

**UNIVERSIDADE DE PASSO FUNDO**  
**FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA**  
**VETERINÁRIA**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA**

**EFEITO DA TEMPERATURA E DE FUNGICIDAS NA**  
**EPIDEMIA DA MANCHA-AMARELA DO TRIGO E NO**  
**RENDIMENTO DE GRÃOS**

**CAMILA RANZI**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da Universidade de Passo Fundo, para obtenção do título de Doutora em Agronomia - Área de Concentração em Fitopatologia.

Passo Fundo, abril de 2015

A Comissão Examinadora, abaixo assinada, aprova a tese

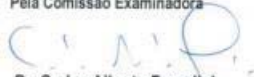
"Efeito da temperatura e de fungicidas na epidemia da mancha-amarela do trigo e no rendimento de grãos"

Elaborada por

CAMILA RANZI

Como requisito parcial para a obtenção do grau de  
"Doutora em Agronomia – Área de Fitopatologia"

Aprovada em: 10/04/2015  
Pela Comissão Examinadora



**Dr. Carlos Alberto Forcelini**  
Presidente da Comissão Examinadora  
Orientador



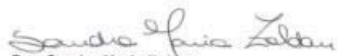
**Dra. Caroline Wesp Güteres**  
CCGL-Tec



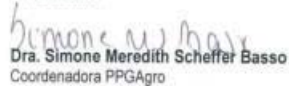
**Dr. Flávio Santana**  
Embrapa Trigo



**Dra. Carolina Cardoso Deuner**  
FAMV/UPF



**Dra. Sandra Maria Zoldan**  
OR Sementes



**Dra. Simone Meredith Scheffer Basso**  
Coordenadora PPGAgro



**Dr. Hélio Carlos Rocha**  
Diretor FAMV

CIP – Catalogação na Publicação

---

- R214e Ranzi, Camila  
Efeito da temperatura e de fungicidas na epidemia da  
mancha-amarela do trigo e no rendimento de grãos /  
Camila Ranzi. – 2015.  
119 f. : il. ; 25 cm.
- Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade de  
Passo Fundo, 2015.  
Orientador: Prof. Ph.D. Carlos Alberto Forcelini.
1. Agronomia. 2. Grãos - Doenças e pragas. 3. Trigo -  
Doenças e pragas. 4. Fitopatologia. I. Forcelini, Carlos  
Alberto, orientador. II. Título.
- CDU: 633.13

**UNIVERSIDADE DE PASSO FUNDO**  
**FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA**  
**VETERINÁRIA**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA**

**EFEITO DA TEMPERATURA E DE FUNGICIDAS NA**  
**EPIDEMIA DA MANCHA-AMARELA DO TRIGO E NO**  
**RENDIMENTO DE GRÃOS**

**CAMILA RANZI**

**Orientador: Prof. Ph.D. Carlos Alberto Forcelini**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da Universidade de Passo Fundo, para obtenção do título de Doutora em Agronomia - Área de Concentração em Fitopatologia.

Passo Fundo, abril de 2015

*“Quando amamos e acreditamos do fundo de nossa alma, em algo, nos sentimos mais fortes que o mundo, e somos tomados de uma serenidade que vem da certeza de que nada poderá vencer a nossa fé. Essa força estranha faz com que sempre tomemos a decisão certa, na hora exata e quando atingimos nossos objetivos ficamos tão surpresos com nossa própria capacidade”*

*Paulo Coelho*

Ao meu marido Altier, meus pais, Luiz e Nelsi, às minhas irmãs Caroline e Bárbara, para que quando lerem seus nomes nessa obra, sintam o amor e a admiração que lhes tenho.

DEDICO

## AGRADECIMENTOS

**A Deus**, agradeço por possibilitar a realização de meus planos e sonhos. A Ele, toda a gratidão por ser meu pai nos momentos de alegria, por ser o caminho nos momentos de incertezas e por ser o refúgio nos momentos necessários. A Ti, Senhor, dedico essa etapa de minha vida, confiando que continuarás a conduzir meus passos em direção à Tua vontade perfeita e soberana. Obrigado por tudo!

**À família**, Agradeço meu pai Luiz, minha mãe Nelsi, minhas irmãs Caroline e Bárbara, e meu marido Altier, pelo incentivo, apoio, carinho, paciência e por serem exemplos, pessoas que estão e estarão sempre no meu lado esquerdo do peito. Também em nome deles agradeço toda família que de uma forma ou outra de suas maneiras contribuíram pra essa conquista.

AMO VOCÊS!

**Ao professor orientador, Carlos Alberto Forcelini**, agradeço por proporcionar-me o conhecimento não apenas racional, mas a manifestação do caráter e afetividade da educação no processo de *formação profissional*. Obrigada pela dedicação, paciência e exemplo.

**À CAPES, FAPERGS e PPGAgro**, pela oportunidade de realização desse curso mediante a concessão da bolsa de estudos.

**Aos meus amigos**, Juliane N. Camera sempre ao meu lado nesta caminhada desde a graduação, à Bianca Barber, Victória Bertagnolli,

Elaine Deuner, Valéria Guissi, Rosane Baldiga Tonin, Aveline Avozzani, Anderson Danelli, pelas conversas amigas, pelo carinho, pelas orientações e pelo auxílio na condução dos trabalhos.

**Aos professores e à banca,** pela disponibilidade em contribuir na realização dessa defesa e pelas sugestões valiosas.

**Aos funcionários da UPF,** em especial a Cinara, Paulo, Lucilaine, e Mari pela ajuda, paciência e amizade conquistada.

**Aos estagiários,** em especial aos estagiários Gustavo, Giovani, Elias, Rudi, Luciane e Rafael pelo auxílio na execução dos experimentos e pela amizade.

## SUMÁRIO

	<b>Página</b>
<b>SUMÁRIO</b> .....	vii
<b>LISTA DE TABELAS</b> .....	x
<b>LISTA DE FIGURAS</b> .....	xi
<b>RESUMO</b> .....	01
<b>ABSTRACT</b> .....	03
<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	05
<b>2 REVISÃO DE LITERATURA</b> .....	09
2.1 Mancha-amarela do trigo.....	09
2.1.1 Ocorrência.....	09
2.1.2 Danos.....	10
2.1.3 Etiologia.....	11
2.1.4 Sintomatologia.....	12
2.1.5 Efeitos ambientais no desenvolvimento da doença.....	14
2.1.6 Ciclo da relação patógeno/hospedeiro.....	15
2.1.6.1 Hospedeiros e fontes de inóculo.....	15
2.1.6.2 Remoção e transporte de inóculo.....	16
2.1.6.3 Deposição, germinação, penetração e colonização.....	16
2.1.7 Componentes da epidemia.....	17
2.1.7.1 Expansão de lesão.....	18
2.1.7.2 Ciclos secundários.....	21
2.1.8 Manejo integrado da doença.....	22
2.1.8.1 Controle cultural.....	23
2.1.8.2 Controle genético.....	23
2.1.8.3 Controle químico.....	25
2.1.9 Características dos grupos químicos de fungicidas.....	27
2.1.9.1 Triazol.....	27
2.1.9.2 Estrobilurina.....	29
2.1.9.3 Carboxamida.....	30
2.1.10 Componentes de rendimento.....	31
<b>CAPÍTULO I</b> .....	33
Efeito da temperatura na expansão de lesão, severidade	33
da mancha-amarela e produção e germinação de conídios de	33
<i>Drechslera tritici-repentis</i> .....	33
<b>RESUMO</b> .....	33
<b>ABSTRACT</b> .....	34



	<b>Página</b>
<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	35
<b>2 MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	36
2.1 Experimento A.....	37
2.1.1 Cultivo de plantas de trigo.....	37
2.1.2 Origem e obtenção de inóculo de <i>D. tritici-repentis</i> .....	37
2.1.3 Esporulação de <i>D. tritici-repentis</i> .....	39
2.1.4 Inoculação de <i>D. tritici-repentis</i> em plantas de trigo.....	39
2.1.5 Avaliações.....	40
2.2 Experimento B.....	40
2.2.1 Obtenção do inóculo de <i>Drechslera tritici-repentis</i> .....	40
2.2.2 Avaliação.....	41
2.3 Experimento C.....	42
2.3.1 Avaliação da esporulação.....	43
<b>3 RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	43
<b>3.1 Experimento A</b> .....	43
<b>3.2 Experimento B</b> .....	48
<b>3.3 Experimento C</b> .....	51
<b>4 CONCLUSÕES</b> .....	53
<b>CAPÍTULO II</b> .....	54
Aplicação preventiva e curativa de fungicidas para controle da mancha-amarela em trigo.....	54
<b>RESUMO</b> .....	54
<b>ABSTRACT</b> .....	55
<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	56
<b>2 MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	57
2.1 Cultivo de plantas de trigo.....	58
2.2 Inoculação de <i>D. tritici-repentis</i> .....	58
2.3 Aplicação de fungicidas.....	59
2.4 Avaliações.....	59
<b>3 RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	60
<b>4 CONCLUSÕES</b> .....	70
<b>CAPÍTULO III</b> .....	71
Movimento de fungicidas em folhas de trigo e sua ação sobre a mancha-amarela.....	71
<b>RESUMO</b> .....	71
<b>ABSTRACT</b> .....	72
<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	73
<b>2 MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	74
2.1 Cultivo e acondicionamento de plantas.....	74

2.2 Aplicações de fungicidas e Inoculação de <i>D. tritici-</i>	75
<i>repentis</i> .....	75
2.3 Avaliações.....	75
<b>3 RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	76
<b>4 CONCLUSÕES</b> .....	85
<b>CAPÍTULO IV</b> .....	86
Desfolha de plantas de trigo e seu efeito sobre o peso de	86
mil grãos.....	86
<b>RESUMO</b> .....	86
<b>ABSTRACT</b> .....	87
<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	88
<b>2 MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	89
2.1 Cultivares.....	89
2.2 Experimento no campo.....	90
2.3 Experimento em casa de vegetação.....	91
<b>3 RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	93
<b>4 CONCLUSÕES</b> .....	101
<b>REFERÊNCIAS</b> .....	102

## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela</b>		<b>Página</b>
1	Fungicidas indicados para o controle de manchas foliares - <i>Bipolaris sorokiniana</i> , <i>Drechslera</i> spp. e <i>Stagonospora nodorum</i> .....	26
<b>CAPÍTULO IV</b>		
1	Características agronômicas e qualidade industrial de diferentes cultivares de trigo. Passo Fundo, RS. 2014.....	89
2	Peso de mil grãos (g) em diferentes cultivares de trigo, tratados com fungicidas sob diferentes níveis de desfolha.....	95
3	Peso de mil grãos (g) em diferentes cultivares de trigo, não tratados com fungicidas.....	96
4	Peso de mil grãos (g) em cultivares de trigo sob diferentes níveis de desfolha. Passo Fundo, RS. 2014.....	99

## LISTA DE FIGURAS

Figura		Página
1	Ciclo biológico de <i>Drechslera tritici-repentis</i> .....	21
<b>CAPÍTULO I</b>		
1	Conídio de <i>Drechslera tritici-repentis</i> não germinado e germinado.....	40
2	Taxa de expansão de lesão (mm <sup>2</sup> /dia) da mancha-amarela em função de diferentes temperaturas de exposição em dois cultivares de trigo e com dois isolados, no período de 12 dias após a inoculação. UPF, Passo Fundo, 2012.....	43
3	Severidade da mancha-amarela (%) sob diferentes temperaturas de exposição em dois cultivares de trigo e com dois isolados distintos, no período de 12 dias após a inoculação. UPF, Passo Fundo, 2012.....	45
4	Número de lesões da mancha-amarela sob diferentes temperaturas de exposição em dois cultivares de trigo e com dois isolados distintos, no período de 12 dias após a inoculação. UPF, Passo Fundo, 2014.....	47
5	Germinação de conídios de <i>Drechslera tritici-repentis</i> em função da temperatura de incubação. Passo Fundo, RS. 2014.....	48
6	Germinação de conídios de <i>Drechslera tritici-repentis</i> em função do tempo de incubação. Passo Fundo, RS. 2014.....	49
7	Comprimento do tubo germinativo de conídios de <i>Drechslera tritici-repentis</i> em função da temperatura de incubação. Passo Fundo, RS. 2012.....	50
8	Número de esporos produzidos em diferentes temperaturas de exposição.....	51
<b>CAPÍTULO II</b>		

<b>Figura</b>		<b>Página</b>
1	Porcentagem de severidade em aplicação preventiva de diferentes fungicidas seguida de três momentos de inoculação (1,5 e 10 DAA), em cultivares distintos. UPF, Passo Fundo, 2013.....	61
2	Porcentagem de severidade em aplicação curativa de diferentes fungicidas em três momentos (1,5 e 10 DAI), em cultivares distintos. UPF, Passo Fundo, 2013.....	63
3	Efeito de diferentes fungicidas conduzidos de forma preventiva e curativa na quantidade de lesões (mm <sup>2</sup> ) de mancha-amarela em diferentes cultivares de trigo. UPF, Passo Fundo, 2013.....	64
4	Número de lesões da mancha-amarela em três intervalos de aplicação diferentes 1,5 e 10 dias após a inoculação (Curativo) e o mesmo intervalo de inoculação após a aplicação (Preventivo) em diferentes cultivares de trigo. UPF, Passo Fundo, 2013.....	65
5	Efeito de diferentes fungicidas conduzidos de forma preventiva e curativa no tamanho das lesões (mm <sup>2</sup> ) da mancha-amarela em diferentes cultivares de trigo. UPF, Passo Fundo, 2013.....	67
6	Tamanho das lesões (mm <sup>2</sup> ) da mancha-amarela em três intervalos de aplicação diferentes 1,5 e 10 dias após a inoculação (Curativo) e o mesmo intervalo de inoculação após a aplicação (Preventivo) em diferentes cultivares de trigo. UPF, Passo Fundo, 2013.....	68
<b>CAPÍTULO III</b>		
1	Número de lesões em cada terço da folha (superior, médio e inferior), com inoculação de <i>Drechslera tritici-repentis</i> dois dias após a aplicação.....	77
2	Número de lesões em cada terço da folha (superior, médio e inferior), com inoculação de <i>Drechslera tritici-repentis</i>	

		<b>Página</b>
<b>Figura</b>		
3	quatro dias após a aplicação..... Área média das lesões quando inoculado aos dois dias após aplicados os diferentes fungicidas em cada terço da folha (superior, médio e inferior).....	79  81
4	Área média das lesões quando inoculado aos quatro dias após aplicados os diferentes fungicidas em cada terço da folha (superior, médio e inferior).....	82
<b>CAPÍTULO IV</b>		
1	Peso de mil grãos (g) de trigo, sob diferentes níveis de desfolha, com aplicações subsequentes de fungicidas.....	92
2	Efeito da desfolha no peso de mil grãos em trigo.....	93
3	Peso de mil grãos (g) de trigo, sob diferentes níveis de desfolha, sem aplicação de fungicida.....	94
4	Efeito da desfolha no peso de mil grãos (g) em diferentes cultivares de trigo.....	96
5	Peso de mil grãos (g) sob diferentes níveis de desfolha das cultivares em casa de vegetação.....	98

**EFEITO DA TEMPERATURA E DE FUNGICIDAS NA  
EPIDEMIA DA MANCHA-AMARELA DO TRIGO E NO  
RENDIMENTO DE GRÃOS**

**CAMILA RANZI<sup>1</sup>**

**RESUMO** – A cultura do trigo tem grande importância para o Brasil e o Rio Grande do Sul. Contudo, diversas doenças limitam a produtividade da cultura em algumas safras. No sistema de plantio direto, a mancha-amarela, causada pelo fungo *Pyrenophora tritici-repentis*, forma anamórfica *Drechslera tritici-repentis*, causa danos significativos à cultura do trigo. Um dos componentes da epidemia, que dificulta o controle da mancha-amarela é a expansão das lesões pela produção de toxinas do fungo nos tecidos da planta. Para conhecer melhor a epidemiologia da doença e aprimorar o seu manejo foram conduzidas pesquisas na UPF, de 2012 a 2014. Inicialmente, plantas de trigo dos cultivares Fundacep Horizonte e OR Mirante, inoculadas com *D. tritici-repentis*, foram submetidas a temperaturas de 10, 15, 20, 25 e 30 °C e avaliadas quanto a taxa de expansão da lesão e severidade. As temperaturas mais altas (30 °C) promoveram maior número, severidade e aumento de lesões. Após, placas contendo conídios em meio ágar-água foram incubadas nas temperaturas 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 e 40 °C, por 3, 6, 9 e 12 horas, para avaliação da

---

<sup>1</sup> Agrônoma, mestre, doutoranda do Programa de Pós-Graduação em Agronomia (PPGAgro) da FAMV/UPF, Área de Concentração Fitopatologia.

germinação. A germinação máxima estimada foi obtida na temperatura de 19 °C e tempo de exposição de 10,6 horas. Para esporulação, discos de folhas com sintomas da doença foram incubadas em câmara úmida sob as temperaturas de 10, 15, 20, 25 e 30 °C. A maior produção de conídios foi na temperatura de 14°C. Em outro trabalho, os fungicidas: propiconazol 125 gramas de ingrediente ativo por hectare (g.i.a/ha), azoxistrobina (75 g.i.a/ha), propiconazol + azoxistrobina (125 + 75 g.i.a/ha) e fluxapiroxade + piraclostrobina (50,1 + 99,9 g.i.a/ha), foram aplicados 1, 5 e 10 dias após a inoculação nos cultivares Fundacep Horizonte, Quartzo e Iguazú. Em outro os mesmos fungicidas foram aplicados 1, 5 e 10 dias antes das inoculações. O fungicida propiconazol apresentou melhor eficácia no controle da mancha amarela e a estrobilurina isolada foi a que menos contribuiu no controle. Após os fungicidas propiconazol (25 g.i.a/ha), azoxistrobina (75 g.i.a/ha) e a mistura azoxistrobina + benzovindiflupir (90 + 45 g.i.a/ha) foram aplicados em cada terço da folha (inferior, médio ou superior) para avaliar a movimentação destes e o controle da doença. O número e tamanho de lesões no terço aplicado foram menor, nos tratamentos com propiconazol e azoxistrobina + benzovindiflupir; somente o tratamento com propiconazol controlou a mancha amarela no local onde foi aplicado e na parte superior a esta. Por fim, diferentes cultivares foram submetidos a níveis de desfolha (folha bandeira, duas ou três folhas superiores) e o peso de mil grãos medidos após a colheita. A desfolha influenciou negativamente o PMG. A medida que aumentou o número de folhas removidas da planta, diminuiu o peso de mil grãos.



**Palavras-chave:** *Drechslera tritici-repentis*, mancha foliar, *Triticum aestivum*,

**EFFECT OF TEMPERATURE AND FUNGICIDES ON  
EPIDEMIC TAN SPOT IN WHEAT AND IN THE YIELD OF  
GRAINS**

**ABSTRACT** - The culture of wheat has great importance for Brazil and Rio Grande do Sul Nevertheless, various diseases limit the crop yield in some crops. In no-tillage system, the tan spot caused by *Pyrenophora tritici-repentis* fungus, anamorphic form *Drechslera tritici-repentis* cause significant damage to the wheat crop. One epidemic of components, which makes the control of the tan spot, is the expansion of lesions for the production of toxins of the fungus in the plant tissues. In order to learn more about the epidemiology of the disease and improve their management there were conducted researches at UPF, from 2012 to 2014. Initially, wheat plants of Fundacep cultivars Horizonte and or Mirante, inoculated with *D. tritici-repentis* were subjected to temperatures of 10, 15, 20, 25 and 30 °C and assessed for lesion growth rate and severity. High temperatures (30 °C) caused the highest number, severity and increase of lesions. Then, conidia plates containing agar medium were incubated at the temperatures 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 and 40°C, for 3, 6, 9 and 12 hours for germination evaluation. The maximum germination was obtained at a temperature of 19 °C and time of 10.6 hours exposure. In order to sporulation, the leaf disks with disease symptoms were incubated in a humid chamber at temperatures of 10, 15, 20, 25 and 30 °C. The highest production of conidia was at 14 °C. In another study,

fungicides: propiconazole 125 grams of active ingredient per hectare (g.i.a/ha), azoxystrobin (75 g.i.a/ha), propiconazole + azoxystrobin (125 + 75 g.i.a/ha) and fluxapyroxad + pyraclostrobin (50.1 + 99.9 g.i.a/ha) there were applied 1, 5 and 10 days after inoculation in the cultivars Fundacep Horizonte, Quartz and Iguaçu. In another one, the same fungicides were applied the same 1, 5 and 10 days before inoculation. The propiconazole fungicide showed better efficacy in controlling the tan spot and isolated strobilurin was the least contributed in control. After the fungicide propiconazole (25 g.i.a/ha), azoxystrobin (75 g.i.a/ha) and azoxystrobin + mixture benzovindiflupyr (90 + 45 g.i.a/ha) there were applied in each third of the leaf (lower, medium or higher part) to evaluate the movement of these elements and disease control. The number and size of lesions in the applied third was lower in treatments with propiconazole and azoxystrobin + benzovindiflupyr; only the treatment with propiconazole controlled the tan spot at the site where it was applied and on top of this. Finally, different cultivars were subjected to defoliation levels (flag leaf, two or three leaves above) and the thousand grain weight measured after harvest. Defoliation negatively affected the PMG. As we increased the number of removed leaves from the plant it was decreased the weight of a thousand grains.

**Key-words:** *Drechsleratritici-repentis*, leaf spots, *Triticumaestivum*.

## 1 INTRODUÇÃO

O trigo (*Triticum aestivum* L.) é uma cultura de grande importância mundial e é o segundo cereal mais produzido no mundo, com significativo peso na economia agrícola global (MAPA, 2014). Os principais países produtores de trigo no mundo, segundo USDA (2014), são: China, Índia, Estados Unidos, Rússia, Canadá, Austrália e Paquistão.

No Brasil o trigo foi introduzido em 1534, por Martim Affonso de Sousa (CARMO, 1911). Apesar de ter sido cultivado do Rio de Janeiro até o Rio Grande do Sul, ficou concentrado no extremo sul, e quase desapareceu por causa de doenças, conforme comentado por Auguste de Saint Hilaire, em “Viagem ao Rio Grande do Sul”, no período 1816-1822. Na região sul do Brasil, inicialmente no Rio Grande do Sul e posteriormente no Paraná, o trigo desbravou as terras de campo, anteriormente utilizadas pela pecuária extensiva (TOMASINI, 1985). Na safra 2013/14 a área cultivada com trigo brasileira atingiu 2.193,9 mil hectares, sendo os principais estados produtores: Rio Grande do Sul com área plantada 1.038,7 mil hectares, Paraná 976,9 mil hectares e Santa Catarina com 72,6 mil hectares. O Rio Grande do Sul, favorecido pelo clima, ficou responsável por 58% da safra nacional, o Paraná por 32,7% e os demais Estados, por 9,3% (CONAB, 2014).

Segundo Reis & Casa (2007), em razão das condições climáticas, das práticas culturais e da suscetibilidade das cultivares, muitas são as doenças que ocorrem em cereais de inverno no Brasil. Na região sul os maiores danos e perdas causadas pelas doenças estão

relacionados com a redução da área foliar sadia, com a infecção de patógenos na espiga que afetam diretamente o grão ou sementes e com alguns casos de morte de plantas. Entre estas está a mancha-amarela, causada pelo fungo *Drechslera tritici-repentis* (forma teleomórfica *Pyrenophora tritici-repentis*), que é uma das doenças de maior importância econômica no mundo e a mancha mais freqüente na cultura do trigo no Rio Grande do Sul. A mesma apresenta alta intensidade em lavouras conduzidas no sistema plantio direto com monocultura, condição que propicia a sobrevivência e multiplicação do patógeno. Recentemente, outra espécie oriunda do azevém, e denominada *Drechslera siccans*, foi encontrada causando mancha foliar no trigo, com sintomas muito semelhantes a ponto de não serem distinguidas a não ser pela morfologia do conídio (REIS et al., 2011), o que explica o aumento destas doenças, inclusive nas áreas de rotação.

As manchas foliares diferem das doenças causadas por fungos biotróficos, como ferrugens e oídios, por apresentarem grande expansão de lesão a partir das infecções estabelecidas na planta. A importância da expansão da lesão como componente importante de epidemias foi bem destacada por Berger (1997). Porém, esse processo ainda é pouco conhecido em alguns patossistemas, como a mancha-amarela do trigo.

A expansão de lesão representa uma via alternativa para o aumento da epidemia, especialmente sob condições ambientais desfavoráveis à esporulação do fungo. Inicialmente ele secreta toxinas, que matam os tecidos adjacentes à infecção, nos quais o patógeno se alimenta e desenvolve. A expansão de lesão pode ser

quantificada através de medições periódicas do comprimento da lesão e expressa como taxa (mm/dia), usualmente representada pela letra *K*.

O manejo da mancha-amarela é feito por meio de práticas integradas, como utilização de cultivar resistente ou tolerante, produção de sementes sadias, tratamento de sementes com fungicida, semeadura na época indicada, rotação de culturas e aplicação de fungicidas (REIS & CASA, 2007). A resistência genética é uma medida de controle muito importante, porém, no Brasil ainda não se dispõe de cultivares com resistência suficiente para controlar a mancha-amarela do trigo (REUNIÃO, 2011). O uso de fungicidas é um dos principais métodos de controle de doenças de plantas. No entanto, o uso sucessivo pode promover a seleção de linhagens de fungos fitopatogênicos resistentes, não controlados pelo fungicida (GHINI & KIMATI, 2000).

O conhecimento de como a temperatura influencia nos componentes da epidemia permite um melhor entendimento do aumento da doença em certas situações ou anos, assim como o estudo de como os fungicidas dos diferentes grupos químicos agem no controle da mancha-amarela, sua eficácia quando manejados de forma preventiva ou curativa e sua movimentação nos tecidos faz com que se forneçam subsídios importantes para um controle químico eficiente e melhor manejo da doença. É necessário também, buscar outros mecanismos de ação ou utilizar de forma diferente os produtos atualmente disponíveis, pois a maioria dos fungicidas comerciais atuam sobre a formação e germinação de esporos, processos que são menos utilizados pelo patógeno quando ocorre a expansão da lesão. Entender a relação entre a área foliar sadia fotossintetizante com um

dos mais importantes componentes do rendimento, o peso de mil grãos, permite reforçar a importância da manutenção de plantas saudias, sem a interferência de doenças que venham diminuir o peso de grãos.

Neste trabalho em trigo, os experimentos foram organizados com objetivo de: a) avaliar o efeito da temperatura na taxa de expansão de lesão e severidade da mancha-amarela do trigo; b) encontrar a temperatura que permite a melhor germinação de conídios e desenvolvimento dos tubos germinativos de *D. tritici-repentis*; c) encontrar a temperatura ótima para produção de conídios de *D. tritici-repentis* em folha de trigo; d) verificar o comportamento de aplicações de fungicidas de maneira preventiva e curativa no controle da mancha-amarela; e) avaliar o controle da doença em partes da folha tratadas ou não com fungicidas, como forma de verificar a movimentação dos fungicidas; f) avaliar o efeito de diferentes níveis de desfolha sobre o peso de mil grãos em trigo.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 Mancha-amarela do trigo

#### 2.1.1 Ocorrência

A doença foi identificada pela primeira vez na Alemanha em 1902, em gramíneas, em 1928 no Japão na cultura do trigo. Em 1949, na Austrália, a forma teliomórfica *P. tritici-repentis* foi associada pela primeira vez como patógeno em trigo. A doença foi detectada pela primeira vez nos Estados Unidos, em Nova York, em 1940, e no Kansas em 1947 (PFENDER & WOOTKE 1987; WATKINS et al. 1978). No final de 1970, a incidência da mancha amarela aumentou em Oklahoma e as planícies do sul dos Estados Unidos (HUNGER & BROWN, 1987). A doença foi identificada no Canadá em 1939, mas o primeiro surto grave ocorreu em 1974 (TEKAUZ, 1976). Em 1986, a mancha-amarela foi vista pela primeira vez na Ásia Central e logo depois foi considerada uma das principais doenças do trigo, com base em pesquisas de culturas de cereais (POSTNIFOVA & KHASANOV, 1998). No Uruguai, a doença foi detectado pela primeira vez em 1982 e identificado por Luzzardi et al. (1985). Em 1985 a doença foi relatada pela primeira vez no México (GILCHRIST, 1984) e na Bolívia a doença ocorreu de forma severa no ano de 1990.

Díaz de Ackermann & Kholi (2003) relataram que os níveis elevados da doença ocorreram nas províncias do norte do Uruguai desde 1990. Os danos de rendimento de 32% foram estimados, que

vão desde 3-84% entre 1998 e 2009, nos campos onde foi cultivado trigo após trigo (DÍAZ DE ACKERMANN, 2011).

No Brasil, a mancha-amarela foi relatada em 1968, por Costa Neto, no estado do Rio Grande do Sul, e, em 1973, foi observado em Ponta Grossa, no Paraná (METHA 1993). Segundo autor, a partir do ano de 1979, a doença aumentou a incidência em alguns estados como Paraná e São Paulo e hoje é uma das doenças foliares mais frequentes que ocorre reduzindo a produtividade do trigo. As datas destas epidemias coincidem em grande parte com a adoção de práticas de plantio direto na palha, em função de o patógeno sobreviver em restos culturais.

### **2.1.2 Danos**

Os efeitos da mancha amarela sobre os rendimentos do trigo foram relatados a partir de 1974 por Hosford & Busch. A Austrália foi a pioneira em trabalhos para quantificar danos causados pela mancha-amarela, onde Rees & Platz (1983) relataram danos de 13 a 48 %, sendo grande parte da redução da produtividade devido à redução do tamanho dos grãos. Nas planícies centrais dos EUA e Canadá os danos variam de 3 a 50% (HOSFORD & BUSCH, 1974; HOSFORD et al., 1987; SHABBER E BOCKUS, 1988). Já outros autores relatam perdas que atingiram entre 20% e 70% (LAMARI & BERNIER, 1989a, b; MISRA & SINGH, 1972). Durveiller et al. (2005) registraram uma média de 30% na perda em rendimento no sul da Ásia.



No Brasil, Balardin (2001) verificou reduções no rendimento de grãos de trigo em até 49% devido à incidência de manchas foliares. Perello et al (2003) descreveram o crescimento rápido e destrutivo de *D. tritici-repentis* nos países da América do Sul, incluindo Argentina, Brasil, Chile, Paraguai e Uruguai. Segundo Reis & Casa (2007), o dano potencial por manchas foliares do trigo pode atingir até 48%, e eles podem ser estimados pela função normalizada  $R = 1.000 - 5,7 I$  (R= rendimento de grãos; e I = Incidência de manchas foliares. Já, para Zambolim (2005), nas regiões tritícolas do Brasil a mancha amarela pode causar danos de até 80% na produção do trigo.

### **2.1.3 Etiologia**

A mancha-amarela do trigo é causada por um fungo, que na forma anamórfica pertence à Classe dos Deuteromicetos, Ordem Moniliales e Família Dematiacea e na forma teleomórfica a Classe Ascomycetos, Ordem Pleosporales, Família Pleosporaceae (MENEZES & OLIVEIRA, 1993). O fungo apresenta conidióforos simples ou agrupados de 2-3, emergidos através dos estômatos ou entre as células epidérmicas, eretos ou flexuosos, algumas vezes geniculados, cilíndricos ou ligeiramente afilados, freqüentemente dilatados na base, medindo 7-8 x 100-300  $\mu\text{m}$  (WIESE, 1987) ou 6-12 x 250-400  $\mu\text{m}$  (ELLIS, 1971). Conídios solitários, cilíndricos, retos ou ligeiramente curvados, arredondados no ápice e a base caracteriza-se por possuir forma cônica, conhecida como cabeça de cobra, sub-hialinos a ligeira coloração palha, parede delgada, 12-21

x 45-200  $\mu\text{m}$ , 4 a 7 pseudoseptos segundo Wiese (1987) ou 14-20 (17,7) x 80-250 (117)  $\mu\text{m}$  e 1-9 pseudoseptos segundo Ellis (1971). Os conídios germinam por um ou ambos os pólos, podendo também germinar por um tubo germinativo produzido no meio do conídio. Os tubos germinativos basais são laterais no conídio, o primeiro septo desenvolve-se na parte basal e o hilo está localizado no seu interior (MUCHOVEJ et al., 1988).

Os pseudotécios em trigo ou restos culturais de gramíneas são pretos, 200-350  $\mu\text{m}$  em diâmetro, algumas vezes com rostro. Os ascósporos, em número de oito, são ovais a globosos, marrons e medem de 18-28 x 45-70  $\mu\text{m}$ , com três septos transversais e leve constrição nos septos. As células medianas podem ter septação longitudinal (WIESE, 1987). Os ascos, desenvolvidos em ascostroma multilocular, são clavados, com 36-53 x 178-267  $\mu\text{m}$  e bitunicados.

#### **2.1.4 Sintomatologia**

O fungo penetra na epiderme e cresce diretamente intercelularmente através do mesófilo foliar (DUSHNICKY, 1996). A mancha-amarela da folha é assim denominada devido ao amarelecimento que ocorre em volta das lesões, também conhecida como mancha-bronzeada em função das lesões apresentarem cor castanho ou marrom e, helmintosporiose porque o agente que causa a doença pertenceu a esse gênero (REIS & CASA 1996). Os sintomas apresentam-se principalmente nas folhas, logo após a sua emergência, nos primeiros estádios de desenvolvimento, no perfilhamento e no alongamento do trigo. Conforme Reis & Casa (2011), os primeiros

sintomas podem surgir 24 a 48 horas após a inoculação, porém uma diagnose segura deve ser realizada com base nos sinais, formação de conídios, evitando-se confundí-la com a mancha foliar causada por *Septoria* que forma picnídios. Posteriormente aparecem pequenas manchas cloróticas, que com o passar dos dias expandem-se formando lesões elípticas, com aproximadamente 12 mm de comprimento, circundadas por um halo amarelo e com região central necrosada, de cor parda. A mancha-amarela está associada com o aparecimento de dois sintomas distintos em folhas de genótipos de trigo sensíveis: necrose e/ou extensa clorose (LAMARI & BERNIER, 1989). O desenvolvimento destes sintomas resulta da actividade das toxinas específicas do hospedeiro (HSTs), que são diferencialmente produzidas por isolados de *P. tritici-repentis* (STRELKOV & LAMARI 2003). Em *P. tritici-repentis*, três HSTs foram caracterizados até hoje: Ptr ToxA, Ptr ToxB, e Ptr ToxC (LAMARI & STRELKOV 2010). Com isso, afirmam Manning & Ciuffetti (2005) que os sintomas vão depender da cultivar, podendo-se observar maior ou menor clorose e necrose, devido à ação dessas toxinas específicas do patógeno. Segundo Singh et al (2010), em trigo, existem genótipos com suscetibilidade a necrose e resistência a clorose ou ainda com resistência a necrose e suscetibilidade a clorose. Sendo assim, para facilitar o estudo dos patótipos, realizou-se em trigo a classificação baseada em sintomas divididos em quatro grandes grupos: patótipo 1: raças que induzem tanto a clorose como a necrose; patótipo 2: raças que induzem apenas necrose; patótipo 3: apenas clorose e patótipo 4: não induz sintomas.

Quando o trigo é muito suscetível ocorrem também lesões marrons sobre as aristas e glumas. A frutificação do fungo pode ser observada através de lentes de aumento quando as manchas apresentarem de 2 a 15 mm. Quando as mesmas coalescem não é mais possível observar a frutificação (LUZ 1982). Os sintomas também podem aparecer nas sementes onde ocorre escurecimento ou grãos rosados, parecidos com a giberela (REIS & CASA 1996, LUZ 1982, REES & PLATZ 1979, MEHTA 1993, SANTOS 2000 ). *P. tritici-repentis* é bem conhecido como um produtor de fitotoxinas específicas do hospedeiro (STRELKOV E LAMARI, 2003), o fungo mais recentemente tem se mostrado também micotoxigênico. A produção do micotoxinas antraquinona, emodina, islandicin e catenarin tem sido demonstradas in vitro e in planta (BOURAS STRELKOV, 2008; WAKULÍŃSKI et al., 2003). Particularmente preocupante é a detecção de emodina em grãos de trigo infectadas por *P. tritici-repentis* (BOURAS & STRELKOV, 2008), esse composto é diarréiogênica, mutagênico, genotóxico e citotóxico (LIBERMAN ET AL, 1980;. MORITA et al, 1988.; MULLER et al, 1996.; WELLS et al., 1975).

### **2.1.5 Efeitos ambientais no desenvolvimento da doença**

Segundo Reis et al (2011), a mancha-amarela do trigo é uma doença que não tem requerimentos climáticos tão específicos como ocorre em outras doenças do trigo. O mecanismo de sobrevivência do patógeno foi estudado por Metha (1993), ele diz que o fungo é capaz de sobreviver em condições climáticas extremas, temperaturas

inferiores a 0 °C na Dakota do Norte (USA) e mais de 40 °C na Austrália. Depois da colheita, a produção dos corpos frutíferos nos colmos depende da umidade, principalmente da chuva, não ocorrendo se o potencial hídrico for menor de 98,4%. A produção de pseudotécios é ótima entre 15 e 18 °C sendo que, o número produzido é idêntico em cultivares resistentes e suscetíveis. A formação mais rápida de ascósporos ocorre à noite sob alta umidade e temperatura de 15 °C e não se desenvolvem quando o potencial hídrico for inferior de 97,7%. A produção de conídios ocorre entre 83 a 85% de umidade relativa do ar. A germinação inicia após seu contato com a água e cada célula é capaz de germinar

## **2.1.6 Ciclo da relação patógeno/hospedeiro**

### **2.1.6.1 Hospedeiros e fontes de inóculo**

Amancha-amarela está relacionada ao plantio direto em monocultura, uma vez que esse patógeno é um fungo necrotrófico que sobrevive principalmente em restos culturais na sua forma teleomórfica e em hospedeiros secundários (PRESTES et al. 2002).

Segundo Singh (2001), este fungo é capaz de infectar no mínimo 26 espécies, e Hosford (1982), cita como principais hospedeiros o trigo, o centeio, e o triticales. O trigo é o hospedeiro mais importante, porém existe uma ampla gama de hospedeiros secundários (REIS & CASA 1996).

As principais fontes de inóculo são as sementes e os restos culturais. Através das sementes o patógeno é levado a longas

distâncias. Segundo Loughman et al. (1998), o principal responsável pelas infecções são os restos culturais. Após a entrada do patógeno em uma área ou região através da semente, o patógeno terá sua fonte de inóculo primária, nos restos culturais infectados, predominantemente na forma teliomórfica *P. tritici-repentis*, embora também possam ser encontrados conídios de *D. tritici-repentis* (REIS & CASA 1996). Portanto, pode-se dizer que a máxima intensidade da doença corre em plantio direto sob sistema de monocultura.

#### **2.1.6.2 Remoção e transporte de inóculo**

Os conídios são esporos secos de acordo com Maude (1996), sendo por isso removidos pelo vento dos conidióforos quando a superfície dos órgãos esporulantes estiver seca. Segue-se o seu transporte pelo vento, até serem depositados nas folhas da lavoura cultivada. Liberação de ascósporos dos pseudotécios ocorre por sua hidratação e uma vez presentes no ar o transporte é continuado pelo vento. A distância do transporte dos conídios e ascósporos é relativamente curta (< 10m) devido ao tamanho dos esporos (REIS et al., 1992).

#### **2.6.3 Deposição, germinação, penetração e colonização**

O inóculo primário, constituído por ascósporos e conídios é depositado na superfície dos órgãos aéreos do trigo, principalmente folhas próximas à palha, os sítios de infecção, por sedimentação ou impacto, quando levados por correntes aéreas.

Tanto os conídios quanto os ascosporos são infectivos. Para iniciar o processo de germinação na superfície verde da planta estes precisam de água líquida. Na presença desta eles emitem o tubo germinativo e formam o apressório, penetrando as células epidérmicas. A geminação ocorre sob um filme de água seguido da penetração direta pela cutícula. O processo infeccioso requer 24 h de molhamento a 10 °C e 12 h de molhamento a 20 °C (HOSFORD et al., 1987). No processo de colonização, o micélio invade as células e extrai nutrientes, determinando-lhes a morte pela ação parasitária e produção de toxinas. Posteriormente, observam-se os sintomas característicos da mancha-amarela (REIS & CASA 1996). Larez et. al (1986), estudando os períodos entre 3 e 72 horas depois da inoculação, observaram que a maior parte das infecções ocorreu entre 6 e 24 horas.

### **2.1.7 Componentes da epidemia**

Os componentes epidemiológicos são: inóculo inicial ( $y_0$ ) composto por esporos, infectam os sítios sadios; período latente ( $p$ ) (tempo entre a entrada do patógeno e a produção de novos esporos); período infeccioso ( $i$ ) (tempo em que a lesão produz novos esporos) e termina como removido (lesão que não produz mais esporos, então não contribui mais para o aumento da epidemia). Os esporos produzidos durante o período infeccioso vão originar novas lesões no tecido sadio. Resumindo, a epidemia aumenta pela formação de novas lesões, que depende dos esporos que são produzidos. Outro componente é a expansão de lesão, representada pela letra  $K$ . Este

processo compensa a menor capacidade de produção e disseminação de esporos por fungos. Nesse a doença aumenta pelo aumento no tamanho de lesões existentes.

#### **2.1.7.1 Expansão de lesão**

A expansão de lesão é um dos fatores que compõem o progresso da doença e este tem papel fundamental no patossistema estudado. Segundo Menegon et al. (2005), o progresso de uma doença pode ser explicado pelo aparecimento de novas lesões e pelo crescimento daquelas já existentes. Hau (1990) é ainda mais claro e direto quando escreve: "nos modelos analíticos usados até aqui, assume-se que a doença pode aumentar somente quando novas infecções forem produzidas. Embora essa premissa seja verdadeira para algumas doenças, como as ferrugens, ela não é válida quando o crescimento da lesão também contribui para o progresso da doença. Nesses casos, a curva de progresso da doença pode aumentar mesmo sob condições desfavoráveis para a infecção".

A expansão de lesão reflete a ação infecciosa do patógeno, enquanto novas infecções somente o fazem após um período de latência. Assim, a taxa de expansão de lesão é um componente importante no processo epidêmico. De acordo com Bergamin & Amorim (1996) e Berger et al (1997), o processo de expansão de lesão tem sido referido como um importante componente do progresso de epidemias, especialmente quando as condições ambientais são desfavoráveis à esporulação, dispersão do inóculo e indução de novas infecções. Através da expansão das lesões já existentes, o tecido



adjacente torna-se imediatamente infeccioso, enquanto novas infecções somente o fazem após um período de latência.

Segundo Bergamin et al. (1996), a quantidade de tecido doente que produz esporos praticamente não exerce influência sobre a severidade, devida à expansão de lesão. Essa severidade apresenta a proporção de sítios ocupados exclusivamente pelo crescimento das lesões, ignorando seu tamanho original. Quanto maior o tamanho inicial da lesão, menor é o número de sítios sadios remanescentes, passíveis de serem ocupados pelo crescimento destas lesões. O efeito da expansão das lesões é mais significativo em sistemas com latência prolongada, pelo maior tempo disponível para a lesão crescer. Nos sistemas que têm lesões iniciais grandes, a epidemia atinge seu máximo mais rapidamente e a contribuição da expansão das lesões na severidade final torna-se menor.

Para Berger et al. (1997), em epidemias naturais a taxa de expansão de lesão varia conforme a temperatura, a posição das folhas, a idade da lesão ou hospedeiro, a densidade das lesões e os períodos longos de umidade (orvalho). O tamanho e a taxa de expansão da lesão têm sido mais utilizados para avaliar a resistência genética de cultivares e a agressividade de estirpes ou raças de bactérias e fungos fitopatogênicos (JOHNSON & TAYLOR, 1976; LUO & ZENG, 1995; BERGER et al., 1997). *Drechslera tritici-repentis* é um fungo com grande variabilidade morfológica, genética e patogênica (SANTOS, et al., 2002), porém com baixa produção de esporos sobre os tecidos do hospedeiro. Bergamim et al. (1996) enfatizam que a baixa produção de esporos de patógenos em regiões tropicais não constitui uma desvantagem evolutiva, mas uma sábia estratégia,

onde a energia é deslocada para o crescimento das lesões. Por isso a expansão da lesão é um componente importante da epidemia de muitos patógenos necrotróficos, entre eles o agente causal da mancha-amarela do trigo.

Segundo Bergamin et al. (1996), quando a expansão da lesão apresenta taxas elevadas, a taxa básica de infecção representada pelas lesões novas, originadas via esporos, mostra pouco efeito no progresso da doença e na severidade. Reitera-se assim a importância que a expansão de lesão representa para patossistemas que envolvem patógenos necrotróficos, como é o caso da mancha-amarela.

Conforme Luz (1982), os sintomas da mancha-amarela dependem da cultivar de trigo e do patotipo, que se baseia na possibilidade de produzir necrose ou clorose. Berger et al. (1997) reúnem vários exemplos de patossistemas onde a expansão desempenha papel importante no progresso da epidemia. Estudos com outros fungos causadores de manchas foliares em cereais de inverno mostraram a importância da expansão de lesão em cevada (MENEGON et al., 2005) e trigo (PRATES & FERNANDES, 2001).

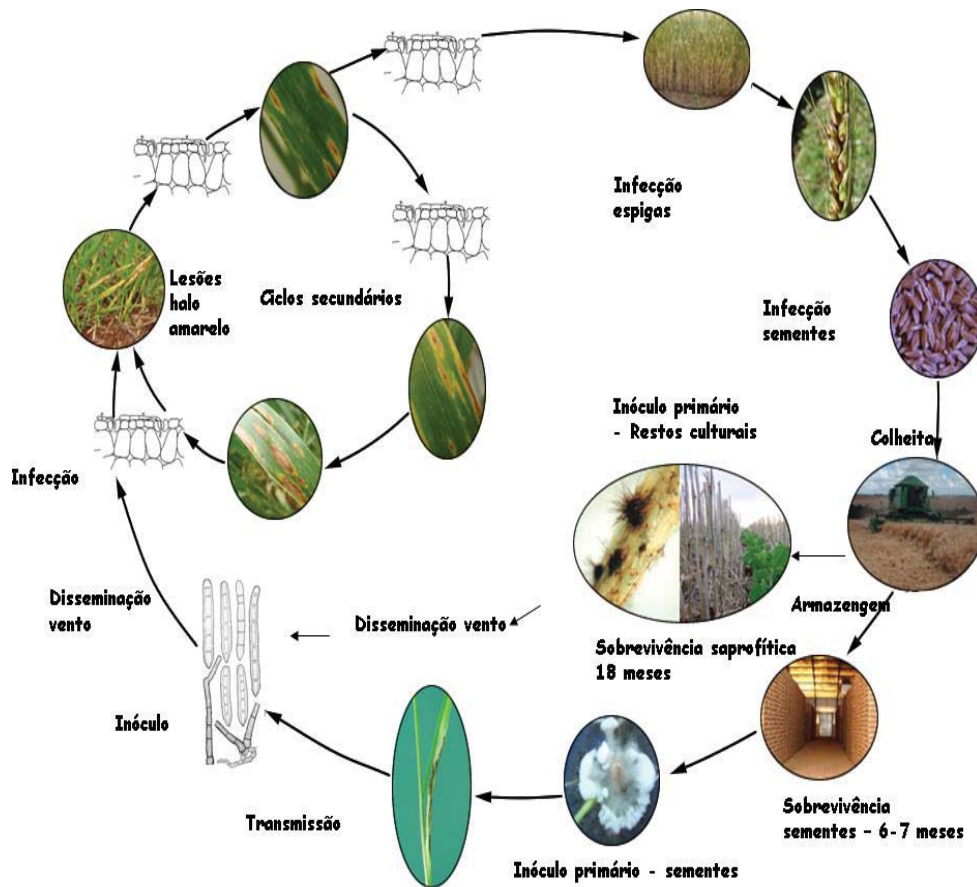
Conforme discutido por Berger et al. (1997), a porcentagem de doença derivada da expansão de lesão pode ser >95% da área total doente. Bergamin Filho & Amorim (1996) também afirmam que onde a lesão inicial é maior, a contribuição da expansão das lesões na severidade final da doença é menor. Este não é o caso da mancha-amarela do trigo, onde as lesões iniciais são pequenas e a expansão desempenha papel significativo. Ranzi (2011) relatam, que os cultivares de trigo podem diferir pouco em relação ao tamanho inicial das lesões da mancha-amarela do trigo, mas muito no progresso

subsquente que as mesmas apresentam. A taxa de progresso na escala logarítmica foi de mais ou menos 0,07 a 0,175 nos cultivares Campeiro e Fundacep Horizonte. Berger et al. (1997), complementa que nos patossistemas onde a expansão de lesão desempenha papel significativo no aumento da doença, atenção especial deve ser dada a este componente epidemiológico nas estratégias de manejo da epidemia.

#### **2.1.7.2 Ciclos secundários**

Após o surgimento das primeiras lesões foliares, e posterior à esporulação do fungo nestas, desenvolvem-se os ciclos secundários da doença. Em consequência, novas folhas e novas plantas são infectadas (REIS et al. 2011).

Na Figura 1 observa-se o ciclo da mancha-amarela.



**Figura 1:** Ciclo da mancha-amarela do trigo, causada por *Drechslera tritici-repentis* (DANELLI & REIS, 2009).

### 2.1.8 Manejo integrado da doença

No controle da mancha-amarela preconiza-se a adoção de práticas integradas como cultivar resistente ou tolerante, semente sadia, tratamento de semente com fungicida, semeadura na época indicada, rotação de culturas e aplicação de fungicidas nos órgãos aéreos (FORCELINI 2005; REIS& CASA, 2007).

### **2.1.8.1 Controle Cultural**

O princípio do controle envolvendo a rotação de culturas baseia-se na supressão ou eliminação do substrato apropriado para o patógeno, na fase saprofítica. A ausência da planta cultivada anualmente leva à erradicação total ou parcial dos patógenos necrotróficos que dela são dependentes (REIS & FORCELINI, 1995). Ainda enfatiza Vale et al. (2004), que o sistema de semeadura direta só terá sucesso se feito o uso da rotação de culturas e o número de anos desta dependerá da espécie do patógeno a ser controlado. Conforme Reis & Casa (2007), o período de decomposição da palha de trigo é de até 18 meses, funcionando neste intervalo como fonte de inóculo primário. A prática da rotação de culturas por um ou dois anos sem trigo reduz a incidência de manchas foliares (PRESTES et al. 2002). A prática da rotação de culturas pode erradicar *D. tritici-repentis* de uma área (CARMONA et al. 1999) sendo que a aveia e espécies de folha larga como ervilhaca, chícharo, nabo forrageiro, colza, linho, serradela, trevos, etc, não são hospedeiras e, portanto indicadas para a rotação de culturas (SANTOS et al., 1987).

Segundo Carmona et al. (1999), a rotação de culturas, têm um forte impacto sobre o estágio sexual desses patógenos, porque a viabilidade no estágio sexual é menor ou baixa quando a palha é mineralizada, portanto o inóculo primário será baixo, reduzindo a severidade da mancha-amarela.

### **2.1.8.2 Controle genética**

Entre as medidas de controle empregadas no manejo de manchas foliares está a resistência genética, apesar de ainda não existirem no mercado cultivares com resistência completa, já se tem bons níveis de resistência. A resistência genética de plantas a doenças tem sido um dos principais pilares de sustentação da agricultura moderna. Essa estratégia é, ao mesmo tempo, o meio mais eficiente, econômico e seguro, do ponto de vista ambiental, de se controlar doenças de plantas.

Segundo Tadesse et al. (2006) é essencial a busca de novos genes de resistência sabendo-se que até o momento poucas fontes de resistência foram mapeadas. Os genes mapeados até o momento são genes recessivos que conferem resistência a isolados que induzem necrose Tsn 1 localizado no cromossomo 5B (FARIS et al., 1996; STOCK et al. 1996); Friesen & Faris (2004) identificaram um QTL no braço curto de cromossomo 2B e designaram tsc2 usando análise molecular; Faris e Friesen (2005) identificou QTL no braço cromossômico 1BS e 3BL na cultivar BR34 usando Ptr raças 1-3 e 5 indicando presença de raça não específica na resistência a mancha amarela; e, Tsn 2 localizado no cromossomo 3D, no estudo encontraram dois genótipos imunes e vinte genótipos resistentes, sendo que os dois genes recessivos Tsn-syn 1 e Tsn-syn 2 precisam de mais estudos para confirmação (TADESSE et al., 2006). Segundo Sharma et al. (2004), para herança qualitativa um, dois ou três genes recessivos ou dominantes com epistasia estão envolvidos conferindo resistência em manchas foliares. A ocorrência de epistasia em mecanismos de controle genético à resistência em manchas foliares é pesquisada por vários autores (SINGH et al., 1998; SHARMA &

BHATTA, 1999) que explicam em parte a inconsistência que ocorre no efeito da habilidade de combinação específica da resistência das manchas foliares. Essa inconsistência sublima a dificuldade de encontrar cruzamentos superiores para o desenvolvimento de resistência em manchas foliares, como a mancha amarela. Sharma et al. (2004) concluíram o trabalho sugerindo que os mecanismos de aditividade genética são mais importantes que os não aditivos para o controle da resistência de manchas foliares, encontrando 77% de herdabilidade para essa característica, demonstrando que a seleção para resistência à mancha-amarela pode ser efetiva em muitos cruzamentos. Anderson et al. (1999) identificaram herança quantitativa na resistência à mancha amarela. Anteriormente, Lamari & Bernier (1989) salientaram a necessidade de testes usando isolados de diferentes virulências para assegurar o desenvolvimento de resistência estável à população do patógeno local.

### **2.1.8.3 Controle químico**

Segundo Zambolim et al. (2007), para muitas doenças, o controle químico é a única medida viável a curto prazo, sem o qual inúmeras espécies de plantas teriam seus rendimentos reduzidos drasticamente, acarretando prejuízos para os produtores e para o país. A facilidade de aplicação e os resultados imediatos obtidos os tornaram amplamente difundidos em diversas culturas (GHINI & KIMATI, 2000), pois evitam danos no rendimento de grãos de trigo (BARROS et al., 2006).

O controle químico da mancha-amarela é obtido por meio do tratamento de sementes ou pela aplicação de fungicidas na parte aérea. Os fungicidas empregados no tratamento de sementes com fungitoxicidade maior para *Bipolaris sorokiniana* e *Drechslera* spp. em ordem decrescente, são triadimenol, difenoconazol, carboxina + tiram e flutriafol (INFORMAÇÕES, 2013). Reis et al. (2011), ressaltam ainda ser eficiente no tratamento de sementes contra esses patógenos a utilização de iprodiona + tiram 300 g/100 kg de semente, suspensão da mistura fungicida em dois litros de água.

As epidemias de doenças foliares iniciadas antes da emergência da folha-bandeira geralmente têm maior impacto sobre a produção e as recomendações de controle, visando minimizar os danos, sugerem que sejam realizadas aplicações logo após o aparecimento dos primeiros sintomas (COOK et al., 1999). Maciel et al (2007) observaram uma redução na severidade de manchas foliares e incremento no rendimento e qualidade dos grãos com aplicações de fungicidas a partir do final do alongamento. A realização de duas aplicações de fungicidas, uma no início do emborrachamento e outra na floração, sendo que a primeira com azoxistrobina, tebuconazol, ou azoxistrobina + ciproconazole, são eficientes para aumentar o peso do hectolitro dos grãos de trigo.

Os principais fungicidas utilizados no controle da mancha-amarela em parte aérea pertencem aos grupos químicos: triazol, estrobilurina ou suas misturas (Tabela 1), também o grupo das carboxamidas vem sendo estudado mais recentemente, porém ainda não se dispõe de nenhum produto recomendado para cultura do trigo.



Tabela 1. Fungicidas indicados para o controle de manchas foliares - *Bipolaris sorokiniana*, *Drechslera spp.* e *Stagonospora nodorum*

Nome Técnico	Nome comercial	Conc. (g/L)	Formulação	Dose (L/ha)
Azoxistrobina	Priori	250	SC	0,2
Epoxiconazol	Opus	125	CE	0,75 -1,00
Metconazol	Caramba 90	90	SL	0,80 -1,00
Propiconazol	Juno	250	CE	0,5
Propiconazol	Tilt	250	CE	0,50 - 0,75
Tebuconazol	Orius	250	CE	0,6
Tebuconazol	Folicur	200	CE	0,75
Azoxistrobina + Ciproconazol**	Priori Xtra	200 + 80	SC	0,3
Ciproconazol + Propiconazol	Artea 330	80+250	CE	0,20 - 0,30
Cresoxim – Metílico + Epoxiconazol	Guapo	125 + 125	SC	0,60 - 0,80
Piraclostrobina + epoxiconazol**	Opera	133+ 50	SE	0,75 - 1,00
Trifloxistrobina + tebuconazol **	Nativo	100+ 200	SC	0,6

(\*) Produto comercial.

(\*\*) Usar o adjuvante recomendado pelo fabricante.

**Fonte:** Embrapa (2013)

Conforme Reis et al. (2010), os critérios indicadores para o momento da primeira aplicação são: emergência da cultura, estádios fenológicos, início da doença, precipitação pluvial acumulada (mm), limiar de dano econômico (LDE) e sistemas de aviso.

## 2.1.9 Características dos grupos químicos de fungicidas

### 2.1.9.1 Triazol

Segundo Reis et al. (2010) os triazóis, são chamadas devido ao seu mecanismo de ação, de inibidores da desmetilação do C14 (IDM), o mecanismo de ação dos IDMs envolve a inibição da biossíntese do ergosterol ou outros esteróis, danificando as membranas celulares do fungo e alterando sua permeabilidade, ocasiona também a inibição da biossíntese dos triglicerídeos e fosfolipídios do fungo, resultando na necrose celular. A rota bioquímica da síntese do ergosterol é uma característica da maioria dos fungos, no entanto está ausente nos Oomicetos. Os organismos desse grupo são insensíveis a estes fungicidas porque não sintetizam o ergosterol, satisfazendo suas necessidades pela absorção micelial do composto presente no substrato (REIS et al. 2010). Podem promover o controle de patógenos fúngicos em fases mais avançadas do seu ciclo, como a colonização (crescimento micelial) e a pré-esporulação (GHINI & KIMATI, 2000; FRAC, 2009). Excetuando-se o fungicida bitertanol, classificado como locossistêmico, a maioria dos triazóis, são sistêmicos, absorvidos e translocados pela planta de forma acropetal. Os fungicidas triazóis podem atuar como protetores ou curativos. Apresentam elevada fungitoxicidade, rápida penetração e translocação nos tecidos vegetais. Com ação curativa e elevado efeito residual. Na ação curativa o desenvolvimento do haustório e/ou o crescimento micelial no interior dos tecidos do hospedeiro são inibidos pela presença do fungicida (EHR & KEMMITT, 2002; FORCELINI, 1994).

Segundo Kimati (2011), que os triazóis constituem o maior e mais importante grupo de compostos já desenvolvidos para o controle de doenças fúngicas de plantas e animais, exibindo vários graus de

sistemicidade e, frequentemente, altíssima potência anti-fúngica. Controla um amplo espectro de doenças causadas por ascomicetos, basidiomicetos e fungos anamórficos.

### **2.1.9.2 Estrobilurina**

Denominados de inibidores da quinona externa da mitocôndria (IQe) Oliveira (2005) explica que, o mecanismo de ação dos fungicidas pertencentes a esse grupo, ocorre através da inibição da respiração mitocondrial no qual ocorre o bloqueio da transferência de elétrons entre o citocromo b e o citocromo c1, no sítio Qo, interferindo na produção de ATP. Os inibidores de ubiquinona bloqueiam sua redução pelo Citocromo b nas duas etapas, impedindo desta forma esta reação (GUTIERREZ-CIRLOS; TRUMPOWER, 2002).

Segundo Reis (2010), a germinação dos esporos é a fase do ciclo biológico dos fungos com maior sensibilidade às estrobilurinas. As moléculas pertencentes ao grupo das estrobilurinas atuam preventivamente inibindo a germinação de esporos, apresentando alguma ação curativa e erradicante inibindo o desenvolvimento dos fungos nos estádios iniciais de pós-germinação, com atividade antiesporulante. São fungicidas mesostêmicos de ação translaminar, como também possuem ação específica sobre o patógeno (ZAMBOLIM et al., 2007). São eficientes contra um grande número de fitopatógenos, em todas as classes de fungos, a baixas concentrações, permitindo um maior intervalo entre as aplicações (VENÂNCIO et al., 1999).

Companhias têm promovido a ação dos ativos deste grupo sobre os atributos de saúde de planta, principalmente em soja e milho, mas notável em diversas outras culturas e cujo reflexo em características qualitativas da produção tem agradado a toda cadeia produtiva (IKEDA, 2013).

### **2.1.9.3 Carboxamidas**

As carboxamidas agem inibindo a enzima succinato desidrogenase (SDHI), atuando no complexo II da cadeia respiratória mitocondrial, que é uma parte funcional do ciclo tricarboxílico e ligada à cadeia de transporte electróns mitocondrial (KEON et al., 1991). Fungicidas SDHI inibem especificamente a respiração fúngica ao bloquear os locais de ligação de ubiquinona no complexo mitocondrial II (AVENOT & MICHAILIDES 2010).

Fungicidas desse grupo movimentam-se de forma translaminar e ascendentemente, são penetrantes, significando que eles são absorvidos pela planta e podem mover-se a distâncias curtas através do sistema de condução de água (xilema) das plantas.

A geração I SDHIs, que incluem carboxina e oxicarboxina, têm sido utilizados internacionalmente desde o final da década de 1960 e são altamente eficazes contra patógenos basidiomicetos como ferrugens ou *Rhizoctonia* sp. A nova geração (II) de SDHIs tais como boscalid, fluxapiroxade, pentiopirad, isopirasame e fluopirame, têm um espectro de ação contra uma gama mais ampla de fungos patógenos de várias culturas (AVENOT & MICHAILIDES 2010). SDHIs Geração II são destinadas para uso em programas de manejo

integrado de doença, ou como mistura ou alternância de ativos para evitar resistência.

#### **2.1.10 Componentes de rendimento**

O rendimento de grãos pode ser expresso como o produto das seguintes variáveis: número de grãos por  $m^2$ , número e comprimento de espigas, número total de espiguetas, grãos por espiga e peso de grãos. O impacto de cada componente do rendimento na produção de grãos final é determinado em fases diferentes do desenvolvimento da planta, havendo relações de caráter compensatório entre os mesmos. Para que o máximo potencial produtivo das espécies seja obtido, é necessário que o solo ofereça condições adequadas para um crescimento irrestrito do sistema radicular, disponibilizando água, oxigênio e nutrientes em quantidades suficientes e de acordo com as necessidades da planta ao longo de todo seu ciclo de vida (LETEY, 1985).

A produtividade final de uma cultura é uma característica quantitativa complexa, relacionada com a habilidade da planta em produzir, translocar e estocar carboidratos nos grãos (SLEEPER; POELMAN, 2006). A área foliar é o mecanismo precursor da fotossíntese, onde a energia proveniente de tal processo é utilizada para o crescimento e desenvolvimento, na cultura do trigo tal processo inicia nas espiguetas centrais passando as basais e posteriormente aos distais (SLAFER et al., 1994; RODRIGUES, 2000). Desta forma, a permanência isolada da folha bandeira no afilho principal, assim como o destaque desta, afetam os componentes do rendimento.

Para a maioria das doenças foliares, a fotossíntese líquida de folhas infectadas é reduzida desde a infecção pelo patógeno. Esta redução na atividade fotossintética pode ser causada por redução na interceptação da radiação, resultante da perda de área foliar fotossintetizante e/ou pela diminuição da eficiência de uso da radiação interceptada, devido à redução da taxa fotossintética do tecido verde remanescente (alteração na difusão de CO<sub>2</sub> na folha, alteração da relação de solutos entre as células do hospedeiro, etc.) (JOHNSON, 1987). Funck et al. (2009), avaliando as doenças foliares em trigo, área verde sadia e peso de grãos em diferentes cultivares de trigo, encontraram que a relação entre o peso das partes vegetativas e o peso dos grãos depende da intensidade das doenças foliares e, portanto, varia de ano para ano de acordo com as condições climáticas.

A correlação entre caracteres, e sua importância reside no fato de se poder avaliar o quanto da alteração de um caráter pode afetar os demais, no decurso da seleção (SANTOS et al., 2000). Por meio do conhecimento da magnitude do desempenho de uma característica, pode-se avaliar a influência sobre outra característica, como por exemplo a quantidade de tecido fotossintetizante e a massa de grãos em trigo. Situações de estresse e danos foliares podem levar à alteração na redistribuição de fotoassimilados e alterar a relação fonte-dreno.

## CAPÍTULO I

### EFEITO DA TEMPERATURA NA A EXPANSÃO DE LESÕES, SEVERIDADE DA MANCHA-AMARELA E PRODUÇÃO E GERMINAÇÃO DE CONÍDIOS DE *Drechslera tritici-repentis*

CAMILA RANZI<sup>2</sup>

**RESUMO** – A mancha-amarela do trigo, causada pelo fungo *Pyrenophora tritici-repentis*, é frequente em lavouras de trigo no sul do Brasil. No inverno e primavera, o molhamento foliar é abundante, porém a temperatura pode limitar a intensidade da doença. Neste trabalho, avaliou-se, o efeito da temperatura na germinação e produção de conídios de *D. tritici-repentis* e na expansão de lesão e severidade da mancha-amarela. Estes foram avaliados em câmaras climatizadas, sob cinco temperaturas (10, 15, 20, 25 e 30 °C), com os cultivares Mirante e Fundacep Horizonte. As plantas foram inoculadas no estágio de três folhas expandidas, com 3000 conídios/mL de suspensão em água. As lesões foram medidas a cada três dias a partir do aparecimento dos sintomas. A taxa de expansão das lesões e a severidade total progrediram com o aumento da temperatura, sendo maior a 30 °C. O efeito da temperatura sobre a germinação de conídios foi avaliada pela deposição de suspensão de esporos em placas de Petri com meio água-ágar, incubadas em BOD, com luz

---

<sup>2</sup> Agrônoma, mestre, doutoranda do Programa de Pós-Graduação em Agronomia (PPGAgro) da FAMV/UPF, Área de Concentração em Fitopatologia.

contínua, a 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 e 40 °C, por 3, 6, 9 e 12 horas. Por análise de regressão, a germinação foi máxima na temperatura de 19 °C e 10,6 horas de incubação. A produção de conídios foi avaliada em discos de folha com sintomas da mancha-amarela, do cultivar Mirante, incubadas em câmara úmida em BOD, a 10, 15, 20, 25 e 30 °C, sem luz, por cinco dias. A maior esporulação foi na temperatura de 14°C.

**Palavras-chave:** Epidemias, manchas foliares, *Triticum aestivum*

**TEMPERATURE EFFECT ON THE EXPANSION INJURY,  
SEVERITY OF THE TAN SPOT AND PRODUCTION AND  
CONIDIAL GERMINATION *Drechslera tritici-repentis***

**ABSTRACT** -The spot of wheat, caused by *Pyrenophora tritici-repentis* fungus, is common in wheat crops in southern Brazil. In winter and spring, the leaf wetness is abundant, but the temperature may limit the intensity of the disease. In this study, we assessed the effect of temperature on germination and production of conidia of *D. tritici-repentis* and injury expansion and severity of the tan spot.

These were assessed in climatic chambers under five temperatures (10, 15, 20, 25 and 30°C), with cultivars Mirante and Fundacep Horizonte. Plants were inoculated in stage three expanded sheets with 3000 conidia / ml of water suspension. The lesions were measured every three days from the onset of symptoms. The rate of expansion and the overall severity of lesions progressed with the increase of the temperature, being greater at 30° C. The temperature effect on spore germination was evaluated by deposition spore suspension in Petri



dishes with agar medium, incubated in BOD, with continuous light, at 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 and 40°C for 3, 6, 9 and 12 hours. By regression analysis, seed germination was at a maximum temperature of 19°C and 10.6 hours of incubation. Conidia production was evaluated in leaf discs with symptoms of tan spot cultivar Mirante, incubated in a humid chamber for BOD, 10, 15, 20, 25 and 30°C without light for five days. The sporulation was higher at 14°C.

**Key-words:** Epidemics, leaf spots, *Triticum aestivum*.

## 1 INTRODUÇÃO

A mancha-amarela do trigo é uma doença foliar que tem potencial para causar severos danos, reduzindo a área de fotossíntese das folhas, resultando em redução de enchimento de grãos, e do número de grãos (SHABEER E BOCKUS 1988).

A dispersão e infecção por *P. tritici-repentis* pode desenvolver-se entre as temperaturas de 10 a 30 °C e com umidade entre 6 a 48h. (LAREZ et al., 1986; HOSFORD et al., 1987; SAH, 1994). Já Santana (2009), afirma que as condições ótimas para ocorrência da doença são temperatura entre 18 e 28°C e molhamento folhar de 30 horas.

Segundo Amorim et al (2011), é o ambiente que regula o desenvolvimento das epidemias, podendo, inclusive, impedir sua ocorrência mesmo que hospedeiros suscetíveis e patógenos virulentos estejam presentes. A temperatura age como catalisador dos processos biológicos, razão pela qual tanto as plantas como os patógenos requerem uma temperatura mínima para crescer e desenvolver

normalmente suas atividades (REIS & BRESOLIN, 2004). Reis et al.(2011), enfatiza também que a produção de conídios ocorre de -22,0 a -26,0 Mpa, ou seja ficando entre 83 a 85% de umidade relativa do ar, e que a luz é necessária a formação de conidióforos, no entanto, os conídios são produzidos somente no escuro e sob temperatura de 10 a 25 °C, com um ótimo de 21 °C.

A literatura sobre aspectos da fisiologia do fungo em relação aos limiares térmicos e temperatura ótima para a germinação dos conídios, bem como as condições para produção desses é escassa. Esse tipo de informação é relevante para o entendimento da distribuição da doença, assim como para a sua previsão através do monitoramento climático. A maioria dos estudos relacionando clima à ocorrência da mancha-amarela é direcionada às condições necessárias à infecção da planta pelo patógeno. Contudo, por ser este um fungo necrotrófico com ativa produção de toxinas, as lesões crescem significativamente no período subsequente à infecção, processo conhecido como expansão de lesão. A influência da temperatura sobre o mesmo ainda é pouco conhecida.

Este trabalho teve como objetivo avaliar o efeito da temperatura na germinação e produção de conídios de *D. tritici-repentis* e na expansão de lesão e severidade da mancha-amarela.

## **2 MATERIAL E MÉTODOS**

Os experimentos foram conduzidos no Laboratório de Fitopatologia e câmaras climatizadas da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da Universidade de Passo Fundo. Os experimentos foram divididos em três partes, denominados de

Experimento A: Efeito da temperatura na taxa de expansão de lesão e severidade da mancha-amarela do trigo; B: Temperatura ótima para germinação de conídios e desenvolvimento dos tubos germinativos de *D. tritici-repentis* e C: Temperatura ótima para produção de conídios de *D. tritici-repentis* em folha de trigo.

**2.1 Experimento A:** Efeito da temperatura na taxa de expansão e severidade da mancha-amarela do trigo.

### **2.1.1 Cultivo de plantas de trigo**

As plantas foram cultivadas em copos plásticos de 500 mL, com solo. Utilizaram-se os cultivares: Mirante e Fundacep Horizonte. Mantiveram-se em média cinco plantas por copo. O delineamento utilizado foi de blocos casualizados com quatro repetições, sendo cada vaso uma repetição. As plantas foram mantidas em câmaras climatizadas com temperatura de 18 °C até ser realizada a inoculação do fungo, quando então foram separadas em grupos, como descrita posteriormente.

### **2.1.2 Origem e obtenção do inóculo de *Drechslera tritici-repentis***

Foram utilizados dois isolados no presente estudo. Isolou-se o patógeno a partir de folhas de trigo do cultivar BRS Guamirim, procedentes do município de Coxilha-RS (Isolado 09) e do cultivar Fundacep Horizonte provenientes do município de Passo Fundo-RS (Isolado 08). Lesões típicas de mancha-amarela foram cortadas em

fragmentos de 5 mm<sup>2</sup> e desinfestadas em solução aquosa de hipoclorito de sódio (1%) por três minutos, sendo então lavadas três vezes com água destilada para retirar o excesso do desinfetante. Os fragmentos foram distribuídos em caixas de acrílico, tipo gerbox, contendo uma espuma de nylon e duas folhas sobrepostas de papel filtro, umedecidas com água destilada e esterilizada (ADE), formando uma câmara úmida. As caixas foram mantidas em ambiente com temperatura de 25±2°C e fotoperíodo de 12 horas. Após cinco dias, com o auxílio de uma agulha histológica flambada, estruturas do patógeno foram transferidas para placas de Petri contendo meio de cultura Batata-Sacarose-Ágar preparado segundo Fernandez (1995). A escolha dos isolados se deu a partir de estudos preliminares, onde estes apresentaram maior capacidade de esporulação em laboratório.

Em seguida, procedeu-se o isolamento monospórico, onde retirou-se uma alíquota de 10 mL de água destilada e esterilizada foi adicionada a uma placa contendo colônia pura de *D. tritici-repentis*. Com auxílio de um pincel a colônia foi friccionada para remoção dos esporos da superfície. A suspensão foi então vertida em Becker, com posterior coleta de amostras de 10 µL para contagem do número de conídios em microscópio óptico com magnitude de 100 vezes. Uma amostra de 0,5 mL dessa suspensão foi espalhada sobre a superfície de meio de cultura Ágar-Água e incubada em câmara de crescimento por 8 h, a 25±2 °C, na presença de luz. Com auxílio de lupa e estilete, pequenas porções de meios contendo um esporo germinado foram transferidas para outras placas contendo meio de cultura BDA, sendo incubadas até o crescimento das colônias puras do fungo.

### **2.1.3 Esporulação de *Drechslera tritici-repentis***

Para esporulação em laboratório do fungo *D. tritici-repentis* é necessário atender certas exigências nutricionais e períodos de estresse. Por este motivo, é requerida uma sequência de eventos que se completam ao sétimo dia, com a formação dos conídios. Primeiramente, discos de 5 mm de diâmetro, obtidos de colônias puras do fungo, foram transferidos para placas com meio de cultura V8-Ágar e incubados em BOD, a 25 °C e escuro contínuo por cinco dias. As colônias foram cobertas com água destilada e esterilizada e pressionadas suavemente com a base de um tubo de ensaio. O excesso de água foi removido e as placas novamente incubadas a 25°C, porém com presença de luz contínua por 24 horas. A incubação foi então alterada para 15 °C e escuro contínuo por outras 24 horas. Os conídios formados foram removidos com pincel, usando água destilada e espalhante Tween, na proporção de uma gota para 500 mL de água.

### **2.1.4 Inoculação de *Drechslera tritici-repentis* em plantas de trigo**

Os conídios obtidos pelo método acima descritos foram ajustados para a densidade na suspensão de  $3 \times 10^3$  conídios/mL. A inoculação foi realizada com pulverizador manual de 500 mL, até o ponto de escorrimento, em plantas no estágio de três folhas expandidas. As mesmas foram cobertas com capas plásticas para manutenção de câmara úmida por 24 horas. As plantas foram divididas em diferentes câmaras com as temperaturas estabelecidas 10, 15, 20, 25 e 30° C. O trabalho foi realizado duas vezes.

### 2.1.5 Avaliações

A partir do surgimento das lesões, cerca de três dias após a inoculação do fungo, escolheram-se aleatoriamente 48 lesões/tratamento, a maioria na terceira folha expandida, as quais foram identificadas com marcadores permanentes para avaliações sequenciais do seu tamanho. As lesões foram mensuradas quatro vezes, em intervalos de três dias, com um paquímetro digital, considerando o comprimento e largura da lesão. Como as lesões não são retangulares, utilizou-se um fator de correção para as lesões (0,66) obtido anteriormente através da comparação da área real da lesão com as medições de largura e comprimento. Os resultados foram submetidos à análise de variância e regressão não linear pelo modelo  $y = ae^{bx}$ , onde  $y$  = área da lesão,  $a$  = parâmetro da equação,  $x$  = tempo em dias e  $b$  = taxa de expansão de lesão. Posteriormente, os cultivares foram comparados pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**2.2 Experimento B:** Temperatura ótima para germinação de conídios e desenvolvimento dos tubos germinativos de *D. tritici-repentis*

#### 2.2.1 Obtenção do inóculo de *Drechslera tritici-repentis*

Utilizou-se um isolado (número 8) coletado em lavoura comercial de trigo, cultivar Fundacep Horizonte, no município de Passo Fundo, seguido de isolamento monospórico como descrito anteriormente. Após obtenção das colônias puras induziu-se a esporulação do patógeno, também da mesma maneira como descrito

acima. A partir das culturas puras, preparou-se uma suspensão de conídios, dessa suspensão foram pipetados 350  $\mu\text{L}$  em placas de Petri, contendo o meio ágar-água. No estudo foram avaliadas as temperaturas de a 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 e 40  $^{\circ}\text{C}$  e tempos de exposição de 3, 6, 9 e 12 horas. As placas foram mantidas em BOD (Biological Oxygen Demand), exposta à luz contínua. Decorrido o tempo desejado, a germinação foi interrompida com a adição de 350  $\mu\text{L}$  de uma solução de acetona (100%), em cada placa de Petri.

### 2.2.2. Avaliação

Determinou-se a germinação através da quantificação, ao acaso, de 50 conídios por repetição, pela varredura da placa, em um microscópio óptico em magnitude de 40 vezes. Considerou-se germinado, o conídio que apresentou o tubo germinativo mais longo do que sua maior largura (ZADOKS & SCHEIN 1979).

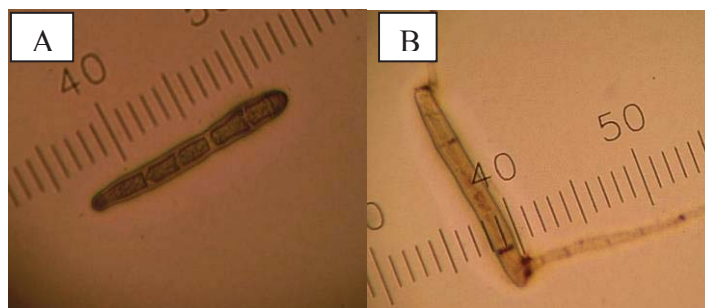


Figura 1A: Conídio de *Drechslera tritici-repentis* não germinado e 1B germinado. (RANZI, C. 2014)

A mensuração dos tubos germinativos em cada temperatura ocorreu em 50 conídios germinados após 12 h de incubação. Utilizou-

se a régua existente no microscópio óptico, na magnitude de 40 vezes, cujas medições foram multiplicadas por 10 para expressar os valores em micras. Os dois ensaios foram organizados em delineamento inteiramente casualizado, com quatro repetições, cada unidade experimental representada por uma placa de Petri. São apresentados os dados médios dos dois experimentos. A temperatura ótima para a germinação dos conídios foi calculada através da média dos resultados obtidos pela fórmula da regressão de cada um dos tempos testados. Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância e de regressão.

### **2.3 Experimento C:** Temperatura ótima para produção de conídios de *D. tritici-repentis* em folha de trigo.

Utilizaram-se folhas com sintomas de mancha-amarela provenientes de plantas de trigo do cultivar Mirante, inoculadas com isolado 09 quando as plantas atingiram a quinta folha expandida e removidas para o estudo 15 dias após a inoculação. Discos de 5 mm de diâmetro foram cortados das lesões e desinfetados em solução aquosa de hipoclorito de sódio (1%) por três minutos, e após lavados três vezes com água destilada para retirar o excesso do desinfetante. Foram dispostos 25 fragmentos por caixa de acrílico, tipo gerbox, contendo espuma de nylon e duas folhas sobrepostas de papel de filtro, saturadas com água destilada e esterilizada, formando uma câmara úmida. As caixas foram mantidas previamente na mesma temperatura de 25 °C, por cinco dias, sob luz direta, para produção dos conidióforos. Posteriormente, as caixas foram incubadas nas temperaturas de 5, 10, 15, 20, 25 e 30 °C, por mais cinco dias, sem



presença de luz para produção dos conídios sob o tecido. Utilizaram-se quatro caixas gerbox por tratamento como repetições, somando cem discos de lesões por tratamento.

### **2.3.1 Avaliação da esporulação**

O número de conídios formados por disco de tecido foliar foi obtido através de contagem com auxílio de uma lupa. O experimento foi organizado em delineamento inteiramente casualizado, com quatro repetições, cada unidade experimental representada por um gerbox. Os dados obtidos foram submetidos à análise de regressão e variância. E teste de Tukey a 5% de probabilidade.

## **3 RESULTADOS E DISCUSSÃO**

**3.1 Experimento A:** Efeito da temperatura na taxa de expansão e severidade da mancha-amarela do trigo.

A temperatura de incubação exerceu efeito significativo sobre a taxa de progresso, severidade e número de lesões da doença (Figura 1, 2 e 3 respectivamente). As médias de expansão de lesão observadas em cada cultivar, nos dois isolados diferiram estatisticamente entre as temperaturas, sendo que a maior taxa de expansão de lesão, para o isolado 09, foi observada na temperatura de 30 °C (0,23 mm<sup>2</sup>/dia), seguidas das temperaturas 25 e 20 °C, as quais não diferiram entre si. A menor taxa foi observada na temperatura de 10 °C (0,07 mm<sup>2</sup>/dia). Da mesma forma, quando utilizado o isolado 08, a maior taxa foi proporcionada na temperatura de 30 °C (0,22 mm<sup>2</sup>/dia), diferindo

estatisticamente das demais. Menor taxa foi constatado na temperatura de 10 °C (0,09 mm<sup>2</sup>/dia) seguido de 15 e 20 °C. Houve diferença estatística também entre os cultivares, onde com ambos os isolados (09 e 08) o cultivar Fundacep Horizonte se sobressaiu, apresentando um progresso na doença maior (0,20 e 0,19), do que comparado com Mirante (0,13 e 0,14 mm<sup>2</sup>/dia).

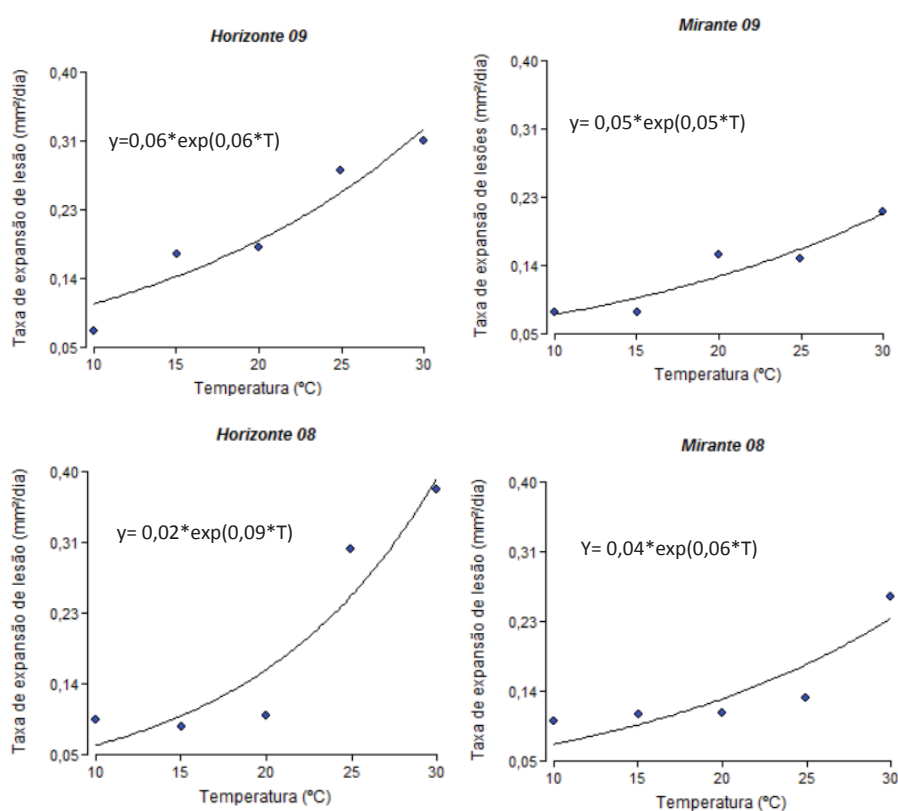
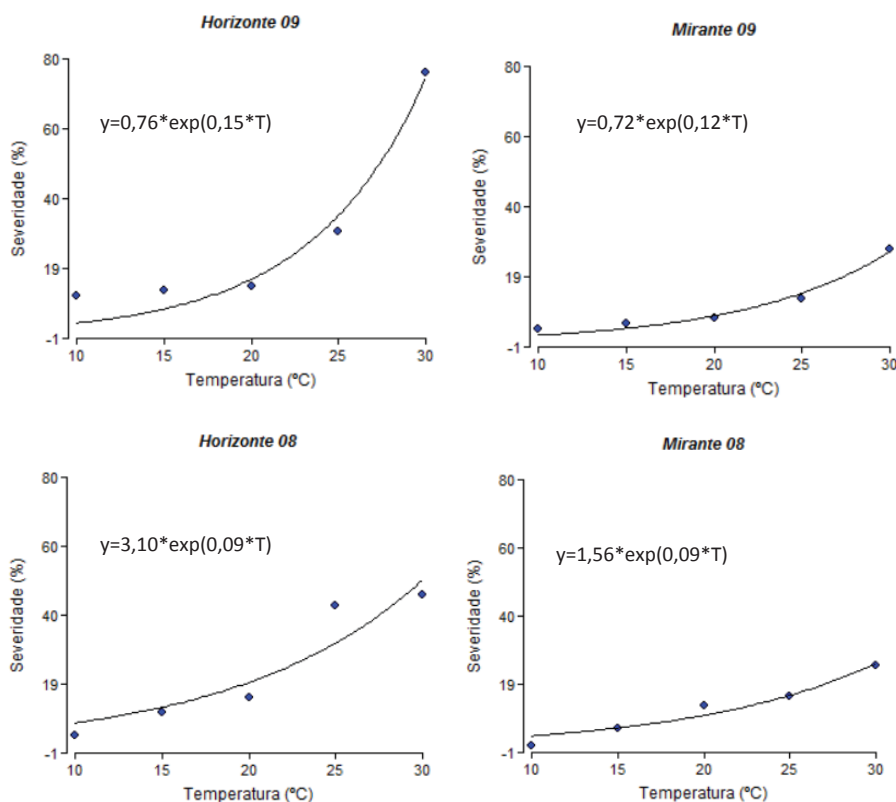


Figura 2: Taxa de expansão de lesão (mm<sup>2</sup>/dia) da mancha-amarela em função de diferentes temperaturas, em dois cultivares de trigo (Mirante e Fundacep Horizonte) e dois isolados (08 e 09), após 12 dias da inoculação. UPF, Passo Fundo, 2012.

Em trabalho realizado por Prates & Fernandes (2001), com a mancha-marrom do trigo, causada pelo fungo *Bipolaris sorokiniana*, a

temperatura também exerceu influência na expansão das lesões, sendo que as taxas foram mais elevadas nas temperaturas de 23 a 30 °C. Neste trabalho, as maiores taxas foram observadas na faixa de 25 a 30°C. A faixa de temperatura favorável ao desenvolvimento da doença à campo é ampla, variando 5 °C a 28 °C (REIS et al., 2011), sendo inferior à requerida por *B. sorokiniana*, o que poderia explicar a predominância da mancha-amarela no Rio Grande do Sul. Em epidemias naturais a taxa de expansão de lesão, em diferentes patossistemas, além da temperatura, pode variar em função de outros fatores como a posição da folha (ECKHARDT *et al.*, 1984), idade da lesão ou do hospedeiro (HOOD *et al.*, 1996; KOCH *et al.*, 1991; SHANER, 1983; SUBBARAO *et al.*, 1995) e a densidade de lesões. Neste trabalho, as variáveis acima foram uniformizadas, de modo a não influenciar nos resultados.

A severidade estimada da doença diferiu entre as temperaturas de exposição e os cultivares em ambos os isolados. A maior severidade média foi alcançada na temperatura de 30 °C no isolado 09 (51,66%), diferindo das demais. No isolado 08 a maior severidade também foi observada na temperatura mais alta, porém ela foi menor (35,31%), quando comparada com o isolado anterior. As menores severidades foram observadas quando as cultivares foram submetidas à temperatura mais baixa (10 °C) e ao isolado 08 (2,54%). Entre os cultivares, constatou-se maiores porcentagens de severidade no Fundacep Horizonte, com destaque para o isolado 09, proporcionando maior severidade da doença (28%), comparado com o isolado 08 (23%). Os valores médios de severidade alcançados para o Mirante foram de 11,47 e 12,10% para os isolados 09 e 08 respectivamente.



**Figura 3:** Severidade da mancha-amarela (%) sob diferentes temperaturas, em dois cultivares de trigo (Mirante e Fundacep Horizonte) e dois isolados (08 e 09), após 12 dias da inoculação. UPF, Passo Fundo, 2012.

Em trabalho de Reis et al (2011), mostraram uma interação entre temperatura x molhamento utilizando um cultivar suscetível, em que quanto maior a temperatura (30°C) e maior molhamento foliar (24h), proporcionaram maior severidade da doença, alcançando 53,9%. O resultado é semelhante ao encontrado neste estudo, onde a temperatura de 30 °C o cultivar Fundacep Horizonte apresentou severidade de 51,66%. Segundo Lamari e Bernier (1989), a resistência

é expressa através de lesões pequenas marrons escuras que não aumentam de tamanho, enquanto a susceptibilidade é expressa por manchas marrons escuras cercadas por extensa necrose e clorose que podem envolver toda a folha.

O número de lesões seguiu o mesmo comportamento observado nas duas variáveis analisadas anteriormente. Ocorreram diferenças no número de lesões quando as plantas ficaram expostas a diferentes temperaturas. O maior número de lesões por folha foi de 27,07 na temperatura de 30 °C com o isolado 09 e 17,56 no isolado 08. Na temperatura de 10 °C observou-se o mais baixo número de lesões 2,47 no isolado 08 e 5,23 no 09. Os cultivares diferiram entre si, em que Fundacep Horizonte apresentou o maior número de lesões médias nos dois isolados (10,88), em relação ao Mirante (8,94). Os resultados estão correlacionados com o que ocorre no campo, onde observa-se que, quando as temperaturas são mais elevadas há uma aceleração no progresso da doença.

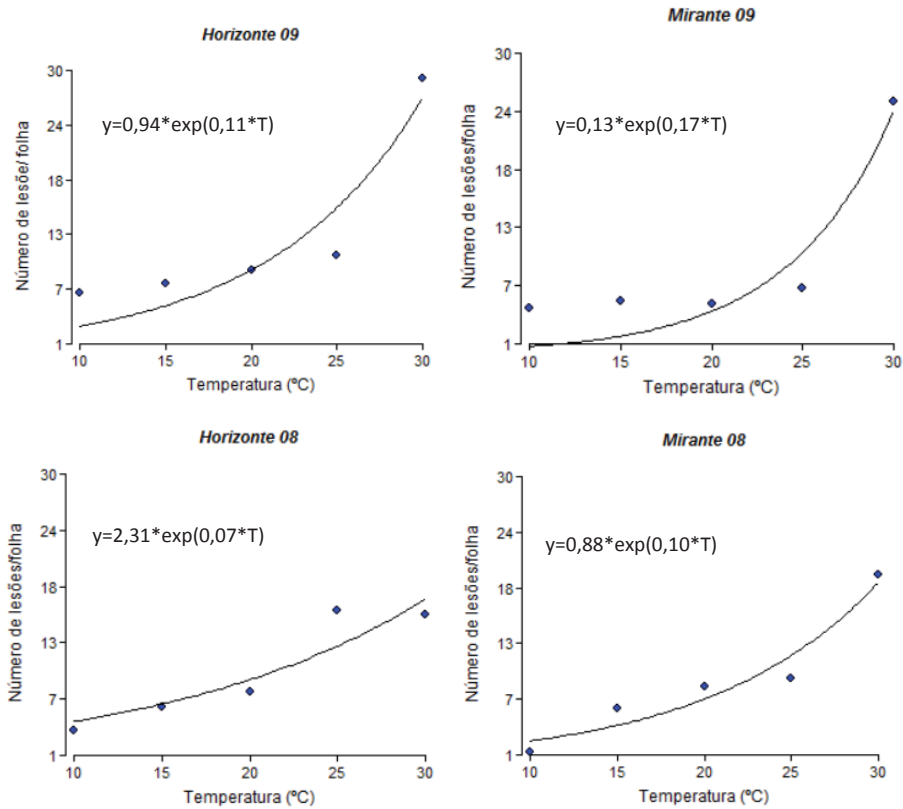


Figura 4: Número de lesões da mancha-amarela sob diferentes temperaturas, em dois cultivares de trigo (Mirante e Fundacep Horizonte) e dois isolados (08 e 09), após 12 dias da inoculação. UPF, Passo Fundo, 2014

## 2.2 Experimento B: Temperatura ótima para germinação de conídios e desenvolvimento dos tubos germinativos de *D. tritici-repentis*

A temperatura de incubação influenciou significativamente a germinação dos esporos do fungo. Através dos dados, a germinação

foi nula a  $-5\text{ }^{\circ}\text{C}$  e a  $40\text{ }^{\circ}\text{C}$  os valores foram muito próximos disto. Já a máxima foi observada a  $20\text{ }^{\circ}\text{C}$  (Figura 4). O polinômio obtido por análise de regressão apresentou coeficiente de determinação ( $R^2$ ) de 0,9538 indicando que a variação de temperatura influenciou em mais de 95% a germinação. Pelos mesmos modelos, a germinação máxima foi estimada na temperatura de  $19^{\circ}\text{C}$ .

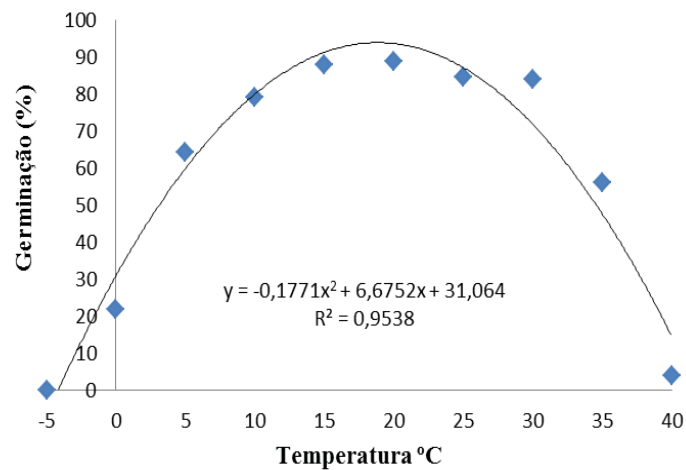


Figura 5. Germinação de conídios de *Drechslera tritici-repentis* em função da temperatura de incubação. Passo Fundo, RS. 2014.

Em relação ao tempo de incubação, a germinação já foi detectada após três horas e aumentou progressivamente até 12h. O máximo foi estimado após 10,6 h de incubação (Figura 5). Embora a germinação máxima tenha sido estimada para a combinação de 19°C x 10,6 h, há uma ampla faixa de temperatura e tempo de incubação favorável à germinação.

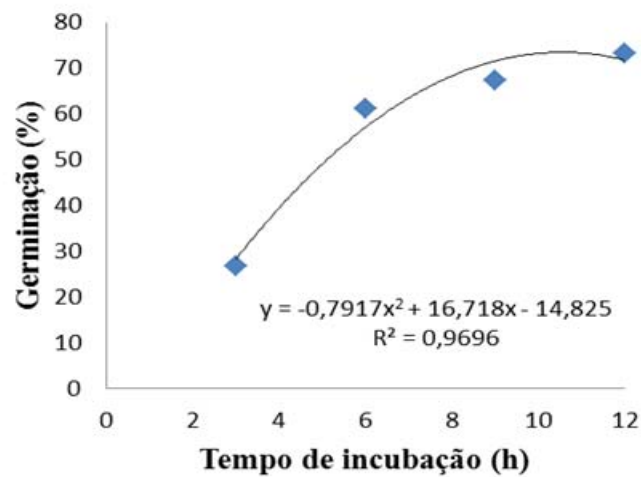


Figura 6. Germinação de conídios de *Drechslera tritici-repentis* em função do tempo de incubação. Passo Fundo, RS. 2014.

O comprimento do tubo germinativo variou entre as diferentes exposições de temperatura. O tamanho do tubo foi proporcional ao aumento da temperatura até 20°C, onde se obteve o maior comprimento de tubo germinativo (793 micras). Deste ponto, à medida que a temperatura aumentava o comprimento dos tubos diminuía (Figura 6). Os menores comprimentos de tubo germinativo encontrados foram: 35,62 micras (0 °C) e 45,71 micras (40 °C).



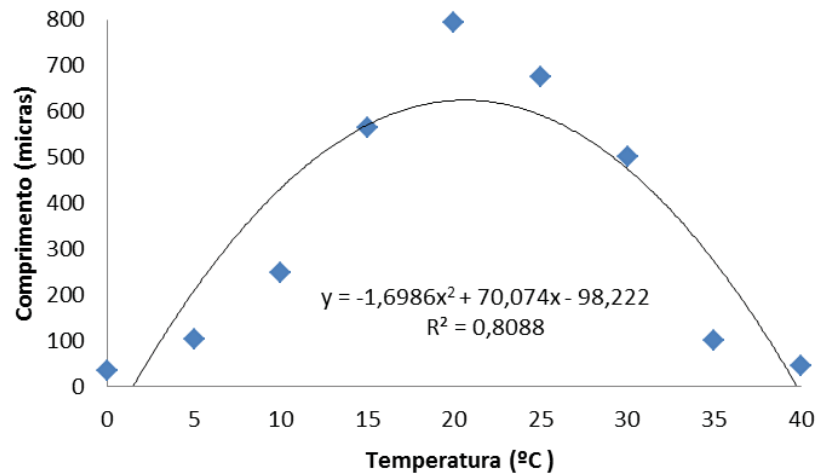


Figura 7. Comprimento do tubo germinativo de conídios de *Drechslera tritici-repentis* em função da temperatura de incubação. UPF, Passo Fundo, RS. 2012.

Segundo Reis et al. (2011), a distribuição geográfica da mancha-amarela não é limitada pelo clima, sendo a mesma tão importante em países como Austrália, Canadá, Estados Unidos, Brasil, Paraguai e Uruguai. A germinação de esporos adaptada a uma vasta gama de temperaturas explica parcialmente a distribuição mundial do fungo *D. tritici-repentis*.

**3.3 Experimento C:** Temperatura ótima para produção de conídios de *D. tritici-repentis* em folha de trigo

A temperatura de incubação influenciou significativamente a produção de conídios do fungo. A produção máxima foi obtida na temperatura de 15°C uma média de 35 lesões por disco foliar e nas temperaturas de 10 e 30°C, a produção foi limitada 0,56 e 2,5 conídios/disco foliar respectivamente (Figura 8). O polinômio obtido por análise de regressão apresentou coeficiente de determinação ( $R^2$ ) de 0,9743 indicando que a variação de temperatura influenciou em mais de 97% a formação dos conídios. Pelo mesmo modelo, a produção máxima foi estimada na temperatura de 14°C. O maior número de conídios em um disco com lesão foi de 105 conídios quando submetido a temperatura de 15°C. O trabalho está de acordo com Platt et al. (1977) e Raymond et al. (1985) que observaram intervalos de temperatura para produção de conídios *in vitro* de 10 a 31°C para produção de conidióforos e 10 a 25°C para conídios. Reis & Casa (1996), afirmam que para formação de conidióforos é necessária a presença de luz, já a produção de conídios é favorecida pelo escuro e temperatura de 10 a 25°C, com ótimo de 21°C, discordando do ótimo encontrado no estudo que foi de 14°C.

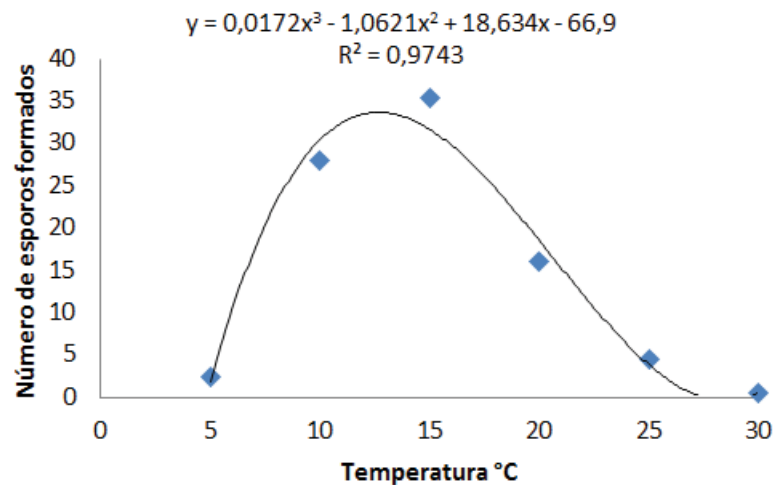


Figura 8: Número de conídios de *Drechslera tritici-repentis* produzidos às 12h de incubação, em diferentes temperaturas de exposição. UPF, Passo Fundo, RS. 2014.

Os conidióforos e conídios foram produzidos sempre na parte aparentemente sem sintomas do tecido foliar nunca sobre a lesão necrosada. Portanto, pode-se inferir que existe a lesão chamada de virtual, que segundo Forcelini et al. (2011) defini o grau de interferência que uma doença exerce no metabolismo de uma planta, que é maior que a área visível (sintoma). Para doenças causadas por patógenos necrotróficos a área interferida pode chegar a 10 vezes aquela representada pelos sintomas, possivelmente devido à ação de toxinas produzidas pelo patógeno. Para Bassanezi et al. (1997) a taxa fotossintética é reduzida também no tecido verde, aparentemente sadio, ao redor das lesões.

#### 4 CONCLUSÕES

A temperatura influencia positivamente o aumento da doença, sendo que, a 30 °C o número e progresso das lesões, bem como, a severidade da mancha-amarela do trigo foram maiores. A germinação máxima de conídios é observada na temperatura de 19°C com tempo de 10,6 horas, bem como, o desenvolvimento do tubo germinativo que tem seu máximo de desenvolvimento a 20 °C. Já a produção de conídios sobre o tecido foliar é ótimo em temperaturas amenas (14 °C), chegando a alcançar 21 conídios/mm de diâmetro. Os resultados se relacionam com o que ocorre no campo, visto que, temperaturas mais altas aceleram o progresso da doença pela expansão de lesão e não pela formação de novos esporos, estes são produzidos provavelmente a noite, pois necessitam de escuro e temperaturas amenas.

## **CAPÍTULO II**

### **APLICAÇÕES PREVENTIVA E CURATIVA DE FUNGICIDAS PARA CONTROLE DA MANCHA-AMARELA EM TRIGO**

**CAMILA RANZI<sup>3</sup>**

**RESUMO** – A mancha-amarela do trigo se caracteriza por infecções precoces das plantas a partir do inóculo presente nas sementes e restos culturais. Por esse motivo, a maioria das aplicações em áreas de monocultura já é realizada curativamente. Portanto, o objetivo desse

---

<sup>3</sup> Agrônoma, mestre, doutoranda do Programa de Pós-Graduação em Agronomia (PPGAgro) da FAMV/UPF, Área de Concentração Fitopatologia.

estudo foi verificar o comportamento de aplicações de fungicidas de maneira preventiva e curativa no controle da mancha-amarela. Foram utilizados três grupos químicos de fungicidas: triazol (propiconazol, 125 gi.a/ha), estrobilurina (azoxistrobina, 75 gi.a/ha), a mistura dos dois (propiconazol+azoxistrobina, 125 + 75 gi.a/ha), e a mistura de carboxamida + estrobilurina (fluxapiraxade + piraclostrobina, 50,1 + 99,9 gi.a/ha). Os fungicidas foram aplicados em diferentes intervalos após a inoculação das plantas no experimento curativo, ou antes, no preventivo. Foram utilizados os cultivares Fundacep Horizonte, Quartzo e TBio Iguazú. O fungicida propiconazol apresentou maior eficácia, seguido da sua mistura com estrobilurina, que isoladamente pouco contribuiu ao controle da mancha-amarela. Inoculações realizadas dez dias após a aplicação resultaram em maior severidade de doença, evidenciando proteção curta pelos fungicidas. O atraso nas aplicações após a inoculação comprometeu o controle da mancha amarela.

**Palavras-chave:** *Pyrenophora tritici-repentis*, triazóis, estrobilurinas.

## PROTECTIVE AND CURATIVE APPLICATIONS OF FUNGICIDES TO CONTROL WHEAT TAN SPOT

**ABSTRACT** –The tan stain is characterized by early infections of plants from this inoculums present in seeds and crop residues. For this reason, most applications in areas of monoculture are already held curatively. Therefore, the objective of this study was to assess how protective and curative applications of fungicide in a preventive and curative way in the control of tan spot. Four fungicides from different

chemical classes were selected: triazole (propiconazole 125 g.i.a/ha<sup>-1</sup>), strobilurin (azoxystrobin, 75 g.i.a/ha<sup>-1</sup>), the mix of both (propiconazole + azoxystrobin 125 + 75 g.i.a/ha<sup>-1</sup>), and another mix of carboxamide + strobilurin (fluxapyroxad + piraclostrobin, 50,1 + 99,9 g.i.a/ha<sup>-1</sup>). The fungicides were applied at different intervals after inoculation (curative trial) or before inoculation (protective trial). Fungicides were applied at different intervals after inoculation of the plants in the healing experiment, or rather in the preventive. Cultivars Fundacep Horizonte, Quartzo and TBio Iguaçú were used. The fungicide propiconazole was more efficient, followed by its mixing with strobilurin, which singly did little when controlling the tan stain. Inoculations were made 10 days after application, and they resulted in greater disease severity, indicating short protection by the fungicide. The delay in applications after inoculation compromised the control of the tan spot.

**Key-words:** *Pyrenophora tritici-repentis*, translocation, *Triticum aestivum*

## 1 INTRODUÇÃO

A mancha-amarela é uma das principais doenças foliares do trigo em todo o mundo. Esta doença pode causar danos de até 50% em condições climáticas favoráveis (SHABBER & BOCKUS, 1988). A mudança do plantio convencional para cultivo mínimo tem aumentado a incidência desta doença (KOHLI et al., 1992) e as aplicações de fungicidas tem se mostrado uma importante ferramenta de reduzir epidemias (ADEE & PFENDER, 1989).

Mundstock (1999), também afirma que, para combater as doenças eficazmente após a cultura estar estabelecida, muitas pesquisas foram realizadas no sentido de se observar a viabilidade da aplicação de fungicidas em trigo. Uma vez afirmada sua viabilidade, essa prática começou a ser utilizada com resultados satisfatórios no controle. Fernandes & Picinini (1999) ressaltam que, embora os testes com fungicidas na cultura de trigo tivessem início na década de 70, a recomendação oficial de produtos para a cultura somente ocorreu no ano de 1976. Passada essas fases de desenvolvimento e aprimoramento os fungicidas hoje se constituem uma importante ferramenta para estabilizar a produtividade de trigo na região sul do Brasil, onde as doenças, destacando-se a mancha-amarela do trigo, são de elevada importância.

Os fungicidas recomendados para o controle de manchas foliares em trigo pertencem ao grupo triazol (epoxiconazol, metconazol, propiconazol, tebuconazol), e estrobilurina (azoxistrobina), e suas misturas (azoxistrobina + ciproconazol, piraclostrobina + epoxiconazol, piraclostrobina + metconazol, trifloxistrobina + tebuconazol, trifloxistrobina + protioconazol). (INDICAÇÕES, 2014). O mecanismo de ação do fungicida triazol é inibir a síntese de esteróis, e o grupo estrobilurina age pela inibição da respiração mitocondrial, indisponibilizando o oxigênio para a célula (REIS et al., 2001). O triazol age parcialmente como protetor uma vez que pode ocorrer penetração do patógeno em tecidos tratados. Na ação curativa o desenvolvimento do haustório e/ou o crescimento micelial no interior dos tecidos do hospedeiro são inibidos pela presença do fungicida (EHR & KEMMITT, 2002; FORCELINI, 1994).

Segundo Venâncio et al. (1999), as moléculas pertencentes ao grupo estrobilurina atuam preventivamente inibindo a germinação de esporos, apresentando alguma ação curativa e erradicante inibindo o desenvolvimento dos fungos nos estádios iniciais de pós-germinação, com atividade antiesporulante. Reis & Bresolin (2010) ainda reforçam que a germinação dos esporos é a fase do ciclo biológico dos fungos com maior sensibilidade às estrobilurinas.

Assim, desenvolveu-se o trabalho com objetivo de verificar o comportamento de aplicações de fungicidas de maneira preventiva e curativa no controle da mancha-amarela. Com os resultados do trabalho espera-se fornecer subsídios para um melhor manejo da mancha-amarela do trigo.

## **2 MATERIAL E MÉTODOS**

Os experimentos foram conduzidos no Laboratório de Fitopatologia e câmaras climatizadas da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da Universidade de Passo Fundo.

### **2.1 Cultivo das plantas de trigo**

As plantas foram cultivadas em copos plásticos de 500 mL, com solo. Utilizaram-se os cultivares Fundacep Horizonte, Quartzo e Iguaçu. Mantiveram-se em média cinco plantas por copo. As mesmas foram mantidas em câmara climatizada de 21°C e fotoperíodo de 12h. O delineamento experimental foi em blocos casualizados, com quatro



repetições, onde cada vaso constituiu uma unidade experimental. O trabalho foi realizado duas vezes.

## **2.2 Inoculação de *Drechslera tritici-repentis***

No experimento com aplicações preventivas, a inoculação ocorreu 1, 5 e 10 dias após as aplicações (DAA) de fungicidas. No experimento com aplicações curativas todas as plantas foram inoculadas no mesmo dia com conídios obtidos conforme descrito nos capítulos anteriores e as aplicações foram realizadas 1, 5, 10 dias após a inoculação (DAI). A concentração de conídios na suspensão foi mantida em  $3 \times 10^3$  conídios/mL. As inoculações foram realizadas com pulverizador manual de 500 mL, quando as plantas atingiram o estágio de quatro folhas completamente expandidas e aplicou-se até o ponto de escorrimento, em seguida cobriram-se as plantas com sacos plásticos por 24 horas, para formar uma câmara húmida.

## **2.3 Aplicações de fungicidas**

As aplicações de fungicidas foram realizadas de acordo com o propósito de cada experimento. Para ambos, preventivo e curativo, os fungicidas foram: propiconazol, do grupo químico triazol na dose de  $125 \text{ gi.a/ha}^{-1}$ , azoxistrobina, do grupo químico estrobilurina, a  $75 \text{ gi.a/ha}^{-1}$  e a mistura dos dois, sendo  $75 \text{ gi.a}$  de azoxistrobina e  $125 \text{ gi.a/ha}^{-1}$  de propiconazol. Adicionou-se ao fungicida azoxistrobina e à mistura o óleo mineral Nimbus, a 0,25% do volume de água. Utilizou-se também a mistura fluxapiróxade + piraclostrobina nas doses de

50,1 + 99,9 gi.a/ha<sup>-1</sup> respectivamente, adicionado a este o óleo mineral assist 0,15% do volume de água. No primeiro todos os fungicidas foram aplicados no mesmo dia, já no curativo, as aplicações foram realizadas 1, 5 e 10 dias após a inoculação (DAI) do patógeno.

## **2.4 Avaliação**

Procedeu-se a avaliação 15 dias após as aplicações de fungicida no experimento curativo, e 15 dias após as inoculações do fungo no preventivo. Utilizou-se a quarta folha, atribuindo-se valores de severidade (% de área foliar com doença) visualmente. Contou-se também o número de lesões e mediram-se as mesmas com um paquímetro digital. Para obtenção da área da lesão usou-se o fator de correção descritos no Capítulo 1. Os resultados foram submetidos à análise de variância e teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade de erro.

## **3 RESULTADOS E DISCUSSÃO**

Os três cultivares de trigo utilizados nestes experimentos se mostraram-se diferentes quanto a severidade pela mancha-amarela tanto no trabalho preventivo (Figura 1) como no curativo (Figura 2). Fundacep Horizonte foi o mais suscetível, apresentando severidade de 9,76% após 15 dias da inoculação com variação de 0,31 a 29,9%. Já os cultivares Quartzo e Iguaçu não diferiram estatisticamente entre si. Quartzo apresentou severidade média de 4,46% e Iguaçu 4,80%, a severidade dos dois variou de 0,03 a 16%. No ensaio curativo o

cultivar Fundacep Horizonte também foi o mais suscetível diferindo de Quartzo e Iguaçu. A severidade média de Horizonte ficou em 9,09% variando de 4,81 a 16,93%. Quartzo e Iguaçu não diferiram e chegaram a severidade média de 3,73 e 5,78% respectivamente com variação de 1 a 11,31%.

Quanto aos fungicidas aplicados de forma preventiva, pode-se observar que o propiconazol (grupo químico triazol) apresentou melhor desempenho independente do momento de inoculação, porém ele não diferiu estatisticamente da mistura (propiconazol+azoxistrobina). A severidade da doença ficou entre 3,06 e 4,24% para o triazol e a mistura de triazol e estrubilurina, respectivamente. Seguindo destes aparece à mistura de carboxamida e estrobilurina (fluxapiraxade + piraclostrobina), este teve severidade média de 7,03% e o fungicida menos eficaz contra mancha-amarela foi a azoxistrobina que, alcançou severidade de 11,03%.

Observa-se que à medida que os momentos de inoculações do fungo se afastam do momento da aplicação do fungicida há um aumento na doença, ou seja, o período de proteção do produto diminui gradativamente possibilitando um melhor estabelecimento e desenvolvimento da doença, resultado este encontrado aos 10 dias após a aplicação. Os três momentos (1, 5 e 10 DAA) diferiram estatisticamente variando de 0,66 a 12,41% de severidade do primeiro ao décimo dia após a aplicação dos fungicidas. Segundo Tofoli (2006), fatores como volume, número e intervalo de aplicações e tecnologia de aplicação, podem interferir diretamente sobre o potencial de proteção de um fungicida.

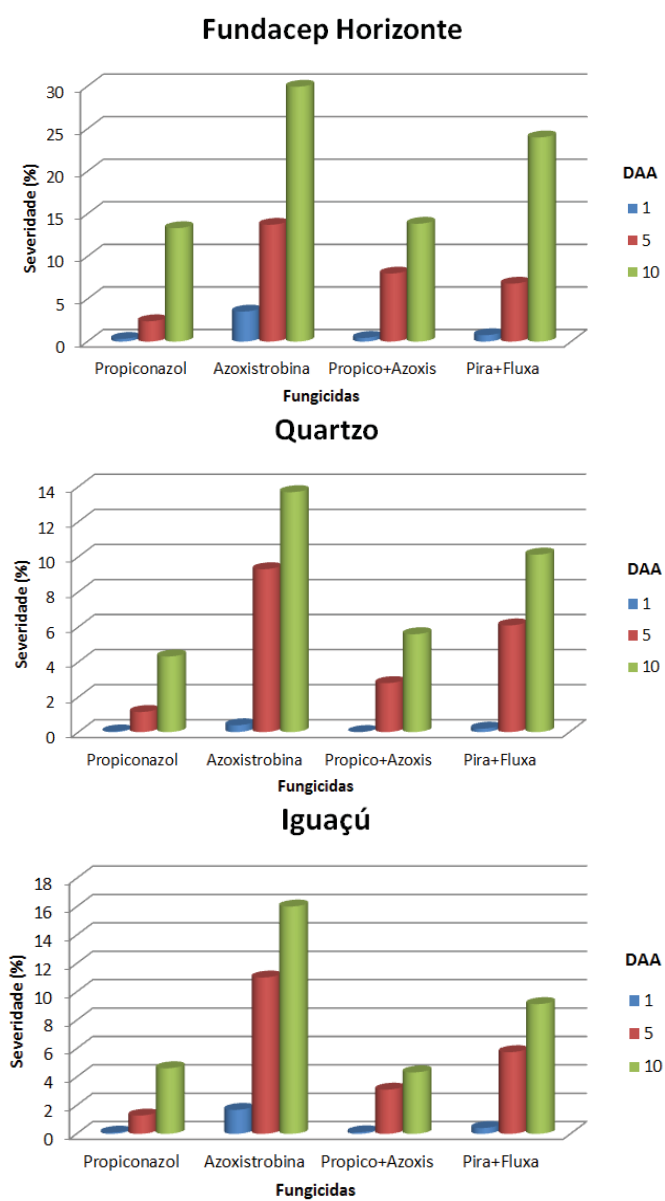


Figura 1: Severidade (%) de mancha-amarela em aplicação preventiva de diferentes fungicidas seguida de três momentos de inoculação 1, 5 e 10 dias após a aplicação de fungicidas (DAA), em cultivares distintos. UPF, Passo Fundo, 2013.

No trabalho onde os fungicidas foram aplicados de forma curativa e/ou erradicante, pode-se observar que tanto propiconazol quanto as duas misturas (propiconazol+azoxistrobina e piraclostrobina + fluxapiroxade) tiveram comportamento semelhante entre si não ultrapassando severidade de 5,49%. Esses diferiram apenas da azoxistrobina que mostrou não ser eficaz no controle da doença, sendo, a severidade obtida neste tratamento de 9,39%. Apesar de aplicações após um dia da inoculação, ter contribuído para uma menor severidade média da doença (4,12%) não diferiu estatisticamente das aplicações realizadas aos cinco DAA (5,33%), no entanto, a medida que esse intervalo ficou maior (10 DAA) a severidade da doença aumentou (8,76%), consequência da diminuição da ação destes fungicidas após o estabelecimento do patógeno. Navarini & Balardin (2012), mostram que os fungicidas triazóis são mais eficientes no controle do complexo de manchas foliares, quando comparados as estrobilurinas, resultado semelhante ao encontrado neste trabalho com mancha-amarela do trigo. Entre os fatores que podem influenciar a ação curativa de um fungicida, destaca-se a suscetibilidade do hospedeiro, a pressão de doença, as condições meteorológicas e o momento de aplicação (AZEVEDO, 2007; HUGGENBERGER & KNAUF-BEITER, 2007).

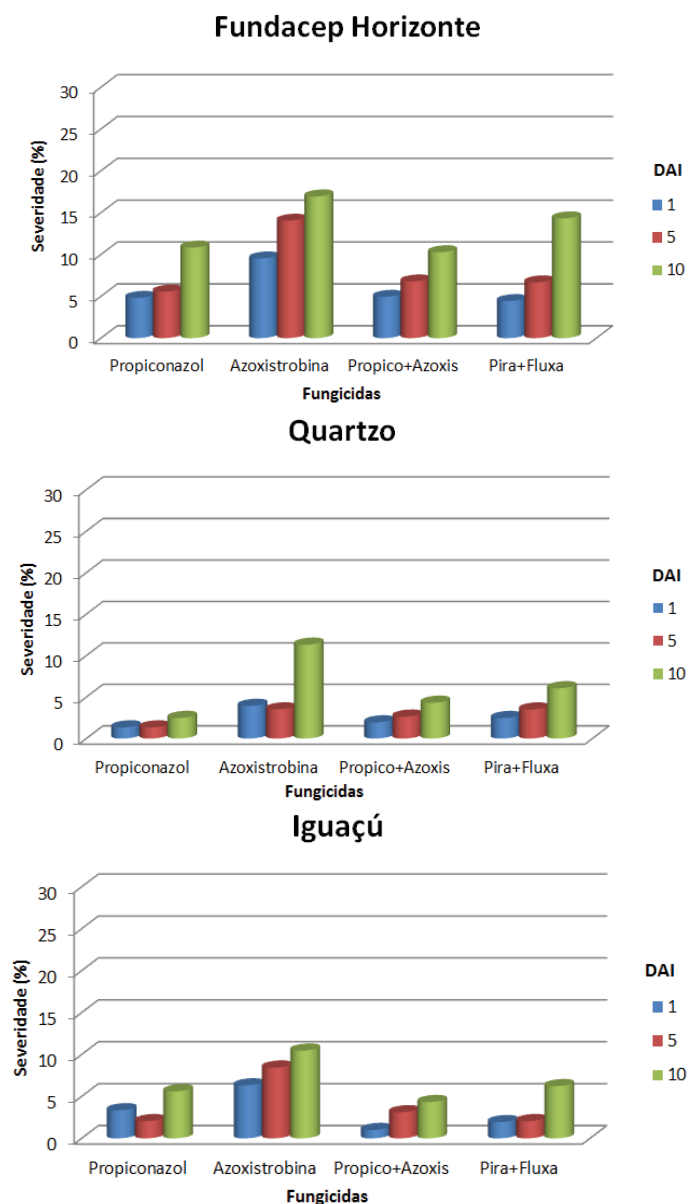


Figura 2: Severidade (%) de mancha-amarela em aplicação curativa de diferentes fungicidas em três momentos (1, 5 e 10 DAI), em cultivares distintos. UPF, Passo Fundo, 2013.

Quanto ao número de lesões causadas por *D. tritici-repentis* o cultivar Fundacep Horizonte manteve-se como o mais suscetível

apresentando 10,94 lesões/folha, seguido de Iguaçu 7,79 e Quartzo 7,33 (Figura 3). Todos os fungicidas diferiram estatisticamente quanto ao número de lesões, sendo que, com a azoxistrobina ocorreu maior quantidade de lesões por folha (12,07), ao contrário do propiconazol que proporcionou uma redução de 50% no número de lesões (6,06) quando comparado com azoxistrobina.

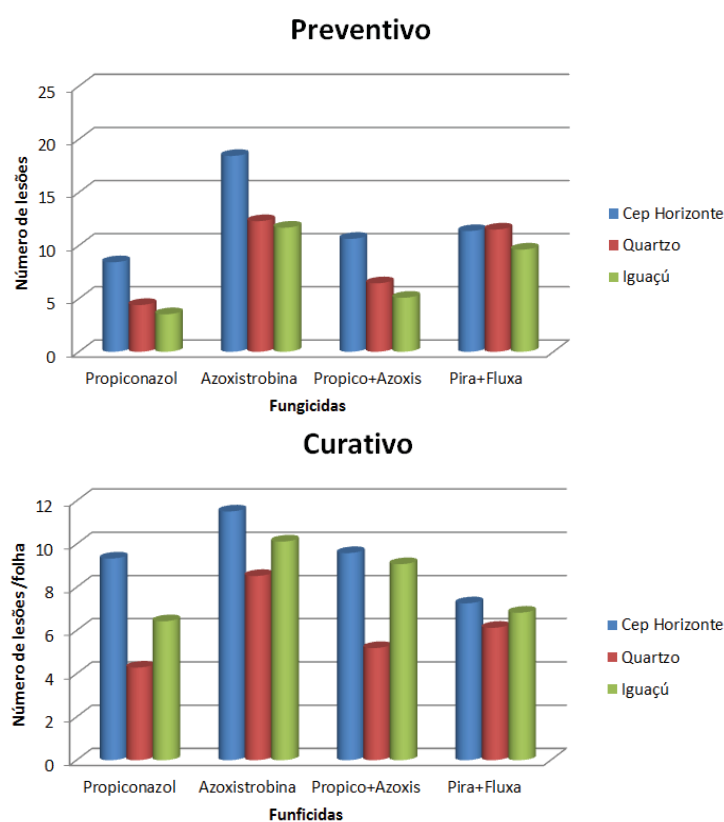


Figura 3: Efeito de diferentes fungicidas aplicados de forma preventiva e curativa na quantidade de lesões (mm<sup>2</sup>) de mancha-amarela em diferentes cultivares de trigo. UPF, Passo Fundo, 2013.

O número de lesões aumentou progressivamente no tratamento preventivo (Figura 4) à medida que as inoculações se afastam da data de aplicação de fungicidas, tendo um máximo de lesões/folha aos 10

DAA no cultivar Fundacep Horizonte (24,18) e o mínimo com 1DAA no Quartzo (0,36 lesões/folha). No ensaio curativo, o menor número de lesões também foi encontrado no Quartzo 1DAI, porém esse número foi 13 vezes maior do que no preventivo (4,68). O máximo foi de 10,73 lesões/folha aos 10DAI no cultivar Horizonte.

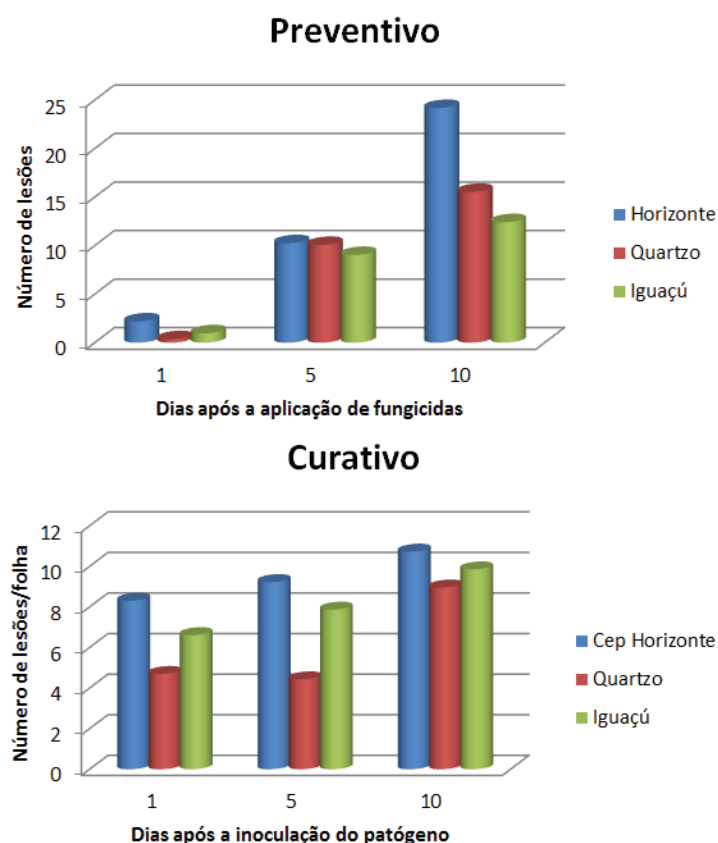


Figura 4: Número de lesões da mancha-amarela em três intervalos de aplicação diferentes 1, 5 e 10 dias após a inoculação (Curativo) e o mesmo intervalo de inoculação após a aplicação (Preventivo) em diferentes cultivares de trigo. UPF, Passo Fundo, 2013.

Os cultivares se comportaram diferentemente quanto ao tamanho das lesões, tanto na aplicação preventiva quanto nas curativas



(Figura 5). O Fundacep Horizonte foi o cultivar que teve tamanho maior de lesões (média 3,60mm<sup>2</sup>), seguido do Iguaçu (2,23mm<sup>2</sup>) e Quartzo (1,16 mm<sup>2</sup>). Seguindo a mesma tendência, observada nos resultados de severidade, o fungicida que mais restringiu o tamanho das lesões no trabalho preventivo foi o propiconazol, o qual não diferiu estatisticamente da sua mistura com estrobilurina (1,41 e 1,44mm<sup>2</sup>), seguido da mistura piraclostrobina + fluxapiroxade (2,38mm<sup>2</sup>) e o fungicida que possibilitou maior tamanho de lesão foi azoxistrobina (3,91mm<sup>2</sup>). Já quando aplicado curativamente, todos os tratamentos diferiram entre si, porém o propiconazol se manteve como o fungicida mais ativo na restrição do tamanho de lesão, seguido do propiconazol + azoxistrobina e piraclostrobina + fluxapiroxade. Da mesma forma, a estrobilurina (azoxistrobina) sozinha se manteve como fungicida menos eficaz na controle de progresso das lesões.

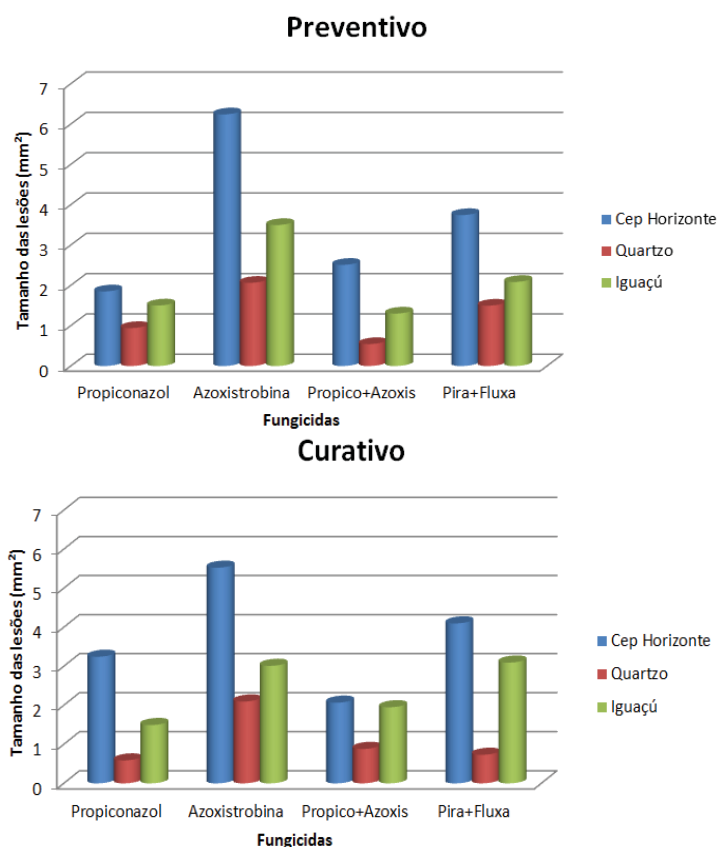


Figura 5: Efeito de diferentes fungicidas aplicados de forma preventiva e curativa no tamanho das lesões (mm<sup>2</sup>) da mancha-amarela em diferentes cultivares de trigo. UPF, Passo Fundo, 2013.

Conforme aumentou o intervalo entre a aplicação dos fungicidas e as inoculações (1, 5 e 10 DAA) ou entre a inoculação do fungo e a aplicação (1, 5 e 10 DAI) o tamanho das lesões tendeu a aumentar progressivamente (Figura 6). O menor tamanho de lesão foi encontrado no cultivar Iguaçu aplicado preventivamente e inoculado um dia após a aplicação (0,48 mm<sup>2</sup>) e o maior tamanho (4,97 mm<sup>2</sup>) no cultivar Fundacep Horizonte aplicado fungicida dez dias após a inoculação.

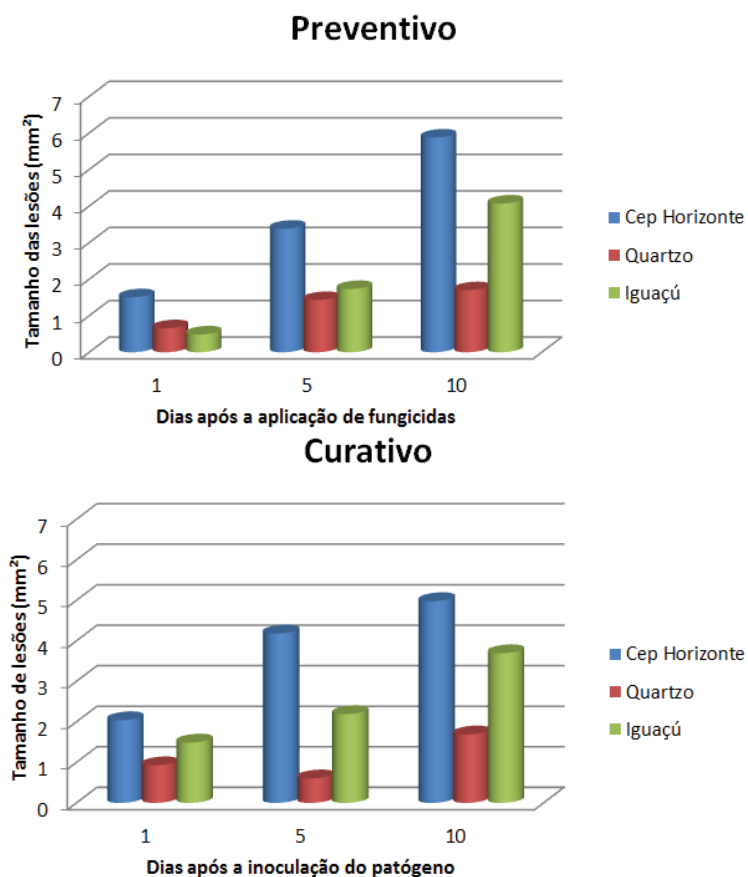


Figura 6: Tamanho das lesões ( $\text{mm}^2$ ) da mancha-amarela em três intervalos de aplicação diferentes 1,5 e 10 dias após a inoculação (Curativo) e o mesmo intervalo de inoculação após a aplicação (Preventivo) em diferentes cultivares de trigo. UPF, Passo Fundo, 2013.

A eficácia do controle químico depende de vários fatores, entre eles a tecnologia de aplicação e o momento ou critério para iniciar a aplicação do fungicida (REIS & CASA, 2007). Com base nos resultados obtidos nesta pesquisa, assim como já relatado em cevada, para a mancha-marrom (MENEGON et al., 2002), pode-se afirmar

que as características da epidemia exercem grande influência sobre o desempenho dos fungicidas. De acordo com Goulart et al. (1998), o uso de fungicidas constitui-se em uma ferramenta importante para estabilizar a produtividade de trigo. Respostas significativas no controle de doenças foliares têm sido obtidas com aplicação de fungicidas nos órgãos aéreos (BARROS et al., 2006). Entretanto, Zambolim et al. (2003) apontam que a aplicação de defensivos agrícolas, sem nenhum critério técnico, proporcionado pelo modelo convencional de agricultura, provoca o aumento no custo de produção e a contaminação do agro-ecossistema. No caso do trigo, o controle químico pode onerar os custos de produção devido à falta de um critério que determine o momento correto para iniciar a aplicação, sendo recomendado para lavouras com alto potencial produtivo (Reis & Casa, 2005).

#### **4 CONCLUSÕES**

O fungicida do grupo triazol (propiconazol) apresenta maior eficácia contra a doença, seguido da sua mistura com estrobilurina, que isoladamente pouco contribui. Inoculações realizadas 10 dias após a aplicação resultam em maior severidade de doença, evidenciando proteção curta pelos fungicidas até o quinto dia após a aplicação. O atraso nas aplicações após a inoculação compromete o controle da mancha-amarela, evidenciando que, tanto com o aumento do intervalo entre a aplicação dos fungicidas e as inoculações de 1 para 10 DAA, e/ou entre a inoculação do fungo e a aplicação do fungicida, o tamanho das lesões tendeu a aumentar progressivamente.

### CAPÍTULO III

#### MOVIMENTO DE FUNGICIDAS EM FOLHAS DE TRIGO E SUA AÇÃO SOBRE A MANCHA-AMARELA

CAMILA RANZI<sup>4</sup>

**RESUMO** – Uma das medidas empregadas no controle da mancha-amarela do trigo é a aplicação de fungicidas. A movimentação destes na folha para o controle de infecções pré-estabelecidas da mancha amarela ainda é pouco estudada. Por isso, neste trabalho avaliou-se o controle da doença em partes da folha tratadas ou não, como forma de verificar a movimentação dos fungicidas. Plantas dos cultivares Quartzo e Fundacep Horizonte foram cultivadas em vasos e acondicionadas em casa-de-vegetação. Os fungicidas utilizados foram: propiconazol ( 125 g.i.a/ha<sup>-1</sup>), azoxistrobina (75 g.i.a/ha<sup>-1</sup>) e a mistura de azoxistrobina + benzovindiflupir (90 + 45 g.i.a/ha<sup>-1</sup>). As aplicações foram realizadas em apenas um dos terços da folha bandeira (inferior, médio ou superior), em cada grupo de plantas, com auxílio de um pincel. A inoculação do patógeno foi aos dois e quatro dias após a aplicação (DAA). A avaliação foi realizada 20 dias após a aplicação dos fungicidas, através do número e tamanho médio das lesões. O fungicida propiconazol controlou a mancha-amarela no local onde foi aplicado e na parte superior a esta, e este, foi o produto que melhor

---

<sup>4</sup> Agrônoma, mestre, doutoranda do Programa de Pós-Graduação em Agronomia (PPGAgro) da FAMV/UPF, Área de Concentração Fitopatologia.

controlou essa doença, seguido da mistura azoxistrobina + benzovindiflupir. Os demais fungicidas controlam apenas no local aplicado.

**Palavras-chave:** *Pyrenophora tritici-repentis*, translocação, *Triticum aestivum*.

### **MOVEMENT OF FUNGICIDES IN WHEAT LEAVES AND THEIR EFFECT ON TAN SPOT CONTROL**

**ABSTRACT** - One of the steps applied to control wheat tan spot is the application of fungicides. The movement of these fungicides in the leaf for controlling of pre-established infections of tan spot has not been much studied yet. Therefore, in this study it was evaluated the control of the disease in treated and not treated parts of the leaf, in order to check the movement of fungicides. Plants of Quartzo cultivars and Fundacep Horizonte were grown in pots and placed in greenhouses. The fungicides used were: propiconazole ( $125 \text{ g.i.a/ha}^{-1}$ ) azoxystrobin ( $75 \text{ g.i.a/ha}^{-1}$ ) and the mixture azoxystrobin benzovindiflupyr + ( $90 + 45 \text{ g.i.a/ha}^{-1}$ ). Applications were made in only one of the thirds of the flag leaf (lower, medium or higher) in each group of plants, with a brush. The inoculation of the pathogen was two and four days after application (DAA). The assessment was carried out 20 days after the application of the fungicide, on the number and average size of lesions. The fungicide propiconazole controlled the tan yellow spot in the place where it was applied and at

the top of it, and this was the product that best managed the disease, followed by azoxystrobin + benzovindiflupyr mixture. The other fungicides control only in the applied location.

**Keywords:** *Pyrenophora tritici-repentis*, translocation, *Triticum aestivum*.

## 1 INTRODUÇÃO

A mancha-amarela é causada pelo fungo necrotrófico *Drechslera tritici-repentis* (forma anamórfica) e é uma das mais importantes doenças foliares, apresenta sintomas mais intensos em trigo sob monocultura e plantio direto (ANNONE, 2005). O manejo integrado, incluindo o uso de cultivares resistentes, o controle químico e apropriadas práticas culturais é recomendado para o manejo da doença.

Os fungicidas, são associados com a redução dos danos de produtividade. Principalmente devido à manutenção da vida fotossintética do dossel foliar durante o enchimento de grãos (PEPLER, et al. 2005 & RUSKE et al. 2003), ou ainda através de efeitos diretos dos fungicidas na fisiologia da planta de trigo (GROSSMANN, K. & RETZLAFF, G. 1997). No Brasil, Picinini & Fernandes (1992), avaliando o controle de manchas foliares com fungicidas, verificaram rendimentos de 46 a 59% superiores aos da testemunha, quando a predominância foi de mancha-amarela em folhas de trigo.

Os fungicidas agrícolas sofreram constantes evoluções técnico-científicas, o que permitiu o desenvolvimento de produtos com diversos modos de ação na planta e nas diferentes fases do processo infeccioso. (AGRIOS, 2005; RUSSEL, 2005) Os fungicidas podem ser classificados em relação às plantas em produtos de contato, mesostêmicos, translaminares e sistêmicos (REIS et al, 2007). Os fungicidas de contato se caracterizam por formar uma camada protetora na superfície da planta que impede a penetração do patógeno. Os mesostêmicos possuem alta afinidade com a camada cerosa superficial das folhas, podendo se redistribuir na fase de vapor, ou serem absorvidos pelo tecido, sem, no entanto, apresentar nenhum movimento. Já os sistêmicos são aqueles que podem se movimentar na planta pelos vasos condutores, podendo atingir locais distantes do local depositado, enquanto que os translaminares se distribuem de forma limitada nos tecidos (AZEVEDO, 2007; REIS et al, 2007)

O trabalho teve por objetivo avaliar a movimentação de diferentes fungicidas e ação no controle da mancha-amarela do trigo. Com os resultados buscam-se alternativas para melhorar o manejo da doença e esclarecer dúvidas da movimentação destes fungicidas na planta.

## **2 MATERIAL E MÉTODOS**

Os experimentos foram conduzidos no Laboratório de Fitopatologia e casa de vegetação da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da Universidade de Passo Fundo.



## 2.1 Cultivo e acondicionamento das plantas

As plantas foram cultivadas em casa-de-vegetação, em vasos de 5 Kg, contendo solo, com em média dez plantas por vaso. Utilizaram-se os cultivares Fundacep Horizonte e Quartzo. O delineamento experimental foi em blocos casualizados, com quatro repetições, onde cada vaso constituiu uma unidade experimental.

## 2.2 Aplicações de fungicidas e Inoculação de *Drechslera tritici-repentis*

As aplicações de fungicidas foram realizadas de forma preventiva, em cada terço previamente subdividido da folha (Inferior, Médio ou Superior) individualmente, com auxílio de um pincel. Os fungicidas utilizados foram: propiconazol, do grupo químico triazol, na dose de 125 gi.a/ha<sup>-1</sup>, azoxistrobina, do grupo químico estrobilurina, a 75 gi.a/ha<sup>-1</sup> e a mistura azoxistrobina + benzovindiflupir, do grupo químico estrobilurina e carboxamidas também na dose de 90 + 45 gi.a/ha<sup>-1</sup>. Adicionou-se ao fungicida azoxistrobina e à mistura o óleo mineral Nimbus, a 0,25% do volume de água. Na testemunha aplicou-se somente água.

A inoculação foi dividida em dois momentos; aos 2 e aos 4 dias após a aplicação (DAA) dos fungicidas. A densidade de esporos na suspensão foi de 3x10<sup>3</sup> conídios/mL. As inoculações foram realizadas com pulverizador manual de 500 mL quando as plantas atingiram a folha bandeira totalmente exposta (estádio 9 da escala de Feeks & Large), (LARGE, 1954) e aplicou-se até o ponto de

escorrimento em toda a planta, em seguida cobriram-se estas com sacos plásticos por 24 horas, para formar uma câmara úmida e auxiliar o estabelecimento do patógeno.

### **2.3 Avaliações**

A avaliação foi realizada 20 dias após as aplicações de fungicidas. Avaliou-se o número de lesões em cada parte da folha (inferior, média e superior) separadamente, bem como, o tamanho médio das lesões que foram mensuradas com auxílio de um paquímetro digital, considerando o comprimento e largura da lesão. Para obtenção da área da lesão utilizou-se um fator de correção para as lesões (0,69) obtido através da comparação da área real da lesão com as medições de largura e comprimento. Os resultados foram submetidos à análise de variância teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade de erro.

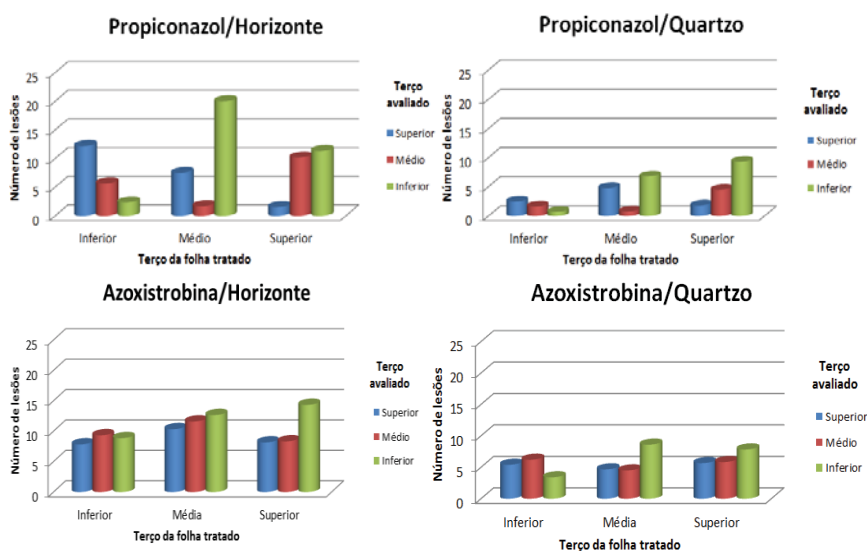
## **3 RESULTADOS E DISCUSSÃO**

Ocorreu interação significativa entre os tratamentos dias após a aplicação (2 e 4 DAA) e os fungicidas, onde os fungicidas propiconazol e azoxistrobina + benzovindiflupir foram estatisticamente superiores, permitindo um menor número de lesões nas áreas tratadas, 1,76 e 1,71 na média de lesões, respectivamente, comparado com azoxistrobina isolada (5,05), isso quando realizada inoculação aos 2 DAA. Já com 4DAA não houve diferença significativa entre os fungicidas. Quanto aos momentos de inoculação

só ocorreram diferenças estatísticas quando utilizado o fungicida azoxistrobina, para os demais o número de lesões não diferiu quando inoculado com 2 ou 4 DAA.

Verificou-se no trabalho conduzido com inoculação no segundo dia após a aplicação que, quando aplicado o fungicida do grupo químico triazol (propiconazol), houve uma redução significativa no número de lesões de acordo com o terço da folha tratado comparado com os demais terços da folha (Figura 1) pelo teste de Tukey a 5% de significância. No cultivar Fundacep Horizonte quando aplicado o fungicida no terço superior da folha, contou-se em média 1,5 lesões, já nos terços mediano e inferior onde não teve efeito do fungicida o número de lesões aumentou em média 7,16 vezes, ficando com 10,74 lesões nessas partes da folha. Segundo Carmona (1999), fungicidas como propiconazol reduzem a intensidade das lesões de mancha-mamarela e apresentam controle de 50 a 70% dependendo do cultivar e da intensidade de infestação. Observou-se também nos dois cultivares estudados, que, quando o fungicida propiconazol foi aplicado no terço mediano e inferior da folha, além da redução no número de lesões no terço aplicado, também houve uma redução significativa no terço superior ao que recebeu o tratamento, evidenciando uma translocação loco-sistêmica do produto via xilema (acropetal), do contrário quando aplicado na parte superior da folha não observou movimento. Este resultado está de acordo com Reis et al (2001), afirma que, fungicidas sistêmicos como do o grupo triazol, traslocam-se principalmente via xilema, e o movimento pelo floema ou basipetal é muito difícil. Quando utilizado o fungicida do grupo estrobilurina (azoxistrobina), não se verificou uma redução

significativa no número de lesões no terço tratado comparado com os não-tratados, admitindo que esse fungicida isolado não teve efeito satisfatório para esta doença. Quando se utilizou a mistura do grupo químico estrobilurina e carboxamidas (azoxistrobina + benzovindiflupir), também se observou menor número de lesões na parte tratada diferenciando significativamente das demais partes, porém não se verificou nenhum movimento do fungicida para demais partes da folha.



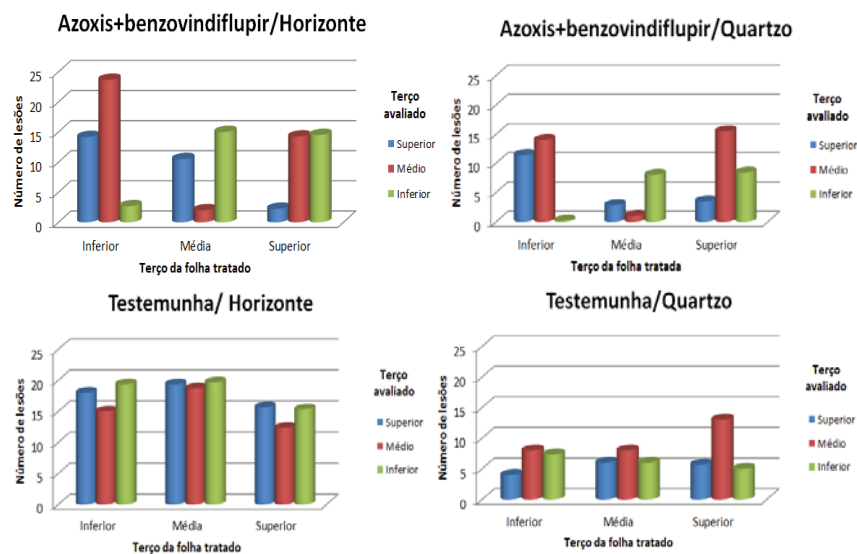


Figura 1: Número de lesões em cada terço da folha (superior, médio e inferior), com inoculação de *D. tritici-repentis* dois dias após a aplicação. UPF, Passo Fundo, 2013.

Todos os fungicidas diferiram estatisticamente da testemunha que teve em média 13,88 lesões. O fungicida que melhor controlou o patógeno, promovendo menor número de lesões na área tratada foi o propiconazol (1,48), porém não diferiu estatisticamente da mistura azoxistrobina + benzovindiflupir (1,93), já a azoxistrobina foi o que permitiu mais lesões (7,20) depois da testemunha. Houve diferença também entre os cultivares, onde o mais suscetível, o Fundacep Horizonte teve maior número médio de lesões por terço tratado (7,92) do que o Quartzo (4,33). De acordo com Farias et al (2013), a utilização de cultivares geneticamente resistentes é a opção mais barata e ambientalmente saudável para controlar as perdas e danos causadas pela mancha-amarela em trigo.

No trabalho onde a inoculação foi realizada quatro dias após a aplicação de fungicidas, o comportamento se manteve semelhante

aquele submetido a inoculação com 2DAA. O fungicida propiconazol reduziu significativamente o número de lesões no terço da folha ao qual foi aplicado (Figura 2). A maior variação com este fungicida ocorreu quando aplicado no terço inferior da folha no cultivar Horizonte, onde a média de lesões neste local foi de 0,8 comparado com a parte superior que alcançou em média 12,4 lesões. Portanto, pode se dizer que o fungicida propiconazol reduziu aproximadamente em 15 vezes o número de lesões no local aplicado. Também observou movimento loco-sistêmico do fungicida na folha. Onde foi usado a azoxistrobina, também houve redução significativa no número de lesões, bem como quando aplicado azoxistrobina + benzovindiflupir, com esse produto a variação no número de lesões entre uma área tratada e não tratada são bem mais expressivos, por exemplo, quando aplicado na parte inferior da folha a média das lesões foi de 0,25, já na parte mediana contaram-se em média 16,8 lesões, um acréscimo de 67,2 vezes em relação à área tratada. Não se observou movimentação deste fungicida e todos se comportaram semelhantemente, diferindo apenas da testemunha.

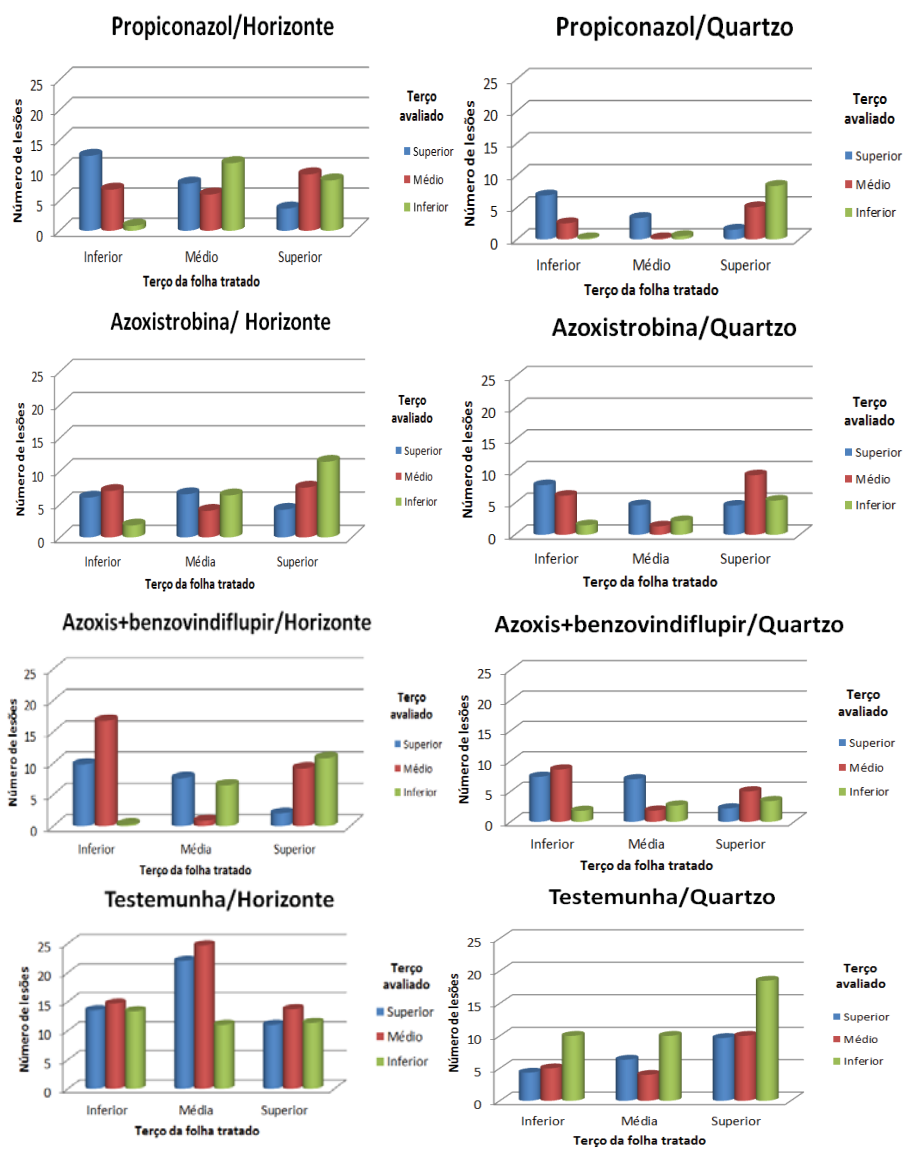


Figura 2: Número de lesões em cada terço da folha (superior, médio e inferior), com inoculação de *D. tritici-repentis* quatro dias após a aplicação. UPF, Passo Fundo, 2013.

Os tratamentos diferiram entre si quanto a área das lesões, tanto no experimento com 2 ou 4 DAA (Figuras 3 e 4) o tratamento que apresentou maior tamanho de lesões depois da testemunha (9,85

mm<sup>2</sup>) para os dois cultivares foi o tratamento com azoxistrobina (4,12). O tratamento com propiconazol além de reduzir o número de lesões como visto anteriormente, mostrou-se também eficaz em restringir o tamanho dessas. Com este fungicida verificou-se a menor área da lesão (1,35 mm<sup>2</sup>) diferindo da mistura que a segue com área média de 2,90 mm<sup>2</sup>. Os cultivares também diferiram em relação a área das lesões, onde Quartzo foi o menos suscetível com tamanho médio de 2,06 mm<sup>2</sup> enquanto Horizonte 7,08 mm<sup>2</sup>.

Ainda, segundo Balardin (2013), os grupos predominantes, em termos de volume de vendas no mercado agrícola mundial, são as estrobilurinas e os triazóis, por isso a escolha para o estudo de produtos representantes desses grupos. Os fungicidas triazóis podem atuar como protetores ou curativos. Apresentam elevada fungitoxicidade, rápida penetração e translocação nos tecidos vegetais. Na ação curativa o desenvolvimento do haustório e/ou o crescimento micelial no interior dos tecidos do hospedeiro são inibidos pela presença do fungicida (EHR & KEMMITT, 2002; FORCELINI, 1994).



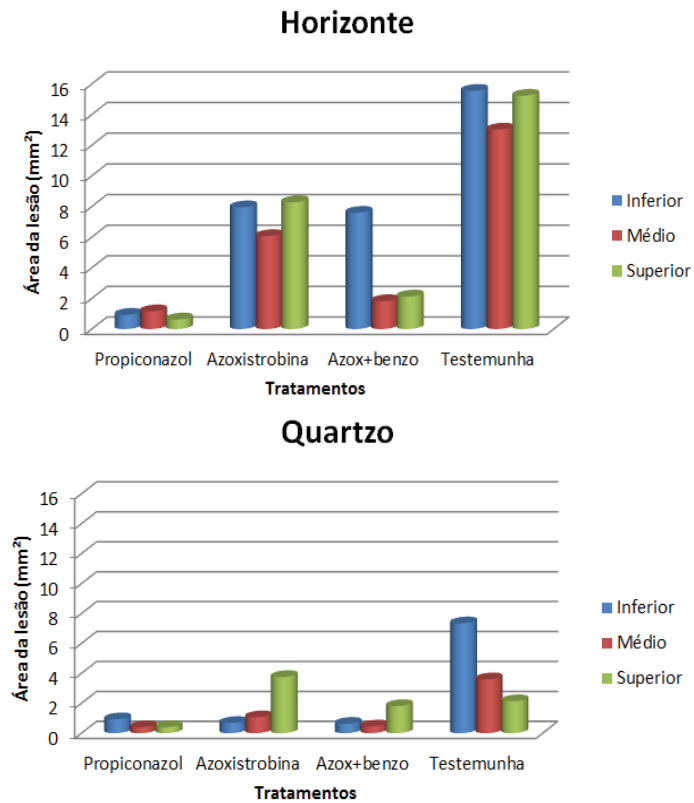


Figura 3: Área média das lesões quando inoculado aos dois dias após aplicados os diferentes fungicidas em cada terço da folha (superior, médio e inferior).UPF, Passo Fundo, 2013.

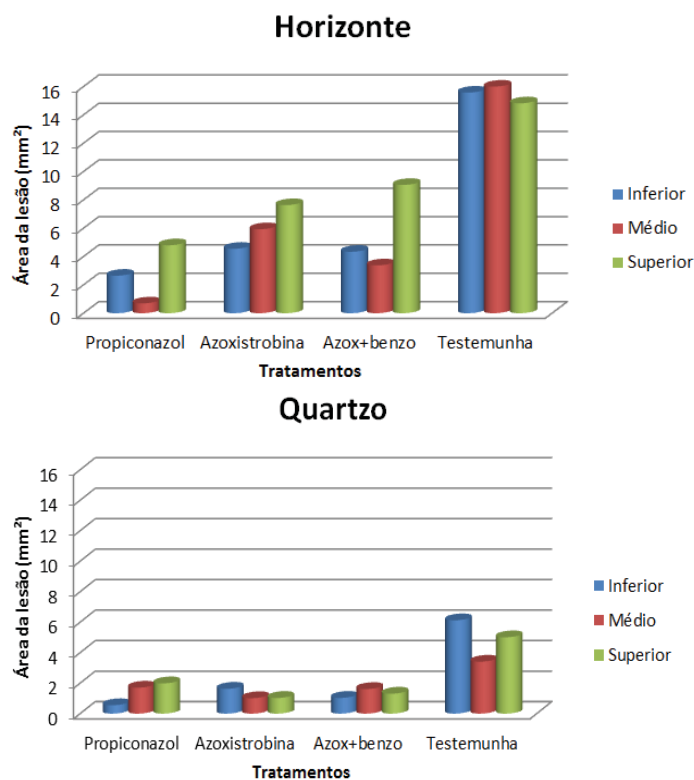


Figura 4: Área média das lesões quando inoculado aos quatro dias após aplicados os diferentes fungicidas em cada terço da folha (superior, médio e inferior). UPF, Passo Fundo, 2013.

Já para as estrobilurinas, segundo Reis & Carmona (2010) a germinação dos esporos é a fase do ciclo biológico dos fungos com maior sensibilidade. Mas também, cada vez mais buscam-se ferramentas importantes tanto no controle de grande número de doenças como na prevenção do aparecimento de organismos resistentes a fungicidas no mercado, por isso a necessidade de desenvolvimento de novos ativos, mesmo que de grupos químicos existentes, como é o caso do produto utilizado no trabalho (azoxistrobina + benzovindiflupir), que pertence ao grupo das

carboxamidas, e que, apesar de, não ser registrado ainda para cultura do trigo, após este estudo preliminar na ação contra a mancha-amarela evidencio um bom potencial de controle, o que reforça a esperança de futuramente, após intenso trabalho de pesquisa no controle de doenças em trigo, ele possa ser mais uma opção para o produtor.

Enfatiza Cunha (2008), que na maioria das vezes, dá-se muita importância ao produto fitossanitário a ser aplicado e pouca à técnica de aplicação. Não basta conhecer o produto a ser aplicado, também é fundamental conhecer a forma de aplicação. É preciso garantir que o produto alcance o alvo de forma eficiente, minimizando-se as perdas. Para isso, é necessário uniformidade de aplicação e espectro de gotas adequado.

#### **4. CONCLUSÕES**

O fungicida propiconazol controla a mancha amarela no local onde é aplicado e na parte superior a esta, e este, é o produto que melhor exerce controle sobre essa doença, seguido da mistura azoxistrobina + benzovindiflupir. Os demais fungicidas controlam apenas no local aplicado, desta forma, evidencia-se a necessidade do uso da tecnologia de aplicação, com boa cobertura do dossel, mesmo com produtos sistêmicos.

## CAPÍTULO IV

### DESFOLHA DE PLANTAS DE TRIGO E SEU EFEITO SOBRE O PESO DE MIL GRÃOS

CAMILA RANZI<sup>5</sup>

**RESUMO** – A mancha amarela do trigo pode resultar em desfolha da planta, afetando a formação do grão. O impacto da desfolha pode variar entre cultivares e situações de cultivo. Neste trabalho, objetivou-se avaliar o efeito de diferentes níveis de desfolha sobre o peso de mil grãos em trigo. Os experimentos foram conduzidos no campo experimental, com os cultivares Sintonia, Itaipu, Pioneiro e Sinuelo, assim como em casa de vegetação com os materiais Quartzo, Horizonte, Mirante, Seletto e Iguaçu. Em ambos os casos as plantas foram manejadas com e sem aplicações de fungicidas. A desfolha foi efetuada quando as plantas atingiram o espigamento, em vários níveis: T0 = Nenhuma folha removida (testemunha); T1 = remoção da folha bandeira; T2 = remoção das duas folhas superiores; T3 = remoção das três folhas superiores. Após a colheita das plantas, avaliou-se o peso de mil grãos (PMG). A desfolha influenciou negativamente o PMG, à medida que aumentou o número de folhas removidas diminuiu o peso dos grãos.

---

<sup>5</sup> Agrônoma, mestre, doutoranda do Programa de Pós-Graduação em Agronomia (PPGAgro) da FAMV/UPF, Área de Concentração Fitopatologia.

**Palavras-chave:** Área foliar, peso de mil grãos, *Triticum aestivum*

## **DEFOLIATION OF WHEAT PLANTS AND ITS EFFECT ON THE THOUSAND KERNELL WEIGHT**

**ABSTRACT** – The tan spot may result in defoliation of the plant, affecting the formation of the grain. The impact of peeling can vary between cultivars and cultivation conditions. This study aimed to evaluate the effect of different levels of defoliation on the weight of a thousand grains of wheat. The experiments were conducted in the experimental field, with cultivars Sintonia, Itaipu, Pioneiro and Sinuelo, as well as in a greenhouse with Quartzo materials, Horizonte, Mirante, Seleto and Iguaçu. In both cases the plants were handled with and without fungicide applications. Defoliation was performed when plants reached the silking at various levels: T0 = No removed sheet (control); T1 = removal of the flag leaf; T2 = removal of the top two leaves; T3 = removal of the top three leaves. After harvesting the plants, it was evaluated the thousand kernel weight (TKW). Defoliation negatively affected the TKW as it was increased the number of removed sheets, the weight of the grains was decreased.

**Key-words:** Leaf area, thousand kernel weight, *Triticumaestivum*.

## 1 INTRODUÇÃO

O trigo (*Triticum aestivum* L.) é uma planta cultivada durante o inverno, com ciclo anual. No Brasil, o cultivo do trigo se restringiu, durante muitos anos, apenas à região Sul, devido principalmente a fatores culturais e bioclimáticos (GUTKOSKI et al., 2007). Contudo, o desenvolvimento de novas variedades e técnicas de manejo da cultura e da irrigação, associados à expansão da fronteira agrícola, resultaram em sua expansão para outras regiões, como a dos cerrados do Brasil Central (BOSCHINI et al., 2011).

A produtividade final de uma cultura é uma característica quantitativa complexa, relacionada com a habilidade da planta em produzir, translocar e estocar carboidratos nos grãos (SLEEPER & POELMAN, 2006). A produtividade e a qualidade do trigo estão diretamente correlacionadas com a área foliar verde ou sadia durante o enchimento de grãos. O que faz da senescência foliar precoce, proporcionada por causas bióticas ou abióticas, um fator que afeta seriamente o potencial produtivo do trigo (ZHANG et al, 2006). Entre as causas abióticas que causam estresse nas plantas estão às altas temperaturas e o déficit hídrico. O trigo é uma planta C3 e a alta temperatura durante o período de enchimento de grãos provoca diversos efeitos negativos como aumento na fotorrespiração diminuindo a fotossíntese líquida, o que leva a aceleração da senescência foliar (TAIZ & ZEIGER, 2004). Entre os fatores bióticos estão às doenças que segundo Goulart (2004), estão entre os principais fatores que mais tem contribuído para limitação de produtividade da triticultura brasileira.

Os estresses por desfolhamento alteram a relação fonte-dreno das plantas, com reflexos na redução da produtividade do vegetal, conseqüentemente afetando o rendimento econômico (DAROS et al., 2000). A fotossíntese, a formação e remobilização de reservas e o estabelecimento de grãos viáveis são ocorridos durante o estresse; acarretando, conseqüentemente, variações no comportamento das relações fonte-dreno. O desenvolvimento dos grãos é resultado do balanço entre a capacidade da planta suprir fotoassimilados (fonte) para os grãos e do seu próprio potencial de utilização de substratos disponíveis (GONDIM, 2006).

O estudo foi desenvolvido com objetivo de avaliar o efeito de diferentes níveis de desfolha na massa de mil grãos em trigo, para com isso, observar a real importância de cada folha da planta.

## **2 MATERIAL E MÉTODOS**

Os experimentos foram conduzidos no Laboratório de Fitopatologia/Micologia, casa de vegetação e campo experimental da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da Universidade de Passo Fundo na safra agrícola de 2014.

### **2.1 Cultivares**

Para a realização do experimento no campo experimental foram utilizados os cultivares de trigo Sintonia, Itaipu, Pioneiro e Sinuelo. Já para o realizado em casa de vegetação utilizaram: Quartzo, Horizonte, Mirante, Selete e Iguaçu (Tabela 1).

## 2.2 Experimento no campo

O experimento foi instalado no campo experimental dia 09 de julho de 2014. O delineamento utilizado foi em blocos casualizados em parcelas subdivididas. Os tratamentos constituíram-se de quatro cultivares (na parcela) e três níveis de desfolha e uma testemunha, sem desfolha pra cada cultivar (na sub-parcela), com três repetições. Cada unidade experimental constituiu-se de oito linhas. Nas avaliações, descartaram-se as duas linhas laterais de cada unidade experimental para reduzir o efeito de bordadura. Essas linhas eram de 3 metros de comprimento e espaçamento de 17 cm entre-linhas e densidade de 290 plantas/m<sup>2</sup> (Pioneiro), 312 (Sintonia), 343 (Sinuelo) e 306,54 (Itaipu).

Realizou-se o controle de plantas daninhas, utilizando-se o herbicida iodosulfurom-metílico (5 gi.a/ha<sup>-1</sup>) no dia 13 de agosto. Também realizou-se o manejo contra pragas e doenças a fim de evitar perdas de área foliar por tais agentes garantindo a execução dos tratamentos de desfolha. Esse manejo foi com aplicação de inseticida tiametoxam + lambda-cialotrina (21,15 + 15,9 gi.a/ha<sup>-1</sup>) no dia 02 de outubro de 2014 e quatro aplicações subseqüentes de fungicidas, sendo a primeira aplicação, no perfilhamento, a segunda, 14 dias após a primeira, bem como a terceira e a quarta aplicação foi realizada na floração, utilizando-se para todas as aplicações os fungicidas azoxistrobina + ciproconazol (60 + 24 gi.a/ha<sup>-1</sup>) e propiconazol (125 gi.a/ha<sup>-1</sup>) adicionando a mistura o óleo mineral (Nimbus) 0,25% do volume de água. Paralelo a este foi conduzido um ensaio semelhante, porém sem nenhuma aplicação de fungicida.



A adubação utilizada na linha de semeadura foi de 300 kg/ha da formulação de nitrogênio, fósforo e potássio (NPK) 02-18-18 e 50 kg/ha de uréia e em cobertura no dia 13 de agosto aplicou-se mais 200 kg/ha de uréia.

A desfolha foi efetuada na fase de espigamento, com os seguintes níveis de desfolha: T0 = Nenhuma folha removida (testemunha); T1 = FB: retirada a folha bandeira; T2 = FB+FB-1: retirada folha bandeira e a segunda folha superior; T3 = FB+FB-1+FB-2: retirada as três folhas superiores. A colheita deu-se de forma manual no dia 17 de novembro de 2014. Posteriormente, avaliou-se a massa de mil grãos através da contagem de quatro repetições de 400 grãos por tratamento e pesagem em balança de precisão de 0,01g. Os resultados foram submetidos à análise de variância teste de Tukey e Scott-Knott, ao nível de 5% de probabilidade de erro.

### **2.3 Experimento em casa de vegetação**

Os experimentos foram conduzidos durante o período de fevereiro a maio de 2014. O delineamento utilizado foi em blocos casualizados com quatro repetições. As plantas foram cultivadas em vasos de 5 Kg até a fase de espigamento, onde foi realizada a desfolha de acordo com os mesmos níveis descritos anteriormente para o experimento à campo.

Para o controle de doenças foram feitas três aplicações de fungicidas: a primeira na fase de perfilhamento com piraclostrobina + epoxiconazol (66,5 + 25 g.i.a/ha<sup>-1</sup>) e propiconazol (75 g.i.a/ha<sup>-1</sup>). A segunda aplicação foi 18 dias após a primeira com o fungicida

Tabela 1 – Características agronômicas e qualidade industrial de diferentes cultivares de trigo. Passo Fundo, RS. 2014.

<b>Classificação</b>	<b>Sintonia</b>	<b>Itaipu</b>	<b>Pioneiro</b>	<b>Sinuêlo</b>	<b>Quartzo</b>	<b>Horizonte</b>	<b>Seleto</b>	<b>Mirante</b>	<b>Iguaçu</b>
	Melhorador	Pão	Pão	Pão	Pão	Pão	Pão	Pão	Pão
<b>PMS (g)</b>	33	35	35	36	35	35	36	39	34
<b>Ciclo</b>	Precoce	Médio	Médio	Médio/Tardio	Médio	Precoce	Precoce	Médio	Médio
<b>Doenças</b>									
<b>Brusone</b>	MR <sup>1</sup>	MS	S/I	MS	MR	S/I	MS	MS	MS
<b>Ferrugem da folha</b>	MS	S	MR	MR	MS	R	MS	S	S
<b>Giberela</b>	MS	MS	MS	MS	MS	MS	MS	S	MS
<b>Manchas foliares</b>	MS	MS	S	MR	MR	S	MS	S	MR
<b>Mosaico</b>	MR	MR	MR	MR	MR	R	MS	MR	MR
<b>Oídio</b>	MS	MS	MR	MR	MS	MS	MR	MR	MS
<b>VNAC</b>	S/I	MS	MS	MS	MS	MS	MS	MS	MS

<sup>1</sup>MR: Moderadamente resistente; MS: Moderadamente suscetível; S: suscetível; S/I: Sem informação. Fonte: Biotrigo genética, OR/ Biotrigo e Fundacep/CCGL.

azoxistrobina + ciproconazol (60 + 24 g.i.a/ha<sup>-1</sup>), adicionando a mistura o óleo mineral (Nimbus) 0,25% do volume de água e a terceira aplicação foi realizada no florescimento com o piraclostrobina + metconazole (65 + 40 g.i.a/ha<sup>-1</sup>).

Avaliou-se o peso de mil grãos e os resultados foram submetidos à análise de variância teste de Tukey, ao nível de 5% de significância.

### 3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

#### 3.1 Experimento no campo

No experimento conduzido no campo com aplicações subsequentes de fungicidas a análise de variância revelou que não houve interação significativa entre os fatores níveis de desfolha e cultivares. Neste, os níveis de desfolha variaram entre si ao nível de 1% de probabilidade ( $p < 0.01$ ) (Figura 1). A maior massa de mil grãos foi observada na testemunha (mantida todas as folhas) (27,16 g), seguido de onde foi retirada apenas a folha bandeira (25,62 g) e por fim, onde foram removidas as duas ou as três folhas superiores não diferiram entre si, ficando com menores pesos 23,91 e 23,06 g respectivamente. Observando a contribuição de cada folha no peso de mil grãos, evidencia-se que, a segunda folha superior é tão importante quanto à folha bandeira, pois se, 27,16 g é igual a 100% do peso com nenhuma folha removida, 25,62 g equivale a 94,33%, esse desconto de 5,67% é referente à folha bandeira. No entanto quando removida as duas folhas superiores o PMG foi de 23,91 g, que equivale a 88,03% sendo destes 5,67% da folha bandeira e 6,67% da folha abaixo da folha bandeira. Portanto nos cultivares hoje disponíveis no mercado,

não só a folha bandeira é importante, devido principalmente ao melhoramento genético que modificou a estrutura de planta, e estas, ficaram com tamanho de folhas diminuído, comparado com as que se tinha antigamente, onde a folha bandeira era a maior e interceptava mais radiação e por isso era mais importante pra planta.

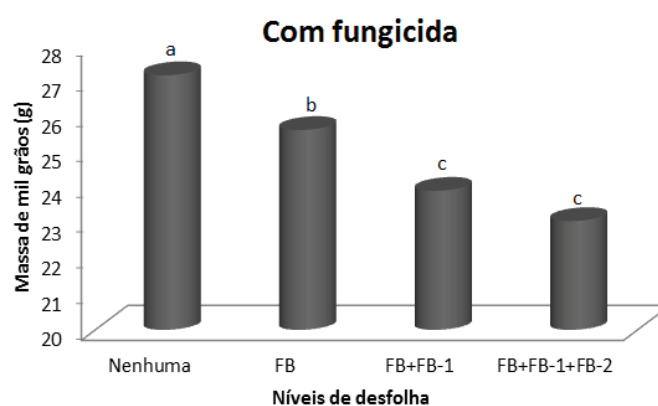


Figura 1: Peso de mil grãos (g) de trigo, sob diferentes níveis de desfolha, com aplicações subsequentes de fungicidas. UPF, Passo Fundo 2014. FB = folha bandeira; FB<sup>-1</sup> = segunda folha superior; FB<sup>-2</sup> = terceira folha superior.

De acordo com a análise de regressão (Figura 2) observa-se uma tendência linear decrescente, pois, à medida em que se aumentou o número de folhas removidas diminuiu a massa dos grãos. Franco & Carvalho (1987) atribuíram como provável responsável pelo decréscimo do peso de grãos à redução de produção de carboidratos durante a fase de enchimento de grãos. Consideram o peso de grãos como o principal responsável pela redução na média de rendimento de grãos.

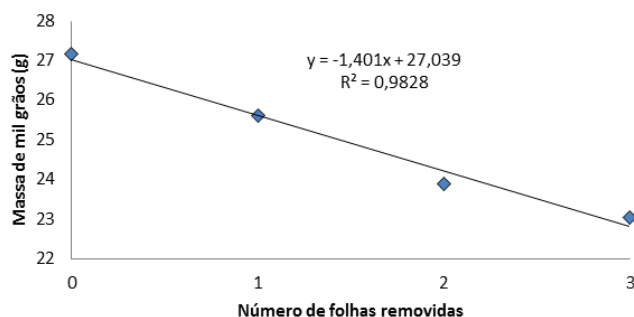


Figura 2: Efeito da desfolha no peso de mil grãos em trigo. UPF, Passo Fundo, 2014.

No ensaio onde não foram feitas aplicações com fungicidas não houve interação significativa entre os fatores níveis de desfolha e cultivares. Houve variação na massa de mil grãos entre os níveis de desfolha (Figura 3). Quando não se removeu nenhuma folha (22,72 g) o peso não foi estatisticamente diferente de onde se removeu apenas a folha bandeira (22,23 g) e onde foram removidas duas e três folhas das plantas também não diferiram entre si ficando pesos de 20,06 e 20,38 g respectivamente.

Os valores de massa de mil grãos oscilaram entre a área que recebeu aplicações de fungicidas e a que não recebeu. Na área tratada os valores variaram de 27,16 a 23,06 g já na não tratada variaram de 22,72 a 20,06 g valores esses, inferiores a menor massa encontrado na área tratada com o nível de desfolha T3. Pode-se inferir que as doenças foram responsáveis por reduzir aproximadamente 20% da massa dos grãos onde foram, mantidas todas as folhas. Segundo Pepler et al (2005), o controle das doenças, têm sido associado com a redução das perdas de produtividade. Principalmente devido à

manutenção da vida fotossintética do dossel foliar durante o enchimento de grãos.

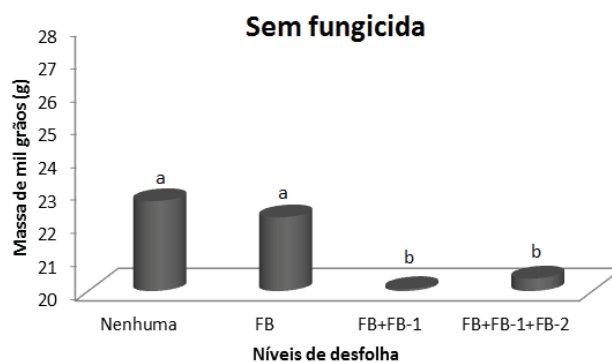


Figura 3: Peso de mil grãos (g) de trigo, sob diferentes níveis de desfolha, sem aplicação de fungicida. FB = folha bandeira;  $FB^{-1}$  = segunda folha superior;  $FB^{-2}$  = terceira folha superior.

A distribuição dos pesos em cada nível de desfolha nos quatro cultivares utilizados (Tabela 2), evidenciou que nos cultivares itaipu e sintonia apesar do peso de mil grãos diminuir quando foi removida a folha bandeira, este nível de desfolha não diferiu de onde não foi removida nenhuma folha, que, não diferiu também onde removeram-se as duas folhas superiores. Já, nos cultivares Pioneiro e Sinuelo houve diferença estatística, sendo que, onde foram mantidas todas as folhas diferiram de onde se removeram as folhas bandeira e esta diferiu dos demais níveis. Quando removidas duas ou três folhas não teve diferença no peso de grãos. Segundo Larcher (2000), a adaptação conduz a planta a uma harmonização e otimização do trabalho. Plantas com grande aptidão para adaptação aumentam a eficiência fotossintética e asseguram a produção de fotoassimilados por um período mais longo sob diferentes circunstâncias.

Tabela 2 Peso de mil grãos (g) em diferentes cultivares de trigo, tratados com fungicidas sob diferentes níveis de desfolha.

Folhas removidas	Cultivar			
	Itaipu	Sintonia	Pioneiro	Sinuelo
Nenhuma	26,6 a <sup>1</sup>	25,6 a	28,0 a	28,3 a
Folha bandeira	25,5 ab	24,3 a	25,6 b	25,5 b
Duas folhas superiores	24,8 ab	23,8 ab	22,6 c	24,3 bc
Três folhas superiores	23,6 b	22,5 b	23,2 c	22,8 c
Média	25,1	24,5	24,8	25,2
C.V (%)	3,15			

<sup>1</sup>Médias seguidas por mesma letra minúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de significância.

Observa-se também pela análise de regressão significativa e coeficientes de determinação altos ( $R^2 = 0,82$  a  $0,98$ ) que houve uma redução linear decrescente na massa de grãos à medida que aumentou o número de folhas removidas da planta nos diferentes cultivares estudados (Figura 4).

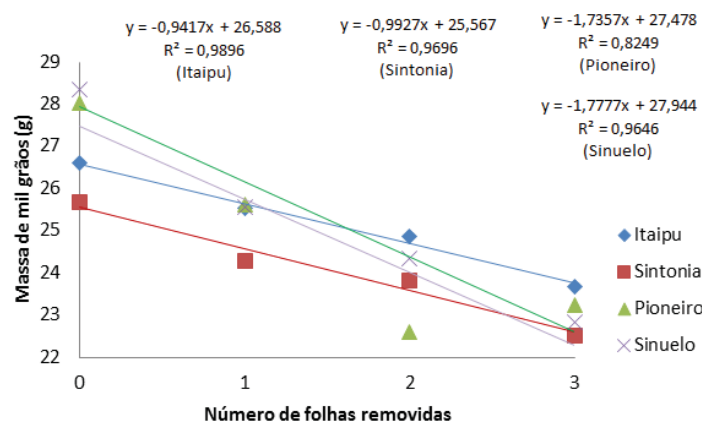


Figura 4: Efeito da desfolha no peso de mil grãos (g) em diferentes cultivares de trigo. UPF, Passo Fundo, 2014.

Já no ensaio não tratado os cultivares Itaipu, Sintonia e Pioneiro não diferiram quanto ao número de folhas removidas, apenas o Sinuelo (Tabela 3). Dimmock & Gooding (2002), afirmam que as características genéticas de cada cultivar em tolerar o desenvolvimento de patógenos em seus tecidos promove diferentes efeitos sobre a concentração de proteína nos grãos para cada cultivar.

Tabela 3. Peso de mil grãos (g) em diferentes cultivares de trigo, não tratados com fungicidas.

<b>Folhas removidas</b>	<b>Cultivar</b>			
	<b>Itaipu</b>	<b>Sintonia</b>	<b>Pioneiro</b>	<b>Sinuelo</b>
Nenhuma	20,1 a <sup>1</sup>	24,1 a	20,4 a	26,21a
Folha bandeira	20,1 a	24,9 a	18,5 a	25,4 ab
Duas folhas superiores	17,6 a	22,1 a	17,7 a	22,8 ab
Três folhas superiores	18,8 a	22,7 a	18,2 a	21,8 b
Média	19,1	23,1	18,7	24,05
C.V (%)	8,8			

<sup>1</sup>Médias seguidas por mesma letra minúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de significância.

### 3.2 Experimento casa-de-vegetação

Os resultados do experimento conduzido em casa de vegetação. Observa-se que houve interação significativa entre os fatores níveis de desfolha e cultivares. Neste os pesos também variaram conforme os níveis de desfolha (Figura 5 e Tabela 4). A desfolha influenciou negativamente a massa dos grãos. Onde foram mantidas todas as folhas obteve-se o maior peso (35,69 g) diferindo de



onde se removeu somente a folha bandeira (33,52g) e quando removeram-se duas ou três folhas não teve diferença estatística (29,95 e 30,16g). De acordo com Domiciano et al (2009) os produtos da fotossíntese elaborados nas folhas situadas na porção superior do colmo (principalmente a folha bandeira) e nas aristas são responsáveis pela maior parte da produção. Contudo, Asseng & Van Herwaarden (2003), afirmam que as reservas do colmo acumuladas na planta até a pré-antese estão sendo crescentemente reconhecidas como importante fonte de carbono para enchimento do grão quando a fotossíntese é inibida por estresse hídrico, por calor ou por doenças.

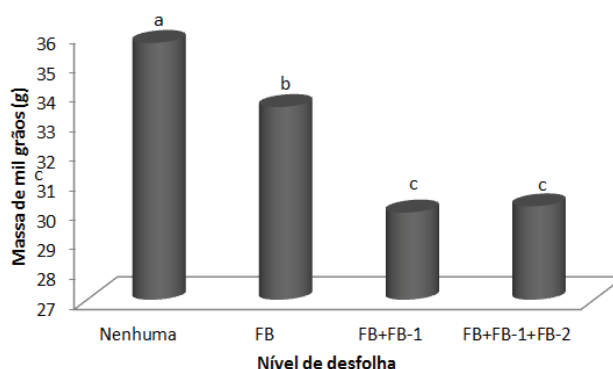


Figura 5: Peso de mil grãos (g) sob diferentes níveis de desfolha das cultivares em casa de vegetação. UPF, Passo Fundo, 2014.

Segundo Gondim (2008), a massa de mil grãos foi a variável com maior efeito direto e indireto, nas análises dos componentes de rendimento, em situação de desfolha.

Tabela 4: Peso de mil grãos (g) em cultivares de trigo sob diferentes níveis de desfolha. Passo Fundo, RS. 2014

Níveis de desfolha	Cultivares					
	Quartzo	Horizonte	Seleteo	Mirante	Iguaçu	
Nenhuma	30,57a	38,23 a	33,79 a	39,32 b	36,55 a	
FB	22,41 b	36,42 ab	32,74 a	41,57 a	34,49 a	
FB+FB-1	23,50 b	30,50 c	31,64 a	34,62 c	29,51 b	
FB+FB-1+FB-2	28,57 a	34,53 b	24,51 b	35,58 c	27,62 b	
<b>Média</b>	26,26	34,92	30,67	37,77	32,04	
<b>C.V (%)</b>	3,14					

<sup>1</sup>Médias seguidas por mesmas letras maiúscula na linha e minúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de significância.

#### **4. CONCLUSÕES**

A desfolha do trigo influencia negativamente o componente de rendimento peso de mil grãos. À medida que aumenta o número de folhas removidas diminui o peso dos grãos, bem como, as doenças, que são responsáveis por reduzir aproximadamente 20% desta, evidenciando a importância de um bom manejo do trigo com fungicidas para manutenção da área foliar. A segunda folha superior da planta de trigo é tão importante quanto à folha bandeira nos cultivares hoje disponíveis no mercado.

## REFERÊNCIAS

ADEE, E.A., PFENDER, W. F. The effect of primary level of *Pyrenophora tritici-repentis* on tan spot epidemic development in wheat. *Phytopathology*, Manhattan, n. 79, p. 873-877, 1989.

ANDERSON, J.A., EFFETZ, R.J., FARIS, J.D., MEINHARDT, S.W., and GRILL, B.S. Genetic análisis of sensivity to a *Pyrenophora tritici-repentis* necrosis-inducing toxin in durum and common wheat. *Phytopathology*, Oregon, n. 89, p. 293-297, 1999.

AGRIOS, G. N. *Plant Pathology*. 5. ed. Amstrerdam. Elsevier Academic Press, 2005. 919p

AMORIM, L.; BEDENDO, I. P. *Ambiente e doença*. In: REZENDE, J. A.; BERGAMIN FILHO, A.; AMORIM, L.; M. (Ed.) Manual de fitopatologia. 4.ed. Piracicaba: Agronômica Ceres. n. 704, p. 133-146, 2011.

ANNONE, J. Tan spot of wheat in Argentina: importance and prevailing management strategies. In E. DUVEILLER, H.J. DUBIN, J. REEVES & A. MCNAB (Eds.). *Proceedings of the International Workshop Helminthosporium Diseases of Wheat: Spot Blotch and Tan Spot* (pp. 339–345). 9–14 February 1997, Cimmyt, El Batán, México México, DF, 1998.

ANNONE J.G. *EL desaf'io del manejo integrado de enfermedades de los cultivos en sistemas agr'ícolas conservacionistas: el caso de la sanidad del trigo em siembra directa*. In Proceedings of the 13th Congreso Latinoamericano de Fitopatologia, 19–22 April 2005, Villa Carlos Paz, Argentina, p. 161–164, 2005.

ASSENG, S.; VAN HERWAARDEN, A. F. Analysis of the benefits to wheat yield from assimilates stored prior to grain filling in rang of environments. *Plant an Soil*, Florida, v. 256, p. 217-229, 2003.

AVENOT, H. F.; MICHAILIDES, T. J. Progress in understanding molecular mechanisms and evolution of resistance to succinate

dehydrogenase inhibiting (SDHI) fungicides in phytopathogenic fungi. *Crop Protection*, Califórnia, v. 29, p. 43-651, 2010.

AZEVEDO, L.A.S. *Fungicidas sistêmicos: prática e teoria*. Campinas. O Autor. 2007, 290p.

BALARDIN, R. S. Eficiência de Metconazole, Stratego, PE 11200, Artea, Foliur 200 CE, Propiconazole + Tebuconazole 250 CE, Horizon, JAU 6476 250 CE no controle de mancha na folha na cultivar BR 16 de trigo (*Triticum aestivum*). XXXIII REUNIAO DA COMISSAO SUL-BRASILEIRA DE PESQUISA DO TRIGO. *Atas e Resumos*. Passo Fundo, 2001. pág,118.

BALARDIM, R. S. Em evolução. *Caderno Técnico Cultivar*. Dezembro 2012/ Janeiro 2013. Disponível em: [http://www.agro.basf.com.br/agr/ms/apbrazil/pt\\_BR/function/conversio ns:/publish/content/APBrazil/solutions/fungicidas/caderno-tempo-de-evolucao/Caderno\\_Soja\\_Carboxamida\\_Final\\_163.pdf](http://www.agro.basf.com.br/agr/ms/apbrazil/pt_BR/function/conversio ns:/publish/content/APBrazil/solutions/fungicidas/caderno-tempo-de-evolucao/Caderno_Soja_Carboxamida_Final_163.pdf). Acesso em: 22 nov. 2014.

BARROS, B. de C.; CASTRO, J. L. de; PATRICÍO, F. R. A. Resposta de cultivares de trigo (*Triticum aestivum* L.) ao controle químico das principais doenças fungicas da cultura. *Summa Phytopathologica*, Botucatu, v. 32, n. 3, p. 239-246, 2006.

BASSANEZI, R. B., MARTINS, M. C., GODOY, C., AMORIM, L. & BERGAMIN FILHO, A. Efeito da antracnose na eficiência fotossintética do feijoeiro. *Fitopatologia Brasileira* 22:520-524. 1997.

BERGAMIN FILHO, A.; AMORIM, L. *Doenças de plantas tropicais e controle econômico*. São Paulo: Ed. Agronômica Ceres, 1996. 289p.

BERGER, R.D., BERGAMIM FILHO, A.; AMORIM, L. Lesion expansion as an epidemic component. *Phytopatology*, v.87, p.1005-1013, 1997.

BOSCHINI, A. P. M.; SILVA, C. L. DA; OLIVEIRA, C. A. DA; OLIVEIRA JÚNIOR, M. P. DE; MIRANDA, M. Z. DE; FAGIOLI, M. Aspectos quantitativos e qualitativos do grão de trigo influenciados

por nitrogênio e lâminas de água. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*, Campina Grande, v.15, p.450-457, 2011.

BOURAS, N., STRELKOV, S. E. The anthraquinone catenarin is phytotoxic and produced in leaves and kernels of wheat infected by *Pyrenophora tritici-repentis*. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, Edmonton, v. 72, p. 87–95, 2008.

CARMO, A.G. *O problema nacional da produção de trigo*. Rio de Janeiro:[s.n.], 1911. 324p.

CARMONA, M.; REIS, E. M.; CORTESE, P. *Manchas Foliares Del Trigo - Mancha Amarilla, Septorios De La Hoja - Diagnóstico, Epidemiologia Y Nuevos Critérios Para El Manejo*. Basf, 1999. 32 p.

CARMONA, M. (2003). *Manejo integrado de la mancha amarilla del trigo Drecheslera tritici-repentis*. INTA. Rafaela – Información técnica de trigo-Campaña 2003 ([http://www.inta.gov.ar/rafaela/info/documentos/misc99/misc99\\_8.pd](http://www.inta.gov.ar/rafaela/info/documentos/misc99/misc99_8.pd))

CONAB- Companhia Nacional de Abastecimento. *Acompanhamento da safra brasileira de grãos*. v. 1 – Safra 2013/14, n. 4 - Quarto Levantamento, janeiro de 2014 Disponível em: [http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/14\\_01\\_09\\_09\\_12\\_21\\_boletim\\_portugues\\_janeiro\\_2014\\_\(original\).pdf](http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/14_01_09_09_12_21_boletim_portugues_janeiro_2014_(original).pdf) Acesso em: 21 novembro 2014.

COOK, R. J.; HIMS, M. J.; VAUGHAN, T. B. Effects of fungicide spray timing on winter disease control. *Plant Pathology*, Cambridge, v. 48, p. 33-50, 1999.

CUNHA, J. P. A. R. Simulação da deriva de agrotóxicos em diferentes condições de pulverização. *Ciência Agroecológica*, Uberlândia, v. 32, n. 5, p. 1616-1621, 2008.

DAROS, E.; RONZELLI JÚNIOR, P.; COSTA, J. A; KOEHLER, H. S. Estresses por sombreamento e desfolhamento no rendimento e seus componentes da variedade de feijão "carioca". *Scientia Agrária*, 1:55-61, 2000.

DIAZ DE ACKERMANN, M., & KHOLI, M.M. Mejoramiento de trigo por resistencia a manchas foliares. In M.M. KOHLI, M. DÍAZ DE ACKERMANN, & M. CASTRO (Eds.). *Estrategias y metodologías utilizadas en el mejoramiento de trigo: un enfoque multidisciplinario* (pp. 119–127). Colonia, Uruguay, 2003.

DIAZ DE ACKERMANN, M. Mancha parada o amarilla del trigo. In S. PEREYRA, M. DÍAZ DE ACKERMANN, S. GERMÁN, AND K. CABRERA (Eds.). *Serie Técnica N° 189* (pp. 95–110). Colonia, 2011.

DUBIN, H. J. Occurrence of *Pyrenophora tritici-repentis* in the Andean countries of South America. *Plant Disease*, 67, 1040, 1983.

DIMMOCK, J. P. R. E.; GOODING, M. J. The effects of fungicides on rate and duration of grain filling in winter wheat in relation to maintenance of flag leaf green area. *The Journal of Agricultural Science*, Cambridge, v. 138, n.1, p. 1–16, 2002.

DOMICIANO, G. P.; RESENDE, R. S.; RODRIGUES, F. A.; DAMATTA, F. M. Alterações na fotossíntese de plantas infectadas por fitopatógenos. *Revisão Anual de Patologia de Plantas*, Passo Fundo, v. 17, n. 1, p. 305- 339, 2009.

DURVEILLER, E.; KANDEL, Y.R.; SHARMA, R.C.; and SHRESTHA, S.M. Epidemiology of foliar blights (spot blotch and tan spot) of wheat in the plains bordering the Himalayas. *Phytopathology* v. 95, p. 248–256, 2005.

DUSHNICKY, L. G., BALLANCE, G. M., SUMNER, M. J., AND MACGREGOR, A. W. Penetration and infection of susceptible and resistant wheat cultivars by a necrosis toxin-producing isolate of *Pyrenophora triticirepentis*. *Canadian Journal Plant Pathology*. V. 18, p. 392-402, 1996.

ECKHARDT, H., STEUBING, L.; KRANZ, J. Das Koloniewachstum von *Erysiphe graminis* D. C. f.sp. *hordei* Marchal in Abhängigkeit von Temperatur and Insertionshole der Blätter. *Angewandte Botanik* v.58, p. 433-443, 1984.

ELLIS, M. B. *Dematiaceous Hyphomycetes*. Kew: Commonwealth Mycological Institute, 1971, 608 p.

EHR, R. J.; KEMMITT, G. *Periodic table of the fungicides*. Indianapolis: Dow Agrosciences, 2002.

FARIS, J.D., and FRIESEN, T. L. Identification of quantitative trait loci for race-nonspecific resistance to tan spot in wheat. *Theor. Appl. Genet.* v. 111, p. 386–392, 2005.

FARIS, J. D., ANDERSON, J. A., FRANCL, L. J., AND JORDAHL, J. G. Chromosomal location of a gene conditioning insensitivity in wheat to a necrosis-inducing culture filtrate from *Pyrenophora tritici-repentis*. *Phytopathology* v. 86, p. 459-463, 1996.

FERNANDEZ, M. R. *Manual para laboratório de fitopatologia*. Passo Fundo: EMBRAPA-CNPT, 1995. 126 p.

FERNANDES, J.M.C.; PICININI, E.C. Sistema de suporte à tomada de decisão para otimização do uso de fungicidas na cultura do trigo. *Fitopatologia Brasileira*, Brasília, v. 24, n. 1, p. 9-17, 1999

FORCELINI, C. A. *Fungicidas inibidores da biossíntese de esteróis*.1: Triazoles. In: LUZ, W. C.; FERNANDES, J. M.; PRESTES, A. M.; PICININI, E.C.(Ed.) *Revisão anual de patologia de plantas*. Passo Fundo: RAPP, 1994. cap.11, p. 335-356.

FORCELINI, C. A. *Doenças Fúngicas do Trigo: resgatando os princípios do controle*. In: Tecnologia de Produção Para a Cultura do Trigo - Atualidades Técnicas 1. Passo Fundo: Aldeia Norte, 2005, p.

FORCELINI, C. A.; RANZI, C.; FERNANDES, T.; CECCHI, A.; GOMES, J. F.; KOENIG, M.; REHRING, R.; MELARA, T. Manejo de doenças em trigo: o que nos espera em 2011? *Revista Plantio Direto*. Edição 123, 2011.

FRAC Code List: *Fungicides sorted by mode of action* (including FRAC Code numbering). Disponível em: <[http://www.frac.info/frac/publication/ahang/FRAC\\_Code\\_List\\_2009\\_web.pdf](http://www.frac.info/frac/publication/ahang/FRAC_Code_List_2009_web.pdf)>. Acesso em: 12 nov. 2014.



FRANCO, F. A.; CARVALHO, F. I. F. Progresso genético no rendimento do trigo e sua associação com diferentes caracteres sob variações ambientais. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*. v 22. n.3 p. 311-321. 1987.

FRIESEN, T.L., e FARIS, J. D. Molecular mapping of resistance to *Pyrenophora tritici-repentis* race 5 and sensitivity to Ptr ToxB in wheat. *Theor. Appl. Genet.* v. 109, p. 464–471, 2004.

FUNCK, G.; FERNANDES, J.M.; PIEROBOM, C. Doenças foliares, área verde sadia e peso de grãos em diferentes cultivares de trigo. *Revista Brasileira de Ciências Agrárias* 4(1): 03-10, 2009.

GILCHRIST, S. L., FUENTES, S. F., AND ISLA DE BAUER, M. L. Determinacion de fuentes de resistencia contra *Helminthosporium tritici-repentis* bajo condiciones de campo e invernadero. *Agrociencia* v.56, p. 95-105, 1984.

GONDIM, T. C. O. *Efeito de desfolha nas características agronômicas e na qualidade fisiológica de sementes de trigo*. Tese de Doutorado. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa. 71p. 2006.

GONDIM, T. C. de OLIVEIRA; ROCHA, V.S.; SEDIYAMA, C. S.; MIRANDA, G.V. Análise de trilha para componentes do rendimento e caracteres agronômicos de trigo sob desfolha. *Pesquisa agropecuária brasileira*, Brasília, v.43, n.4, p.487-493, 2008.

GOULART, A. C. P; PAIVA, F.A.; MELO FILHO, G. A; RICHETTI, A. Controle de doenças da parte aérea do trigo pela aplicação de fungicidas - viabilidade técnica e econômica. *Summa Phytopathologica*. v. 24, p. 160-167, 1998.

GROSSMANN, K.; RETZLAFF, G. Bioregulatory effects of the fungicidal strobilurin kresoxim methyl in wheat (*Triticum aestivum* L.). *Pesticide Science*, Oxford, v. 50, p. 11-20, 1997.

GHINI, R.; KIMATI, H. *Resistência de fungos a fungicidas*. Jaguariuna: Embrapa Meio Ambiente. 2000. 78 p.

GUTIERREZ-CIRLOS, E. B.; MERBITZ-ZAHRADNIK, T.; TRUMPOWER, B. L. Failure to insert the iron-sulfur cluster into the Rieske iron-sulfur protein impairs both center N and center P of the cytochrome bc1 complex. *Journal Biological Chemistry*, Rockville, v. 277, p. 50703-50709, 2002.

GUTKOSKI, L. C.; KLEIN, B.; PAGNUSSATT, F. A.; PEDÓ, I. Características tecnológicas de genótipos de trigo (*Triticum aestivum* L.) cultivados no cerrado. *Ciência e Agrotecnologia*, v.31, p.786-792, 2007.

HAU, B. Analytic models of plant disease in a changing environment. *Annual Review Phytopathology*, Palo Alto, v. 28, p. 221-245, 1990

HOOD, M.E. & SHEW, H.D. Pathogenesis of *Thielaviopsis basicola* on a susceptible and a resistant cultivar of burley tobacco. *Phytopathology* v. 86, p. 38-44, 1996.

HOSFORD, R. M. Jr. Propagules of *Pyrenophora trichostoma*. *Phytopathology*, North Dakota, v. 62, p. 627-629, 1972.

HOSFORD, R. M. Jr.; BUSCH, R. H. Losses in wheat caused by *Pyrenophora trichostoma* and *leptosphaeria avenaria* f. sp. *tritici*. *Phytopathology*, v. 64, p. 184-187, 1974.

HOSFORD, R.M. Jr. *Tan spot of Wheat and Related Diseases* Workshop. North Dakota Agric. Exp. Station. Fargo. USA. 1982.

HOSFORD, R. M. Jr.; LAREZ, C. R.; HAMMOND, J. J. Interaction of wet period and temperature on *Pyrenophora tritici-repentis* infection and development in wheats of differing resistance. *Phytopathology*, v. 77, p. 1021-1027, 1987.

HUNGER, R. M., AND BROWN, D. A. Colony color, growth, sporulation, fungicide sensitivity, and pathogenicity of *Pyrenophora tritici-repentis*. *Plant Disease*. v. 71, p. 907-910, 1987.

HUGGENBERGER, F.; KNAUF-BEITER, G. Mandi-propamid a new fungicide for the control of late blight in potatoes. *PPO- Special Report*. v.12, p. 67-76, 2007

IKEDA, M. *Tempo de evolução*. Caderno Técnico-Basf. Acesso em 13 nov.2014 Disponível em: [http://www.agro.basf.com.br/agr/ms/apbrazil/pt/function/conversions:/publish/content/APBrazil/solutions/fungicidas/caderno-tempo-de-evolucao/Caderno\\_Soja\\_Carboxamida\\_Final\\_163.pdf](http://www.agro.basf.com.br/agr/ms/apbrazil/pt/function/conversions:/publish/content/APBrazil/solutions/fungicidas/caderno-tempo-de-evolucao/Caderno_Soja_Carboxamida_Final_163.pdf)

JOHNSON, K. B. Defoliation, disease and growth: a reply. *Phytopathology* v. 77, p.1495-1497, 1987

JOHNSON, R.; TAYLOR, A. J. Spore yield of pathogens in investigations of the race-specificity of host resistance. *Annual Review of Phytopathology*, Palo Alto,v. 14, p.97-119, 1976.

KEON, J. P. R; WHITE, G. A; HARGREAVES, J. A. Isolation, characterization and sequence of a gene conferring resistance to the systemic fungicide carboxin from the maize smut pathogen, *Ustilago maydis*. *Current Genetics* v. 19, p. 475-481, 1991.

KIMATI, H. *Controle químico*. In: AMORIM, L.; REZENDE, J.A.M.; BERGAMIM FILHO, A. *Manual de Fitopatologia*.vol 1. Princípios e conceitos. 4.ed. Piracicaba. p. 343–366, 2011.

KOCH, M.F. & MEW, T.W. Rate of lesion expansion in leaves as a parameter of resistance to *Xanthomonas campestris* pv. *oryzae* in rice. *Plant Disease* v. 75, p. 897-900, 1991.

KHOLI, M. M., MEHTA, Y.R., & DIAZ DE ACKERMANN,M. (1982). Spread of tan spot in the Southern Cone region of South America. In L.J. Francl, J.M. Krupinsky, and M.P. McMullen (Eds.).

*Proceedings of the Second International Tan Spot Workshop, 25–26 June 1982* (pp. 86–90). Fargo, ND: North Dakota State University.

LAMARI, L., and BERNIER, C.C. Evaluation of wheat lines and cultivars to tan spot (*Pyrenophora tritici-repentis*) based on lesion type. *Canadian Journal Plant Pathology*. v. 11, p. 49-56, 1989a.

LAMARI, L. & BERNIER, C.C. Virulence of isolates of *Pyrenophora tritici-repentis* on 11 wheat cultivars and cytology of the differential host reactions. *Canadian Journal of Plant Pathology* v. 11, p. 284-290. ISSN: 0706-0661, 1989b.

LAMARI, L.; STRELKOV, S. E. The wheat/*Pyrenophora tritici-repentis* interaction: progress towards an understanding of tan spot disease. *Canadian Journal of Plant Pathology* v. 32, p. 4-10, 2010.

LARCHER, W. *O balanço de carbono nas plantas*. In: LARCHER, W. (Ed.) *Ecofisiologia Vegetal*. São Carlos. RiMa, 2000. p. 69-182.

LAREZ, C.R., HOSFORD Jr., R.M. and FREEMAN, T.P. Infection of wheat and oat by *Pyrenophora tritici-repentis* and initial characterization of resistance. *Phytopathology*. v. 76, p. 931-938, 1986.

LARGE, E. C. Growth stages in cereals. Illustration of the Feekes scale. *Plant Pathology* London, v. 3, n. 4, p. 128-129, 1954.

LETEY, JOHN. Relationship between soil physical conditions and crop production. *Soil Science*, v. 1, p. 277- 293, 1985.

LIBERMAN, D.F., SCHAEFER, F.L., FINK, R.C., RAMGOPAL, M., GHOSH, A.C., MULCAHY, R. Mutagenicity of islandicin and chrysophanol in the Salmonella/microsome system. *Applied and Environmental Microbiology* v. 40, p. 476–479, 1980.

LOUGHMAN, R.; WILSON, R. E.; ROAKE, J. E.; PLATZ, G. J.; REES, R. G.; ELLISON, F. W. Crop Management and Breeding for Control of *Pyrenophora tritici-repentis* Causing Yellow Spot of Wheat in Australia. In: E. DUVEILLER, H.J. DUBIN, J. REEVES & A. McNab(Eds.), *Helminthosporium Blights of*

*Wheat: Spot Blotch and Tan Spot*, pp. 259–263. CIMMYT, Mexico, D.F. 1998

LUO, Y. & ZENG, S.M. Simulation studies on epidemics of wheat stripe rust (*Puccinia striiformis*) on slow-rusting cultivars and analysis of effects of resistance components. *Plant Pathology* 44:340-349. 1995.

LUZ, W. C. da. *Mancha bronzeada*. In: Osório, E. A. Trigo no Brasil. Campinas, Fundação Cargil, p. 531-533. 1982.

LUZZARDI, L.G., DA LUZ, W.C., & DIAZ DE ACKERMANN, M. (1985). Epifitotia do “Crestamento amarelo das folhas” do trigo, na Republica de Uruguai. *Fitopatologia Brasileira.*, 10, AO61, 244.

MACIEL, J. L. N.; ROESE, A. D.; SCHEEREN, P. L.; SÓ E SILVA, M.; CAIERÃO, E.; NASCIMENTO JÚNIOR, A. do. *Controle químico das doenças da parte aérea da cultivar BRS Guabiju, safra 2006*. Pass Fundo: Embrapa Trigo, 2007. 17 p.(Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento Online, 42). Disponível em: [www.cnpt.embrapa.br/biblio/bp/p\\_bp42.htm](http://www.cnpt.embrapa.br/biblio/bp/p_bp42.htm) Acesso em: 20 agosto 2014

MANNING, V. A.; CIUFFETTI, L. M. Localization of Ptr ToxA produced by *Pyrenophora tritici-repentis* reveals protein import into wheat mesophyll cells. *Plant Cell*, v. 17, p. 3203-3212, 2005.

Ministério da agricultura, pecuária e abastecimento (MAPA). Trigo. 2014. Disponível em: [www.agricultura.gov.br/vegetal/culturas/trigo](http://www.agricultura.gov.br/vegetal/culturas/trigo) Acesso em: 10 nov. 2014.

MAUDE, R.B. *Sedborne diseases and the control principles and practice*. Oxon: CAB Internacional, 1996. p.

MENEGON, A. P.; WESP, C.; FORCELINI, C.A.; FERNANDES, J.M.C. Expansão de lesão por manchas foliares em cevada. Anais e Ata, *XXII Reunião Aual de Pesquisa de Cevada*. Passo Fundo. Embrapa – Trigo. 2002. pp. 541-548.

MENEGON, A. P.; FORCELINI, C. A.; FERNANDES, J. M. C. Expansão de lesão por manchas foliares em cevada e sua interação com a aplicação foliar de fungicidas. *Fitopatologia Brasileira*, Brasília, v. 30, p. 134-138, 2005.

MENEZES, M.; OLIVEIRA, S. M. A. *Fungos Fitopatogênicos*. Recife: UFRPE, 1993. 227 p.

METHA, Y.R. *Manejo integrado de enfermidades del trigo*. Bolívia: Ed. Imprenta Landivar. S.R.L 314p. 1993.

MISRA, A.P. & SINGH, R.A. Pathogenic differences among three isolates of *Helminthosporium tritici-repentis* and the performance of wheat varieties against them. *Indian Phytopathology* v. 25, p. 350-353, 1972

MORITA, H., UMEDA, M., MASUDA, T., UENO, Y. Cytotoxic and mutagenic effects of emodin on cultured mouse carcinoma FM3A cells. *Mutation Research* v. 204, p. 329–332, 1988.

MÜLLER, S.O., ECKERT, I., LUTZ, W.K., STOPPER, H. Genotoxicity of the laxative drug components emodin, aloe-emodin and danthron in mammalian cells: topoisomerase II mediated? *Mutation Research* v. 371, p. 165–173, 1996.

MUCHOVEJ, J. J.; MUCHOVEJ, R. M. C. & RIBEIRO-NESIO, M. L. Taxonomia de *Drechslera*, *Bipolaris* e *Exserohilum*. *Fitopatologia Brasileira*, v. 13, n. 3, p. 211-223, 1988.

MUNDSTOCK, C. M. *Planejamento e Manejo Integrado da Lavoura de Trigo*. Porto Alegre: Evangraf, 1999, 228 p.

NAVARINI, L. & BALARDIM, R, S. Doenças foliares e o controle por fungicidas na produtividade e qualidade de grãos de trigo. *Summa phytopathol.* vol.38 no.4 Botucatu 2012. Disponível em: [www.scielo.br/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0100-54052012000400004](http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-54052012000400004) Acesso em: 20 de nov. 2014.

OLIVEIRA, R. F. de. Efeito fisiológico do F500 na planta de soja e milho. *Atualidades Agrícolas BASF*, São Paulo, p. 9-11, 2005.

PFENDER, W. F., AND WOOTKE, S. L. Production of pseudothecia and ascospores by *Pyrenophora tritici-repentis* in response to macronutrient concentrations. *Phytopathology* v. 77, p. 1213-1216, 1987.

PEPLER, S. A temporal limit to the association between flag leaf life extension by fungicides and wheat yields. *European Journal of Agronomy*, Copenhagen, v. 22, n. 4, p. 363–373, May 2005.

PERELLO, A., MORENO, V.; SIMON, M.R.; e SISTERNA, M. Tan spot of wheat infection at different stages of crop development and inoculum type. *Crop Prot.* p. 22:157–169, 2003.

PLATT, H. W.; MORRALL, R. A. A., and GRUEN, H. E. The effects of substrate, temperature and photoperiod on condition of *Pyrenophora tritici-repentis*. *Canadian Journal Botanic.* v. 55, p. 254-259, 1977.

POSTNIFOVA, E. N., AND KHASANOV, B. A. Tan spot in Central Asia. Pages 107-113 in: *Helminthosporium Blights of Wheat: Spot Blotch and Tan Spot*. E. DUVEILLER, H. J. DUBIN, J. REEVES, AND A. MCNAB, eds. CIMMYT (International Maize and Wheat Improvement Center), Mexico, D.F., Mexico, 1998.

PRATES, G.L & FERNANDES, C.J.M. Avaliando a taxa de expansão de lesões de *Bipolaris sorokiniana* em trigo. *Fitopatologia Brasileira.* vol.26 no.2 Brasília Junho 2001. Disponível em: <[http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0100-41582001000200012](http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-41582001000200012)>. Acesso em: 23 set. 2014.

PRESTES, A. M.; SANTOS, H. P. dos; REIS, E. M. Práticas culturais e incidência de manchas foliares em trigo. *Pesquisa agropecuária brasileira*, Brasília: v. 37, n. 6, p. 791-797, 2002.

RANZI, C. *Influência de cultivares, do ambiente e fungicida na expansão de lesão da mancha-amarela do trigo*. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade de Passo Fundo/UPF. Passo Fundo/ RS, 2011.

RAYMOND, P. J. BACHUS, W.W. and NORMAN, B. L. Tan spot of winter wheat.: Procedure to determine host reponse. *Phytopathology*. v. 75, p. 686-690, 1985.

REES, R. G.; PLATZ, G. J. The occurrence and control of yellow spot of wheat in North-Eastern Australia. *Australian Journal Exp. Agricultural Anim. Husb.* n.19, p. 369-372, 1979.

REES, R. G.; PLATZ, G. J. Effects of yellow spot on wheat: comparison of epidemics at different stages of crop development. *Australian Journal of Agricultural Research*, n. 34, p. 39-46, 1983.

REIS, E. M.; CASA, R. T. *Doenças do TrigoVI - Mancha-amarela da Folha*. Passo Fundo: Bayer S. A., 1996, 16 p.

REIS, E. M.; FORCELINI, C. A. *Controle cultural*. In: BERGAMIM FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. *Manual de Fitopatologia*. São Paulo: Ceres, 1995. p. 710-716.

REIS, E. M.; BRESOLIN, A.C.R. Sistemas de previsão de doenças de plantas. In: REIS, E.M. *Previsão de doenças de plantas*. Passo Fundo: UPF, 2004. p.155-287.

REIS, E. M.; CASA, R.T. *Doenças do Trigo*. In: Kimati, H.; Amorim, L; Rezende, J.A.M.; Bergamin Filho, A.; Camargo, L.E.A. *Manual de Fitopatologia*. Vol. 2, 4ta. Edição. p. 631-638, 2005.

REIS, E. M. & CASA, R. T. *Doenças dos cereais de inverno: diagnose, epidemiologia e controle*. 2.ed. rev. atual. Lages: Ed. Graphel, 176 p. 2007.



REIS, E. M.; REIS, A. C.; CARMONA, M.A. *Manual de Fungicidas: Guia para o Controle Químico de Doenças de Plantas*. Ed.Universidade de Passo Fundo, 6. ed., 2010, 226 p

REIS, E. M; CASA, R. T; DANELLI, A. L. D. *Mancha amarela da folha*. 2ª edição Passo Fundo- RS: Bayer S. A., 2011, 18 p.

REIS, E.M; SANTOS, H.P; LHAMBY, J.C.B.; BLUM. M,M.C. Effect of soil management and crop rotation on the control of leaf blotches of wheat in Southern Brazil. In: *Congreso Interamericano de Siembra Directa*, 1, 1992. Villa Giardino. P.217-236.

RODRIGUES, O. *Manejo de trigo: bases ecofisiológicas*. Porto Alegre: Assembléia Legislativa do Rio Grande do Sul, 2000. 120-169 p. (Série Culturas – Trigo).

RUSSEL, P. E. A century of fungicides evolution. *Journal of Agricultural Science*. v.143. p.11-25, 2005.

RUSKE, R. E. The effects of triazole and strobilurin fungicide programmes on nitrogen uptake, partitioning, remobilization and grain N accumulation in winter wheat cultivars. *The Journal of Agricultural Science*, Cambridge, v. 140, n. 4, p. 395–407, June 2003.

IV REUNIÃO DA COMISSÃO BRASILEIRA DE PESQUISA DE TRIGO E TRITICALE DA REGIÃO SUL (38.: 2010: Cruz Alta, RS). *Informações técnicas para Trigo e Triticale Safra 2011*. Cascavel PR 26 a 29 julho de 2010: COODETEC 2010. 171p.

VI REUNIÃO DA COMISSÃO BRASILEIRA DE PESQUISA DE TRIGO E TRITICALE DA REGIÃO SUL. Londrina, PR. *Informações técnicas para trigo e triticale – safra 2013*. 29 de julho a 2 de agosto de 2012. – Londrina, PR: Instituto Agrônomo do Paraná (IAPAR), 2013. 220 p.: il.; 21,5 cm Disponível em: [www.iapar.br/arquivos/File/zip\\_pdf/Trigoetriticale2013.pdf](http://www.iapar.br/arquivos/File/zip_pdf/Trigoetriticale2013.pdf) Acesso em: 14 de dezembro 2014.

SLEEPER, D. A.; POEHLMAN, J. M. *Breeding field crops*. Ames: Blackwell Pub Iowa, 2006. 424 p.

SAH, D. N. (1994) Effects of leaf wetness duration and inoculum level on resistance of wheat genotypes to *Pyrenophora tritici-repentis*. *Journal of Phytopathology* 142, 324-330.

SANTANA, F. M. **Atenção as manchas foliares do trigo**. Embrapa Trigo, 2009. Disponível em: <[http://www.cnpt.embrapa.br/obs\\_trigo/inf\\_tecnicas/manchas\\_foliares\\_do\\_trigo.pdf](http://www.cnpt.embrapa.br/obs_trigo/inf_tecnicas/manchas_foliares_do_trigo.pdf)> Acesso em: 25 nov. 2014.

SANTOS, R.C.; CARVALHO, L.P.; SANTOS, V.F. Análise de coeficiente de trilha para os componentes de produção em amendoim. *Ciência e Agrotecnologia*, v.24, p.13-16, 2000.

SANTOS, H. P. *Análise econômica e de risco de sistemas de rotação de cultura para trigo*. In: CUNHA, G. R., BACALTCHUK, B. Séries Culturas- Trigo. Porto Alegre. p. 58-73, 2000.

SANTOS, A. M. P. V. dos; MATSUMURA, A. T. S.; VAN DER SAND, S. T. Intraespecific Genetic Diversity of *Drechslera tritici-repentis* as Detected by Random Amplified Polymorphic DNA Analysis. *Genetic and Molecular Biology*, v. 25, n. 2, p. 243-250, 2002.

SHABBER, A., BOCKUS, W.W. Tan spot effects on yield and yield components relative to growth stage in winter wheat. *Plant Disease*. 72, 599-602, 1988.

SHANER, G. Growth of uredinia of *Puccinia recondita* in leaves of slow- and fast- rusting wheat cultivars. *Phytopathology* 73:931-935. 1983.

SHARMA, R.C.; SAH, S.N.; DUVEILLER, E. Combining ability analysis of resistance to *Helminthosporium* leaf blight in spring wheat. *Euphytica*. p.341-348, 2004.

SHARMA, R.C.; & BHATTA, M. R. Inheritance of field resistance to spot blotch in threewheat crosses. *J Inst Agric Anim Sci* 19–20:111–118. 1999.

SLAFER, G. A.; SATORE, E.H.; ANDRADE, F. H. Increases in grain yield in bread wheat from breeding and associated physiological changes. *Genetic improvement of field crops*. New York: M. Dekker, 1994. 1 - 68 p.

SLEEPER, D. A.; POEHLMAN, J. M. *Breeding field crops*. Ames: Blackwell Pub Iowa, 2006. 424 p.

SINGH, P.K. *Genetic studies on the resistance to tan spot of wheat and genetic similarity among isolates of Pyrenophora tritici-repentis*. 2001. A Thesis Submitted to the College of Graduate Studies and Research in Partid Fuifillrnt of the Requirements for the D e p of Doctor of Philosophy in the Deparnt of Plant Sciences. University of Saskatchewan. Saskatoon. Canadá, 2001.

SINGH, P. K.; & HUGHES, G. R. Inheritance of insensitivity to culture filtrate of *Pyrenophora tritici-repentis*, race 2, in wheat (*Triticum aestivum* L.). *Plant Breeding* 125: 206-210, 2006.

SINGH, P.K. et al. Genetics of Wheat Pyrenophora tritici-repentis interactios. *Euphytica*, Wageningen, n. 171, p. 1-13, 17 novembro 2010

STOCK, W. S.; BRÛLÉ-BABEL, A. L.; PENNER, G. A. A Gene for Resistance to a Necrosis-inducing Isolate of *Pyrenophora tritici-repentis* Located on 5BL of *Triticum aestivum* cv. Chinese Spring. 1996.

STRELKOV, S.E., LAMARI, L. Host–parasite interactions in tan spot [*Pyrenophora tritici-repentis*] of wheat. *Canadian Journal of Plant Pathology* v. 25, p. 339–349, 2003.

SUBBARAO, K.V. & MICHAILIDES, T.J. Effects of temperature on isolates of *Fusarium moniliforme* causing fig endosepsis and *Aspergillus niger* causing smut. *Phytopathology* v. 85, p. 662-668. 1995.

USDA- *United Stades Departament of Agriculture*. Foreign agricultural service. Disponível em: <http://www.fas.usda.gov/>  
Acesso em: 12 nov. 2014.

VALE, F. X. R.; JUNIOR, W. C. J & ZAMBOLIM, L. *Epidemiologia aplicada ao manejo de doenças de plantas*. Belo Horizonte: Editora Perffil, 531p. 2004.

WATKINS, J. E., ODVODY, G. N., BOOSALIS, M. G., AND PARTRIDGE, J. E. An epidemic of tan spot of wheat in Nebraska. *Plant Disease*. Rep. v. 62, p. 132-134, 1978.

WAKULIŃSKI, W., KACHLICKI, P., SOBICZEWSKI, P., SCHOLLENBERGER, M., ZAMORSKI, CZ., ŁOTOCKA, B., ŠAROVA, J. Catenarin production by isolates of *Pyrenophora tritici-repentis* (Died.) Drechsler and its antimicrobial activity. *Journal of Phytopathology* v. 151, p. 74–79, 2003.

WELLS, J.M., COLE, R.J., KIRKSEY, J.W. Emodin, a toxic metabolite of *Aspergillus wentii* isolated from weevil-damaged chestnuts. *Applied Microbiology* v. 30, p. 26–28, 1975.

WIESE, M. V. *Compendium of Wheat Diseases*. St. Paul: *The American Phytopathological Society*, 1987, 112 p.

TADESSE, W., HSAM, S. L. K., WENZEL, G., ZELLER, F. J. Identification and Monosomic Analysis of Tan Spot Resistance Genes in Synthetic Wheat Lines (*Triticum turgidum* L. x *Aegilops tauschii* Cross.) *Crop Science*. v. 46, p. 1212-1217, 2006

TEKAUZ, A. Distribution, severity and relative importance of leaf spot diseases of wheat in western Canada in 1974. *Can. Plant Dis. Surv.* v. 56, p. 36-40, 1976.

TAVARES, L. C. V.; BASSOI, M. C.; MIRANDA, L. C.; PRETE, C. E. C. Transferência de tecnologia para cultivares de trigo no estado do Paraná. *Revista Brasileira de Sementes*, v.33, p.21-27, 2011.

TAIZ, L; ZEIGER, E. *Fisiologia Vegetal*. 3a edição. Editora Artmed, 719 p, 2004.

TOMASINI, R. G. A. *Trigo: aspectos sociais e econômicos*. In: FESTA NACIONAL DO TRIGO, 3. Cruz Alta. Trigo: a auto

suficiência nacional pode ser apenas uma questão de querer. Cruz Alta: Prefeitura Municipal Secretaria de Turismo, p.23-36, 1985.

VENÂNCIO, W. S. Novos fungicidas. I- Produtos naturais e derivados sintéticos: estrobilurinas e fenilpirroles. *Revisão Anual de Patologia de Plantas*, v.7, p.103-155, 1999.

ZADOKS, J. C. & SCHEIN, R. D. *Epidemiology and Plant Disease Management*. New York, Oxford University Press, 1979.

ZAMBOLIN, L. *Sementes: qualidade fitossantária*. Viçosa, UFV, DFP, p. 218-334, 2005.

ZAMBOLIM, L.; CONCEIÇÃO, M. Z.; SANTIAGO, T. *O que Engenheiros Agrônomos devem saber para orientar o uso de produtos fitossanitários*. Viçosa MG. Suprema Gráfica e Editora, 2003.

ZAMBOLIM, L.; VENÂNCIO, W. S.; OLIVEIRA, S. H. *Manejo de resistência de fungos a fungicidas*. Viçosa: Ed. UFV, 2007.

ZHANG, C. J. et al. Photosynthetic decline in flag leaves of two field-grown spring wheat cultivars with different senescence properties. *South African of Journal Botany*, Scottsville, v. 72, n. 1, p. 15-23, 2006.