sub> evolution in isolated chloroplasts by dicarboxylates and the role of the chloroplast in photorespiratory nitrogen recycling. **Plant Physiology**, Lancaster, v. 69, p. 591-596, 1982.

YAMASHITA, O. M. et al. Efeito de doses reduzidas de oxyfluorfen em cultivares de algodoeiro. **Planta Daninha**, v. 26, n. 2, p. 917-921, 2008.

YAZBEK JÚNIOR, W.; FOLONI, L. L. Efeito de protetores de sementes na seletividade de herbicida na cultura do algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L.). **Ecossistema**, v. 29, n. 1, p. 33-38, 2004.