

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA
INSTITUTO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA**

JÚLIA ESTEVAM GOMIDES

**COMPARAÇÃO DE ESCALAS DE AVALIAÇÃO DE QUEIMA DE TURCICUM E
MANCHA BRANCA, E INCIDÊNCIA DE FUNGOS CAUSADORES DE GRÃOS
ARDIDOS EM GENÓTIPOS DE MILHO**

**UBERLÂNDIA
MINAS GERAIS – BRASIL
2017**

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema de Bibliotecas da UFU, MG, Brasil.

- G633c
2017 Gomides, Júlia Estevam, 1989
 Comparação de escalas de avaliação de queima de turcicum e
 mancha branca, e incidência de fungos causadores de grãos ardidos em
 genótipos de milho / Júlia Estevam Gomides. - 2017.
 40 p. : il.
- Orientador: Fernando Cezar Juliatti.
 Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Uberlândia,
 Programa de Pós-Graduação em Agronomia.
 Inclui bibliografia.
1. Agronomia - Teses. 2. Milho - Doenças e pragas - Controle -
 Teses. 3. Fungos fitopatogênicos - Teses. I. Juliatti, Fernando Cezar,
 1957. II. Universidade Federal de Uberlândia. Programa de Pós-
 Graduação em Agronomia. III. Título.

JÚLIA ESTEVAM GOMIDES

**COMPARAÇÃO DE ESCALAS DE AVALIAÇÃO DE QUEIMA DE TURCICUM E
MANCHA BRANCA, E INCIDÊNCIA DE FUNGOS CAUSADORES DE GRÃOS
ARDIDOS EM GENÓTIPOS DE MILHO**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Uberlândia, como parte das exigências do Programa de Pós-graduação em Agronomia – Mestrado, área de concentração em Fitopatologia, para obtenção do título de “Mestre”.

Orientador

Prof. Dr. Fernando Cezar Juliatti

UBERLÂNDIA
MINAS GERAIS – BRASIL
2017

JÚLIA ESTEVAM GOMIDES

**COMPARAÇÃO DE ESCALAS DE AVALIAÇÃO DE QUEIMA DE TURCICUM E
MANCHA BRANCA, E INCIDÊNCIA DE FUNGOS CAUSADORES DE GRÃOS
ARDIDOS EM GENÓTIPOS DE MILHO**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Uberlândia, como parte das exigências do Programa de Pós-graduação em Agronomia – Mestrado, área de concentração em Fitopatologia, para obtenção do título de “Mestre”.

APROVADA em 16 de maio de 2017.

Prof. Dr. Alison Talis Martins Lima

UFU

Dra. Tâmara Prado de Moraes

UFU

Prof. Dr. Igor Souza Pereira

IFTM

Prof. Dr. Fernando Cezar Juliatti
ICIAG - UFU
(Orientador)

UBERLÂNDIA
MINAS GERAIS – BRASIL
2017

DEDICATÓRIA

Dedico esta dissertação a minha família, pelo apoio em todos os momentos da minha vida, inclusive na condução deste trabalho.

Dedico ao meu professor e orientador, Fernando Cezar Juliatti, pela paciência e pelos ensinamentos e oportunidades concedidas.

AGRADECIMENTOS

Agradeço aos meus pais e irmão pelo apoio incondicional, companheirismo e incentivo sempre.

À colega e amiga, Aurilene Santos Oliveira, pela parceria, auxílio e paciência durante toda a realização deste trabalho.

RESUMO

Nos últimos anos, a incidência e a severidade de doenças que afetam a cultura do milho tem aumentado consideravelmente no Brasil. Dentre as principais doenças foliares ocorrentes, a queima de turcicum e a mancha branca exigem certa atenção, principalmente no plantio de segunda safra. Para auxiliar no controle dessas doenças, alguns autores desenvolveram métodos de avaliação baseados em escalas diagramáticas. Outra preocupação comum nos cultivos de milho no Brasil são os fungos causadores de grãos ardidos, como os do gênero *Fusarium* e *Penicillium*, que podem se desenvolver na planta ainda no campo ou após a colheita. Além de desvalorizar o produto final, tais fungos podem produzir substâncias tóxicas, as chamadas micotoxinas. O objetivo deste trabalho foi comparar duas escalas de avaliação de doenças foliares e observar a incidência de fungos causadores de grãos ardidos em 75 genótipos de milho. Para realização do mesmo, dois experimentos foram conduzidos na Universidade Federal de Uberlândia, o primeiro, na Fazenda do Campus Glória, com delineamento experimental em blocos casualizados, em esquema fatorial 75 genótipos x 2 métodos de avaliação, com três repetições. Foram avaliadas duas doenças, queima de turcicum e mancha branca, a avaliação foi visual, considerando a área foliar afetada pelas doenças, atribuindo valores estabelecidos nas escalas diagramáticas utilizadas. A partir dos dados de campo, foi calculada a Área Abaixo da Curva de Progresso da Doença (AACPD). No segundo, realizado no Laboratório de Micologia e Proteção de Plantas, foram utilizados os grãos colhidos no experimento anterior, os quais foram mantidos em câmara de refrigeração para a realização das análises. Foram utilizados 100 grãos, divididos em 4 gerbox, para cada genótipo avaliado, sendo 3 repetições, as variáveis analisadas foram o peso e o desenvolvimento de fungos, sendo a identificação dos mesmos visual, através de lupa e microscópio estereoscópico. Os dados de ambos os experimentos foram submetidos a análise de variância, aplicando-se teste de Scott-Knott, e as escalas de avaliação comparadas através do coeficiente de Correlação de Pearson, houve diferença entre os genótipos para as duas doenças. As escalas de folha zero apresentaram menores valores de AACPD, diferindo da escala de planta toda, porém o coeficiente de correlação foi positivo, indicando uma relação linear entre os métodos, somente o peso de mil grãos apresentou diferença significativa entre os genótipos. Também foram identificados fungos dos gêneros *Fusarium* e *Penillium* em todos os genótipos e em elevada incidência, no entanto não afetou o peso dos grãos.

Palavras-Chave: doenças foliares. Incidência. Severidade. *Fusarium*. *Penicillium*.

ABSTRACT

In recent years, the incidence and severity of diseases affecting maize has increased considerably in Brazil. Among the main foliar diseases that occur, the burning of turcicum and the white spot require some attention, especially in second crop planting. To assist in the control of these diseases, some authors have developed methods of evaluation based on diagrammatic scales. Another common concern in corn crops in Brazil are the fungi that cause burned grains, such as those of the genus *Fusarium* and *Penicillium*, which may develop in the plant in the field or after harvesting. In addition to devaluing the final product, such fungi can produce toxic substances, called mycotoxins. The objective of this work was to compare two foliar disease evaluation scales and to observe the incidence of fungi causing burnt grains in 75 maize genotypes. Two experiments were conducted at the Federal University of Uberlândia. The first was in Campus Glória Farm, with a randomized complete block design, in a factorial design of 75 genotypes x 2 evaluation methods, with three replications. Two diseases, turcicum burning and white spot, were evaluated. The evaluation was visual, considering the leaf area affected by the diseases, assigning values established in the diagrammatic scales used. From the field data the Area Under the Disease Progress Curve (AUDPC) was calculated. In the second experiment, carried out in the Laboratory of Mycology and Plant Protection, the grains harvested in the previous experiment were used, which were kept in a refrigeration chamber for the analysis. 100 grains, divided into 4 gerboxes, were used for each genotype evaluated, being 3 replicates. The analyzed variables were weight and the development of fungi, being the identification of them visual, through a magnifying glass and stereoscopic microscope. The data of both experiments were submitted to analysis of variance, applying Scott-Knott's test, and the evaluation scales compared through the Pearson's correlation coefficient. There was a difference between the genotypes for the two diseases. The zero sheet scales presented lower AUDPC values, differing from the whole plant scale. However, the correlation coefficient was positive, indicating a linear relationship between the methods. Only the weight of a thousand grains presented a significant difference between the genotypes. *Fusarium* and *Penicillium* fungi were identified in all genotypes and at high incidence, but did not affect the weight of the grains.

Keywords: Foliar diseases. Incidence. Severity. *Fusarium*. *Penicillium*.

SUMÁRIO

| | |
|---|----|
| 1. INTRODUÇÃO | 10 |
| 2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA..... | 12 |
| 2.1. Cultura do milho..... | 12 |
| 2.2. Doenças do milho | 13 |
| 2.2.1. Queima de turcicum..... | 13 |
| 2.2.2. Mancha branca..... | 14 |
| 2.3. Escalas de avaliação | 14 |
| 2.4. Grãos ardidos..... | 15 |
| 3. MATERIAL E MÉTODOS | 18 |
| 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO | 21 |
| 5. CONCLUSÃO | 31 |
| REFERÊNCIAS | 32 |
| ANEXO A – ESCALAS DE AVALIAÇÃO | 37 |
| ANEXO B – TABELAS DE ANÁLISE DE VARIÂNCIA | 39 |

1. INTRODUÇÃO

O milho (*Zea mays L.*), pertencente à família botânica Poaceae (gramíneas), é um dos principais componentes da produção agrícola brasileira e mundial. O Brasil é o terceiro maior produtor do grão, sendo que a produção ocorre em todas as regiões do país e em diferentes níveis tecnológicos. Como o país apresenta diversas condições edafoclimáticas, o desenvolvimento de vários fitopatógenos e doenças é favorecido (SANGOI et al., 2000).

Entre as doenças que afetam o cultivo do milho, a queima de turcicum e a mancha branca são bastante expressivas quando se trata de doenças foliares. Grigolli e Lourenção (2013) identificam essas duas doenças, dentre outras, como tendo ampla distribuição pelo território brasileiro, sendo favorecidas pelo plantio de segunda safra e pela presença de restos culturais na área.

Causada pelo fungo *Exserohilum turcicum* (Pass.) K. U. Leonard & E. G. Suggs, a sintomatologia da queima de turcicum se caracteriza pelas lesões necróticas, elípticas, medindo de 2,5 a 15 cm de comprimento e o tecido necrosado apresenta coloração entre verde-cinza e marrom (CASELA et al., 2006). Comumente, os sintomas aparecem nas folhas mais baixas, com evolução para as folhas superiores, todavia, em safras com forte pressão do patógeno, as infecções podem debutar no terço superior da planta. Em condições de alta pluviosidade ou irrigação abundante, a infecção pode iniciar na parte superior da planta (GUIOMAR, 2011).

Inicialmente, relatava-se como agente causal da mancha branca o fungo *Phaeosphaeria maydis* (Hennings) Rane, Payak e Renfros (FANTIN; BALMER, 1997). No entanto, estudos brasileiros mais recentes apontam que a mancha branca do milho é causada por um complexo microbiano composto pela bactéria *Pantoea ananatis* (Serrano) Margaret e os fungos *Phyllosticta maydis* (Arny; R. R. Nelson), *Phoma sorghina* (Saccardo) Dorenbosc e Kesteren e *Sporormiella* Ellis e Everthart (PEREIRA et al., 2005). É possível relatar que a bactéria *Pantoea ananatis* é um dos principais agentes causais no desenvolvimento inicial da doença (PACCOLA-MEIRELLES et al., 2001).

Segundo Alves e Nunes (2012), a quantificação de doenças de plantas é fundamental na correta interpretação de estudos de controle e epidemiologia, sendo a incidência e a severidade as medidas mais usuais. Considerando que ambas são doenças que afetam a área foliar da planta, a avaliação do progresso dos sintomas é interessante. Dessa forma, predomina-se a utilização de escalas diagramáticas, que segundo Bergamin Filho e Amorim

(1996), são representações ilustradas de uma série de plantas com diferentes níveis de severidade. Por afetarem a área foliar, os danos que a queima de turcicum e a mancha branca causam são indiretos, as lesões nas folhas reduzem a interceptação de luz solar, a taxa fotossintética e, conseqüentemente, a translocação de fotoassimilados para os grãos (ALVIM et al., 2010).

No mesmo contexto, outros patógenos podem afetar a qualidade dos grãos, dificultando o seu consumo. Segundo Pinto (2005), alguns fungos podem danificar os grãos de milho tanto antes, quanto após a colheita, formando os grãos ardidos ainda na planta e grãos mofados ou embolorados durante o beneficiamento, armazenamento e transporte. O mesmo autor relata que espécies de fungos denominadas toxigênicas podem causar danos físicos aos grãos e produzir substâncias tóxicas, as chamadas micotoxinas. Casella et al. (2006), cita as aflatoxinas, fumonisinas, zearalenona, vomitoxinas, toxina T-2, entre outras, como as principais micotoxinas decorrentes dos grãos ardidos. Essas substâncias são altamente nocivas, podendo causar danos irreversíveis à saúde animal e humana (PINTO, 2005).

Espécies de fungos dos gêneros *Aspergillus*, *Fusarium* e *Penicillium* ocorrem em sementes de milho durante e/ou após a maturação (TANAKA et al., 2001). Segundo estes mesmos autores, dependendo das condições de temperatura e umidade, o desenvolvimento desses fungos pode provocar danos durante o armazenamento, reduzindo a germinação e o vigor dessas sementes e a qualidade dos grãos. Fessel et al. (2003) ressaltam que a semente é o meio mais eficiente de disseminação de patógenos ou seja, além de diminuir a qualidade do grão para o consumo, a presença de fungos nas sementes pode ser fonte de inóculo, disseminando doenças nos próximos cultivos.

Como controle um conjunto de medidas é indicado, como: utilizar cultivares resistentes, realizar a rotação de culturas, controle de plantas daninhas hospedeiras, evitar altas densidades de plantio, evitar retardar a colheita, entre outras (CASELA et al., 2006). Finalmente, as agroindústrias adotam como padrão de qualidade a tolerância máxima de 6% para grãos ardidos (PINTO, 2005). Por esse e pelos outros fatos relatados, percebe-se a importância de conhecer os patógenos que podem se desenvolver no campo e, após a colheita, como os genótipos de milho respondem a essa ocorrência.

Assim, esse trabalho teve como objetivo comparar duas escalas diagramáticas, utilizadas na avaliação da queima de turcicum e da mancha branca, além de avaliar a incidência de fungos causadores de grãos ardidos em 75 genótipos de milho.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. Cultura do milho

Com 80 milhões de toneladas, o Brasil é o terceiro maior produtor mundial de milho, ficando atrás dos Estados Unidos da América e da China, que produzem 369 e 218 milhões toneladas de milho, respectivamente (USDA, 2016). Na safra 2015/2016, a produção brasileira de milho de primeira safra totalizou 25.853,6 mil toneladas em 5.387,7 mil hectares (CONAB, 2017). Produz-se milho em todas as regiões do país, todavia com sistemas de manejo e níveis de tecnificação variáveis. As regiões Sul e Sudeste são as principais produtoras nacionais, contribuindo de maneira respectiva com 46% e 29% do milho total de primeira safra no período 2015/2016 (CONAB, 2017). Os cinco estados que mais produziram milho de primeira safra em 2015/2016 contribuíram com quase 75% da produção nacional, sendo estes, em ordem decrescente, Rio Grande do Sul, Minas Gerais, Paraná, Santa Catarina e São Paulo (CONAB, 2017).

A cultura do milho desempenha papel socioeconômico destacado por ser utilizada na alimentação humana, animal e em vários segmentos industriais (RANUM et al., 2014). A mesma constitui fonte energética importante para o ser humano, pois, diferentemente do trigo e do arroz que passam por processos industriais para refinamento, conserva-se o pericarpo do milho, o que é primordial para a eliminação de toxinas do organismo (ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DAS INDÚSTRIAS DO MILHO, ABIMILHO, 2015). Por ser um alimento energético e digestível com alto teor de amido, a maior parte da produção de milho é utilizada como matéria-prima para rações de aves, bovinos e suínos (FORNASIERI FILHO, 2007).

A demanda mundial por milho está em ascensão devido ao crescimento econômico dos países asiáticos, pela produção de etanol de milho nos Estados Unidos da América, além do aumento no seu consumo interno e do crescimento da produção de aves e suínos (PAVÃO ; FERREIRA FILHO, 2011).

Embora verifique-se consideráveis avanços tecnológicos nos diversos sistemas de produção de milho, a produtividade média está aquém do potencial genético máximo dos cultivares utilizados, isso se deve, entre outros fatores, aos problemas fitossanitários, como as doenças (REIS et al., 2004).

2.2. Doenças do milho

As doenças não eram consideradas problemas primários até o final dos anos 1990, todavia, com a modificação dos sistemas de produção de milho, verifica-se importante evolução das doenças nesta cultura, constituindo, nos dias atuais, fator limitante da produtividade (COTA et al., 2015). Sistemas de produção que proporcionaram incremento de produtividade foram também responsáveis pelo aumento da ocorrência e severidade de doenças na cultura do milho. Cota et al. (2015) destacam como mudanças que proporcionaram o aumento de doenças a expansão da fronteira agrícola, a ampliação das épocas de plantio (safra e safrinha), adoção de sistema de plantio direto sem rotação de culturas, o aumento do uso de sistemas de irrigação e de materiais suscetíveis.

Doenças foliares na cultura do milho geram danos indiretos por meio de redução da área foliar, podendo, quando não manejadas, culminar em até 45% de perdas em produtividade (SILVA; SCHIPANSKI, 2007). Com as pesquisas observa-se lesões e necroses nas folhas, limitando assim a intercepção da radiação solar e translocação de fotoassimilados (GOMES et al., 2011). Além disso, doenças foliares podem deixar a planta mais vulnerável à entrada de patógenos que atuam no colmo e na raiz (JARDINE; LACA-BUENDÍA, 2009). Existe uma relação entre a precocidade de manifestação da doença e a produtividade da cultura, de maneira que quanto mais cedo a doença ocorrer, menor será a produção (BRITO et al., 2012).

Atualmente, as principais doenças foliares de importância econômica na cultura do milho no Brasil são a mancha branca, a ferrugem comum (*Puccinia sorghi*), a ferrugem polissora (*Puccinia polysora*), a ferrugem branca ou tropical (*Phyzopella zae*), a cercosporiose (*Cercospora zae-maydis* e *Cercospora sorghi*), a queima de turcicum (*Exserohilum turcicum*), a mancha foliar de *Diplodia macrospora* (*Stenocarpella macrospora*), a mancha de phaeosphaeria (*Phaeosphaeria maydis*), a antracnose foliar (*Colletotrichum graminicola*), o enfezamento pálido (*Spiroplasma kunkelii*) e o enfezamento vermelho (fitoplasma) (FORNASIERI FILHO, 2007; COTA et al., 2015).

2.2.1. Queima de turcicum

A queima de turcicum tem como agente etiológico o fungo *Exserohilum turcicum* (Pass.) Leonar & Suggs, essa doença também é conhecida como queima da folha do milho ou

mancha da folha do milho (ALVIM et al., 2010). O desenvolvimento ótimo do fungo ocorre em condições de orvalho denso, chuvas fracas frequentes, elevada umidade relativa do ar e temperaturas moderadas (GUIOMAR, 2011). Nas condições brasileiras, a queima de turcicum ocorre principalmente no cultivo de milho de segunda safra ou milho safrinha (FERNANDES; OLIVEIRA, 2000).

A utilização de cultivares tolerantes ou resistentes, o uso preventivo de fungicidas foliares, a incorporação de restos culturais e a rotação de culturas são as medidas de controle mais corriqueiras. O controle químico por meio de fungicidas tem se mostrado efetivo no controle da queima de turcicum, todavia deve ser administrado no momento correto, que é quando a primeira lesão aparece na folha abaixo da espiga (JARDINE; LACA-BUENDÍA, 2009).

2.2.2. Mancha branca

A mancha branca do milho, também conhecida como mancha foliar de *Phaeosphaeria*, encontra-se distribuída em todas as regiões produtoras de milho do país (SACHS et al., 2011). O desenvolvimento ótimo da doença se dá em condições de temperatura noturna em torno de 14°C e elevada umidade relativa do ar (>60%) (COSTA et al., 2011). A mancha branca pode causar até 60% de perdas na produção quando se tem ambiente favorável ao desenvolvimento do patógeno e cultivares suscetíveis, sendo considerada, na atualidade, uma das principais doenças da cultura do milho no Brasil (COTA et al., 2015).

Inicialmente, os sintomas caracterizam-se por manchas foliares de formato circular a oval, com diâmetro de 0,3 a 2 cm, com aspecto de encharcamento, com desenvolvimento para necrose e coloração palha (COTA et al., 2015). A doença se inicia nas folhas baixas, com rápida progressão para as folhas superiores (COSTA et al., 2011). Verifica-se maior severidade e intensidade de sintomas após o pendoamento (COSTA et al., 2010). Como principais medidas de controle tem-se o uso de cultivares resistentes e aplicação de fungicidas (COSTA et al., 2011).

2.3. Escalas de avaliação

A forma mais adequada de se quantificar doenças é pela incidência e severidade, isto é, pela quantidade de plantas com os sintomas e a porcentagem de tecido foliar doente em relação à área foliar (JAMES, 1971; AMORIM, 1995). A quantificação de doenças, seja pela incidência ou pela severidade, é importante para a tomada de decisão na realização do manejo a ser adotado (GOMES et al., 2004; LENZ et al., 2009). Em geral, a severidade é considerada o parâmetro mais adequado para quantificar doenças foliares como ferrugens, oídios, míldios e manchas, por melhor retratar a intensidade da injúria do que a incidência, na qual são feitas contagens para estimar a frequência de plantas ou órgãos afetados pela doença (BERGAMIN-FILHO; AMORIM, 1996).

Diversos autores afirmam que a utilização de escalas diagramáticas pode reduzir a subjetividade das estimativas de severidade entre os avaliadores, melhorando a acurácia e a precisão das avaliações permitindo quantificar de forma direta a severidade da doença (MARTINS et al., 2004; ANGELOTTI et al., 2008; LENZ et al., 2009). Para avaliar a severidade de doenças em plantas, a escala diagramática tem sido amplamente utilizada e existem vários tipos de escalas de avaliação da severidade para doenças de milho, como para queima de turcicum (BLEICHER et al., 1993; LAZAROTO et al., 2011) e para mancha branca (CHESTER, 1950, modificada por Agrocere, 1996; MALAGI et al., 2011; SACHS et al., 2011). Autores que utilizam escalas diagramáticas na quantificação de danos na planta doente, classificando-as como instrumentos eficientes de avaliação.

Deve se ter cautela na escala a ser utilizada, a qual depende da doença de que se trata, e o avaliador deve fazer suas conclusões com critérios, levando em consideração as limitações da visão humana definidas pela Lei do estímulo de Weber-Fechner, na qual a atividade visual é proporcional ao logaritmo da intensidade do estímulo, sendo a capacidade de discriminação inversamente proporcional ao estímulo recebido. De modo que, dependendo do estímulo, o olho tende a ler tecido doente abaixo de 50% de área lesionada e tecido sadio acima de 50% (HORSFALL; BARRAT, 1945).

2.4. Grãos ardidos

Ao considerar que o uso de sementes sadias é imprescindível para o sucesso da produção de grãos, seja qual for a cultura, a detecção de patógenos em sementes tem se tornado cada vez mais importante. Além do que, a presença do inóculo nas sementes pode contribuir para a ocorrência de determinada doença nas lavouras.

Para a detecção de patógenos em sementes são utilizados diversos métodos, a ISTA (*International Seed Testing Association*) estabelece uma série de procedimentos para diferentes patógenos em diversas culturas, bem como o Manual de Análise Sanitária de Sementes (BRASIL, 2009), estabelecido e disponibilizado, pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA). Cada metodologia deve ser empregada de acordo com a cultura a ser inspecionada e os possíveis agentes patogênicos presentes nas sementes.

Em sua maioria, os testes de sanidade sugeridos principalmente para fungos e bactérias são baseados em metodologias que beneficiam a manifestação dos micro-organismos, por meio de suas estruturas típicas – testes com e sem incubação ou a obtenção de metabólitos – testes bioquímicos e sorológicos, que permitam a caracterização e a identificação desses patógenos. E, ainda, microscopia eletrônica e análises moleculares, utilizadas principalmente para identificação de vírus (HENNING, 2005).

Patógenos presentes nas sementes afetam a sua qualidade, tendo influência direta com o desenvolvimento das culturas, por limitar o estabelecimento das plântulas no campo, ocasionando subpopulação de plantas. Com a baixa população de plantas presentes no campo para recuperar essa falha, poderá ser necessário o replantio ou então o uso de sementes por área além do recomendado, visando obter uma população normal, aumentando os gastos necessários para o estabelecimento da cultura, resultando em lucro final menor ao produtor (GOULART, 2004).

Dentre os principais patógenos que acometem as sementes de milho, os fungos fitopatogênicos são comumente mais estudados, por associarem-se às sementes em todas as etapas de produção. Atualmente, os principais fungos causadores de doenças nas sementes de milho incluem *Pythium*, *Fusarium*, *Rhizoctonia*, *Penicillium*, *Colletotrichum*, *Diplodia*, entre outros (HENNING et al., 2011). As principais espécies de ocorrência são: *Fusarium verticillioides* (teleomorfo: *Gibberella moniliformis*), *F. proliferatum* (teleomorfo: *Gibberella intermedia*), *F. subglutinans* (teleomorfo: *Gibberella subglutinans*) e *Penicillium oxalicum* (CASA; REIS, 2003). A presença desses fungos em sementes não tratadas aumentam as ocorrências de doenças como podridão de raiz, podridão de colmo, podridão de espiga e de grãos. A infecção por alguns desses patógenos pode resultar na produção de micotoxinas, impedido sua utilização para o consumo humano e animal, por causarem doenças graves (FANTIN; DUARTE, 2009). A presença de fungos em grãos, no entanto, não implica necessariamente na produção de micotoxinas, sendo esta associada às condições ambientais a

que os fungos estão submetidos, como alta umidade e temperaturas entre 21-25°C (FANTIN; DUARTE, 2009; BARBOSA, 2010).

Como medida de controle para as doenças fúngicas, a utilização de cultivares tolerantes e/ou resistentes, tratamento de sementes com fungicidas, redução da densidade de plantas e o uso preventivo de fungicidas nas lavouras produtoras de grão e sementes são as mais recomendadas e também as mais comuns para se evitar a contaminação e disseminação dessas doenças (BARBOSA, 2010).

3. MATERIAL E MÉTODOS

O primeiro experimento foi conduzido na Fazenda do Glória, Campus da Universidade Federal de Uberlândia/MG, numa área experimental situada nas coordenadas geográficas 18°57'15.6"S/48°12'41.4"O, no período de fevereiro a junho de 2015. A semeadura foi realizada em 05 de fevereiro de 2015, com espaçamento de 0,90 m entre linhas e 0,20 m entre plantas. Foram realizados os manejos de adubação e aplicação de inseticida e herbicida conforme o recomendado para a cultura.

Foram utilizadas 75 famílias de irmãos germanos de uma população semiexótica de milho, chamada NAP-5 ou NAP-HT, com reconhecida resistência à queima de turcicum (*Exserohilum turcicum*). As populações de milho NAP-HT, juntamente com outras populações, foram originadas de um projeto de cooperação técnico-científico NAP-Milho (Núcleo de Apoio a Pesquisa Milho), criado pelo departamento de genética da ESALQ/USP com o objetivo de identificar fontes confiáveis de resistência às principais doenças foliares do milho.

O delineamento experimental foi em blocos casualizados, em esquema fatorial 75x2, correspondente aos genótipos (famílias) e às escalas de avaliação das doenças, e três repetições. As parcelas consistiram em uma linha de 4 metros, com estande final de 20 plantas. Cinco plantas em cada parcela, marcadas com estacas pintadas de vermelho, foram avaliadas, correspondendo à parcela útil.

Duas doenças foram avaliadas: queima de turcicum e mancha branca, utilizando escalas diagramáticas propostas por Lazaroto et al. (2012), Malagi et al. (2008), respectivamente. Essas escalas foram elaboradas e validadas para cada uma das doenças avaliadas, e consideram apenas a severidade na área de uma folha da planta de milho. Elas foram comparadas com uma escala elaborada pela Agrocere (1996), desenvolvida para avaliação de diversas doenças foliares na cultura e que considera a área foliar de toda a planta. As escalas que consideram uma única folha na avaliação foram identificadas como “folha 0” e a escala que avalia a planta inteira foi identificada como “planta toda”.

Foram feitas três avaliações, aos 45, 59 e 73 dias após a semeadura (DAS). Com as escalas em mão, anotava-se o valor da porcentagem correspondente à área foliar que apresentava os sintomas das doenças, primeiro analisando uma única folha, a primeira logo

abaixo da espiga e, depois, observando a planta toda. A cada avaliação, repetia-se este procedimento, sempre nas mesmas plantas.

Com a média dos valores das avaliações, foi calculada a Área Abaixo da Curva de Progresso da Doença (AACPD) utilizando equação de Shaner e Finney (1977), descrita abaixo:

$$\sum_{c=1}^{n-1} \frac{(\gamma_i + \gamma_{i+1} + 1)}{2} * (t_{i+1} - t_i)$$

Onde:

AACPD: Área abaixo da curva de progresso da doença;

γ_i = Proporção da doença na i-ésima repetição;

T_i = Tempo em dias na i-ésima observação;

n = Número total de observações.

O segundo experimento foi conduzido no Laboratório de Micologia e Proteção de Plantas do Instituto de Ciências Agrárias, localizado nas coordenadas 18°53'4.89"S/48°15'30.77"O, também da Universidade Federal de Uberlândia/MG.

O material utilizado foi proveniente da colheita do experimento anterior, sendo 300 grãos por genótipo, 100 de cada bloco. O delineamento foi inteiramente casualizado, com duas variáveis analisadas: massa de mil grãos (em gramas) e incidência dos fungos que se desenvolveram (em porcentagem).

Após a colheita, uma amostra com 100 grãos de cada tratamento do experimento anterior foi pesada, identificada e armazenada em sacos de papel pardo em câmara fria a 20° por 30 dias, para evitar a germinação. A escolha dos grãos para compor as amostras foi aleatória, contendo tanto grãos com e sem sintomas de grão ardido ou embolorado.

Os 100 grãos de cada repetição foram distribuídos em quatro caixas do tipo “gerbox”, ficando cada uma com 25 grãos. As gerbox foram montadas utilizando-se papel toalha esterilizado, de 10 a 11 mL de água deionizada e esterilizada, dispondo os grãos em fileiras de cinco. Prontas, as gerbox ficaram em câmara de refrigeração a 20° por 8 dias. Após este período, foi realizada a leitura dos fungos que se desenvolverem através de lupa e microscópio estereoscópico. O peso de mil grãos foi calculado extrapolando o peso dos cem grãos.

Os dados de ambos os experimentos foram submetidos à análise de variância e, para teste F significativo, aplicou-se o método de agrupamento de Scott-Knott, a 5% de probabilidade. Por não atenderem às pressuposições da ANOVA, as características do

primeiro experimento foram transformadas em $\sqrt{x + 0,5}$. Mesmo que não tenha sido detectada interação significativa entre os fatores genótipos e escalas, procedeu-se ao desdobramento da análise de variância com o objetivo de melhor estudar os efeitos dentro de cada fator. Ainda foi calculada a Correlação de Pearson entre as escalas de avaliação.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

A tabela 1 apresenta as médias de AACPD avaliando os métodos, os genótipos e a interação entre eles, essa interação não foi significativa.

Considerando os métodos de avaliação, houve diferença significativa para as duas doenças, sendo que as escalas diagramáticas utilizando somente a folha zero ou a folha logo abaixo da espiga apresentaram menores valores de AACPD, quando comparada a escala que avalia a planta inteira.

Entre os genótipos houve diferenças significativas, para as duas doenças, independente da escala utilizada. O genótipo 20 apresentou menor valor de AACPD tanto para queima de turcicum quanto para mancha branca, podendo ser fonte para futuras pesquisas de resistência a essas doenças.

Os materiais utilizados no experimento são originalmente reconhecidos pela resistência à queima de turcicum, no entanto, as condições climáticas do local do experimento e os tratos culturais realizados podem interferir na sua resposta ao *Exserohilum turcicum*.

Tabela 1 – Severidades de queima de turcicum (HT) e mancha branca (MB) em genótipos de milho expressas pela AACPD, em função de escalas de avaliação. Uberlândia/MG.

| | HT ¹ | MB ¹ |
|---------------------------------|-----------------|-----------------|
| Métodos de avaliação (M) | | |
| Folha 0 | 183,43 a | 121,06 a |
| Planta toda | 232,63 b | 208,25 b |
| Genótipos (G) | | |
| Genótipo 1 | 75,83 a | 102,67 c |
| Genótipo 2 | 329,00 d | 100,17 c |
| Genótipo 3 | 89,83 a | 148,83 d |
| Genótipo 4 | 275,50 c | 105,33 c |
| Genótipo 5 | 91,67 a | 137,50 d |
| Genótipo 6 | 154,00 b | 195,67 e |
| Genótipo 7 | 110,33 b | 178,50 e |
| Genótipo 8 | 145,17 b | 331,83 g |
| Genótipo 9 | 244,17 c | 34,50 b |
| Genótipo 10 | 84,67 a | 176,67 d |
| Genótipo 11 | 144,33 b | 98,33 c |
| Genótipo 12 | 206,33 c | 85,83 c |
| Genótipo 13 | 216,33 c | 84,00 c |
| Genótipo 14 | 91,67 a | 96,17 c |
| Genótipo 15 | 252,83 c | 127,67 d |
| Genótipo 16 | 147,50 b | 140,33 d |
| Genótipo 17 | 222,33 c | 377,67 g |
| Genótipo 18 | 193,50 c | 223,67 f |

| | | |
|-------------|----------|----------|
| Genótipo 19 | 164,17 b | 176,17 e |
| Genótipo 20 | 87,00 a | 9,50 a |
| Genótipo 21 | 335,50 d | 289,33 f |
| Genótipo 22 | 373,17 d | 61,17 b |
| Genótipo 23 | 101,83 a | 181,33 e |
| Genótipo 24 | 137,67 b | 16,67 a |
| Genótipo 25 | 119,00 b | 136,17 d |
| Genótipo 26 | 249,83 c | 102,83 c |
| Genótipo 27 | 95,17 a | 212,50 e |
| Genótipo 28 | 154,33 b | 93,50 c |
| Genótipo 29 | 196,00 c | 58,33 b |
| Genótipo 30 | 321,83 d | 227,67 f |
| Genótipo 31 | 158,67 b | 170,33 d |
| Genótipo 32 | 205,33 c | 315,83 g |
| Genótipo 33 | 106,17 a | 609,17 h |
| Genótipo 34 | 275,50 c | 209,00 e |
| Genótipo 35 | 407,83 d | 141,83 d |
| Genótipo 36 | 65,77 a | 173,83 e |
| Genótipo 37 | 250,67 c | 128,83 d |
| Genótipo 38 | 50,67 a | 143,33 d |
| Genótipo 39 | 55,33 a | 231,83 f |
| Genótipo 40 | 390,50 d | 79,67 c |
| Genótipo 41 | 189,67 c | 129,33 d |
| Genótipo 42 | 286,67 c | 69,00 c |
| Genótipo 43 | 167,00 b | 140,33 d |
| Genótipo 44 | 220,67 c | 158,67 d |
| Genótipo 45 | 267,00 c | 282,00 f |
| Genótipo 46 | 155,67 b | 114,83 d |
| Genótipo 47 | 306,83 d | 250,33 f |
| Genótipo 48 | 483,67 d | 250,17 f |
| Genótipo 49 | 38,83 a | 86,50 c |
| Genótipo 50 | 280,00 c | 14,00 a |
| Genótipo 51 | 140,17 b | 156,33 d |
| Genótipo 52 | 353,83 d | 114,33 d |
| Genótipo 53 | 74,33 a | 91,33 c |
| Genótipo 54 | 325,17 d | 65,33 b |
| Genótipo 55 | 166,50 b | 91,50 c |
| Genótipo 56 | 195,17 c | 250,50 f |
| Genótipo 57 | 96,17 a | 217,50 e |
| Genótipo 58 | 143,50 b | 202,83 e |
| Genótipo 59 | 134,83 b | 338,00 g |
| Genótipo 60 | 400,33 d | 132,67 d |
| Genótipo 61 | 181,00 b | 280,17 f |
| Genótipo 62 | 275,67 c | 29,67 b |
| Genótipo 63 | 223,17 c | 248,50 f |
| Genótipo 64 | 253,00 c | 217,67 f |
| Genótipo 65 | 241,83 c | 109,00 c |
| Genótipo 66 | 914,83 e | 344,17 g |
| Genótipo 67 | 264,00 c | 139,50 d |
| Genótipo 68 | 153,17 b | 151,00 d |

| | | |
|--------------------------------------|----------|----------|
| Genótipo 69 | 140,50 b | 123,83 d |
| Genótipo 70 | 86,83 a | 348,67 g |
| Genótipo 71 | 254,83 c | 144,17 d |
| Genótipo 72 | 176,67 b | 247,00 f |
| Genótipo 73 | 231,17 c | 131,00 d |
| Genótipo 74 | 252,67 c | 100,83 c |
| Genótipo 75 | 149,83 b | 64,17 b |
| Interação Métodos x Genótipos | | |
| CV (%) | 18,36 | 16,63 |

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo método de agrupamento de Scott-Knott. **Significativo a 1% de probabilidade. ^{ns}Não Significativo. ¹Dados transformados para $\sqrt{x + 0,5}$. CV: coeficiente de variação. Fonte: Gomides (2017).

Para melhor estudar o efeito dentro de cada doença avaliada, as tabelas 2 e 3 apresentam o desdobramento da análise de variância para queima de turcicum e mancha branca, respectivamente. Analisando cada genótipo, para a grande maioria deles não houve diferença significativa ao compararmos as escalas de avaliação para as duas doenças.

Os genótipos 4, 9, 25, 29, 30, 44 e 67, da tabela 2, apresentaram diferença, sempre com menor valor de AACPD quando usamos a escala de avaliação desenvolvida para a queima de turcicum.

Tabela 2 – Desdobramento das médias de AACPD para queima de turcicum em função de escalas de avaliação, em genótipos de milho. Uberlândia/MG.

| | Folha 0 | Planta Toda | F |
|-------------|----------------|--------------------|--------------------|
| Genótipo 1 | 50,33 a | 101,33 a | 1,41 ^{ns} |
| Genótipo 2 | 285,00 d | 373,00 d | 1,15 ^{ns} |
| Genótipo 3 | 74,67 a | 105,00 a | 0,49 ^{ns} |
| Genótipo 4 | 198,67 cA | 352,33 dB | 3,94* |
| Genótipo 5 | 75,00 a | 108,33 a | 0,45 ^{ns} |
| Genótipo 6 | 124,67 b | 183,33 b | 1,31 ^{ns} |
| Genótipo 7 | 104,00 b | 116,67 a | 0,10 ^{ns} |
| Genótipo 8 | 115,67 b | 174,67 b | 1,40 ^{ns} |
| Genótipo 9 | 169,00 aA | 319,33 cB | 4,71* |
| Genótipo 10 | 81,33 a | 88,00 a | 0,01 ^{ns} |
| Genótipo 11 | 127,67 b | 161,00 b | 0,37 ^{ns} |
| Genótipo 12 | 176,67 b | 236,00 c | 0,94 ^{ns} |
| Genótipo 13 | 215,67 c | 217,00 c | 0,00 ^{ns} |
| Genótipo 14 | 65,00 a | 118,33 a | 1,61 ^{ns} |
| Genótipo 15 | 196,00 c | 309,67 c | 2,43 ^{ns} |
| Genótipo 16 | 130,33 b | 164,67 b | 0,12 ^{ns} |
| Genótipo 17 | 174,67 b | 270,00 c | 1,97 ^{ns} |
| Genótipo 18 | 154,00 b | 233,00 c | 1,78 ^{ns} |
| Genótipo 19 | 135,00 b | 193,33 b | 0,93 ^{ns} |
| Genótipo 20 | 67,33 a | 106,67 a | 0,77 ^{ns} |
| Genótipo 21 | 325,67 d | 345,33 d | 0,11 ^{ns} |

| | | | |
|-------------|-----------|-----------|--------------------|
| Genótipo 22 | 357,00 d | 389,33 d | 0,70 ^{ns} |
| Genótipo 23 | 63,00 a | 140,67 b | 3,0 ^{ns} |
| Genótipo 24 | 130,00 b | 145,33 a | 0,05 ^{ns} |
| Genótipo 25 | 72,33 aA | 165,67 bB | 4,23* |
| Genótipo 26 | 225,67 c | 274,00 c | 0,44 ^{ns} |
| Genótipo 27 | 82,00 b | 108,33 a | 0,27 ^{ns} |
| Genótipo 28 | 136,67 b | 172,00 b | 0,39 ^{ns} |
| Genótipo 29 | 124,67 bA | 267,33 cB | 5,32* |
| Genótipo 30 | 245,00 cA | 398,67 dB | 3,99* |
| Genótipo 31 | 134,67 b | 182,67 b | 0,74 ^{ns} |
| Genótipo 32 | 165,67 b | 245,00 c | 1,83 ^{ns} |
| Genótipo 33 | 87,67 a | 124,67 a | 0,66 ^{ns} |
| Genótipo 34 | 235,33 c | 315,67 c | 1,01 ^{ns} |
| Genótipo 35 | 344,33 d | 471,33 d | 2,06 ^{ns} |
| Genótipo 36 | 61,67 a | 69,67 a | 0,06 ^{ns} |
| Genótipo 37 | 193,33 c | 308,00 c | 2,65 ^{ns} |
| Genótipo 38 | 43,00 a | 58,33 a | 0,22 ^{ns} |
| Genótipo 39 | 45,67 a | 65,00 a | 0,36 ^{ns} |
| Genótipo 40 | 349,33 d | 431,67 d | 0,78 ^{ns} |
| Genótipo 41 | 140,00 b | 239,33 c | 2,97 ^{ns} |
| Genótipo 42 | 235,33 c | 338,00 d | 1,95 ^{ns} |
| Genótipo 43 | 168,33 b | 165,67 b | 0,01 ^{ns} |
| Genótipo 44 | 154,67 bA | 286,67 cB | 4,36* |
| Genótipo 45 | 261,00 c | 273,00 c | 0,04 ^{ns} |
| Genótipo 46 | 152,00 b | 159,33 b | 0,03 ^{ns} |
| Genótipo 47 | 260,00 c | 353,67 d | 1,41 ^{ns} |
| Genótipo 48 | 497,00 e | 470,33 d | 0,11 ^{ns} |
| Genótipo 49 | 36,67 a | 41,00 a | 0,00 ^{ns} |
| Genótipo 50 | 275,67 c | 284,33 c | 0,03 ^{ns} |
| Genótipo 51 | 123,00 b | 157,33 b | 0,64 ^{ns} |
| Genótipo 52 | 353,33 d | 354,33 d | 0,00 ^{ns} |
| Genótipo 53 | 58,33 a | 90,33 a | 0,68 ^{ns} |
| Genótipo 54 | 347,00 d | 303,33 c | 0,21 ^{ns} |
| Genótipo 55 | 142,00 b | 191,00 b | 0,76 ^{ns} |
| Genótipo 56 | 163,00 b | 227,33 c | 1,09 ^{ns} |
| Genótipo 57 | 62,67 a | 129,67 a | 1,86 ^{ns} |
| Genótipo 58 | 125,00 b | 162,00 b | 0,44 ^{ns} |
| Genótipo 59 | 109,33 b | 160,33 b | 0,86 ^{ns} |
| Genótipo 60 | 402,67 d | 398,00 d | 0,00 ^{ns} |
| Genótipo 61 | 169,67 b | 192,33 b | 0,30 ^{ns} |
| Genótipo 62 | 257,67 c | 293,67 c | 0,24 ^{ns} |
| Genótipo 63 | 220,00 c | 226,33 c | 0,00 ^{ns} |
| Genótipo 64 | 229,33 c | 276,67 c | 0,57 ^{ns} |
| Genótipo 65 | 225,33 c | 258,33 c | 0,21 ^{ns} |
| Genótipo 66 | 898,67 f | 931,00 e | 0,08 ^{ns} |
| Genótipo 67 | 190,33 cA | 337,67 dB | 4,35* |
| Genótipo 68 | 128,33 b | 178,00 b | 0,77 ^{ns} |
| Genótipo 69 | 129,33 b | 151,67 b | 0,20 ^{ns} |
| Genótipo 70 | 92,33 a | 81,33 a | 0,02 ^{ns} |
| Genótipo 71 | 206,67 c | 303,00 c | 2,24 ^{ns} |

| | | | |
|-------------|----------|----------|--------------------|
| Genótipo 72 | 153,33 b | 200,00 b | 0,91 ^{ns} |
| Genótipo 73 | 191,33 b | 271,00 c | 1,73 ^{ns} |
| Genótipo 74 | 264,33 c | 241,00 c | 0,11 ^{ns} |
| Genótipo 75 | 114,00 b | 185,67 b | 1,71 ^{ns} |
| Teste F | 7,69** | 7,96** | |

Médias com letras minúsculas diferentes na coluna e maiúsculas diferentes nas linhas diferem entre si pelo método de agrupamento de Scott-Knott. *Significativo a 5% de probabilidade. **Significativo a 1% de probabilidade. ^{ns}Não Significativo. Fonte: Gomides (2017).

Avaliando a severidade da mancha branca, 46 genótipos apresentaram diferença entre as escalas, também com menores valores de AACPD quando usamos a escala de avaliação desenvolvida para a doença em questão (Tabela 3).

Tabela 3 – Desdobramento das médias de AACPD para mancha branca em função de escalas de avaliação, em genótipos de milho. Uberlândia/MG.

| | Folha 0 | Planta Toda | F |
|-------------|----------------|--------------------|--------------------|
| Genótipo 1 | 76,00 c | 129,33 c | 1,31 ^{ns} |
| Genótipo 2 | 64,00 b | 136,33 c | 1,46 ^{ns} |
| Genótipo 3 | 100,33 cA | 197,33 cB | 3,02* |
| Genótipo 4 | 49,33 bA | 161,33 cB | 6,12* |
| Genótipo 5 | 120,67 d | 154,33 c | 0,36 ^{ns} |
| Genótipo 6 | 140,00 dA | 251,33 dB | 3,15* |
| Genótipo 7 | 144,33 d | 212,67 d | 1,25 ^{ns} |
| Genótipo 8 | 258,00 eA | 405,67 eB | 3,38* |
| Genótipo 9 | 14,33 aA | 54,67 bB | 2,18* |
| Genótipo 10 | 130,33 dA | 223,00 dB | 2,35* |
| Genótipo 11 | 56,67 bA | 140,00 cB | 3,74* |
| Genótipo 12 | 45,33 b | 126,33 c | 3,59 ^{ns} |
| Genótipo 13 | 56,00 b | 112,00 c | 1,52 ^{ns} |
| Genótipo 14 | 71,33 c | 121,00 c | 1,42 ^{ns} |
| Genótipo 15 | 86,00 cA | 169,33 cB | 2,86* |
| Genótipo 16 | 69,00 cA | 211,67 dB | 8,13* |
| Genótipo 17 | 268,00 eA | 487,33 eB | 6,05* |
| Genótipo 18 | 169,00 dA | 278,33 dB | 2,77* |
| Genótipo 19 | 124,00 dA | 228,33 dB | 3,28* |
| Genótipo 20 | 3,00 a | 16,00 a | 0,64 ^{ns} |
| Genótipo 21 | 198,00 dA | 380,67 eB | 5,90* |
| Genótipo 22 | 36,33 bA | 86,00 bB | 1,98* |
| Genótipo 23 | 149,33 d | 213,33 d | 1,13 ^{ns} |
| Genótipo 24 | 12,00 a | 21,33 a | 0,20 ^{ns} |
| Genótipo 25 | 89,33 cA | 183,00 cB | 2,87* |
| Genótipo 26 | 55,33 bA | 150,33 cB | 5,20* |
| Genótipo 27 | 177,33 d | 247,67 d | 1,00 ^{ns} |
| Genótipo 28 | 54,00 bA | 133,00 cB | 3,72* |
| Genótipo 29 | 45,67 b | 71,00 b | 0,85 ^{ns} |
| Genótipo 30 | 156,00 dA | 299,33 dB | 5,00* |
| Genótipo 31 | 114,67 cA | 226,00 dB | 3,25* |
| Genótipo 32 | 223,33 eA | 408,33 eB | 5,56* |

| | | | |
|-------------|-----------|-----------|--------------------|
| Genótipo 33 | 600,00 f | 618,33 f | 0,04 ^{ns} |
| Genótipo 34 | 135,67 dA | 282,33 dB | 5,56* |
| Genótipo 35 | 85,67 cA | 198,00 cB | 4,11* |
| Genótipo 36 | 113,67 cA | 234,00 dB | 4,17* |
| Genótipo 37 | 75,33 cA | 182,33 cB | 4,53* |
| Genótipo 38 | 103,67 cA | 183,00 cB | 2,15* |
| Genótipo 39 | 188,00 d | 275,67 d | 1,68 ^{ns} |
| Genótipo 40 | 72,00 c | 87,33 b | 0,16 ^{ns} |
| Genótipo 41 | 84,67 cA | 174,00 cB | 3,23* |
| Genótipo 42 | 46,00 b | 92,00 b | 1,63 ^{ns} |
| Genótipo 43 | 110,00 c | 170,67 c | 1,06 ^{ns} |
| Genótipo 44 | 169,00 d | 148,33 c | 0,09 ^{ns} |
| Genótipo 45 | 250,33 e | 313,67 d | 0,69 ^{ns} |
| Genótipo 46 | 79,67 cA | 150,00 cB | 2,19* |
| Genótipo 47 | 181,00 dA | 319,67 dB | 4,11* |
| Genótipo 48 | 178,33 dA | 322,00 dB | 3,88* |
| Genótipo 49 | 47,67 bA | 125,33 cB | 2,82* |
| Genótipo 50 | 9,67 a | 18,33 a | 0,17 ^{ns} |
| Genótipo 51 | 102,00 cA | 210,67 dB | 3,94* |
| Genótipo 52 | 83,00 c | 145,67 c | 1,79 ^{ns} |
| Genótipo 53 | 42,33 bA | 140,33 cB | 5,57* |
| Genótipo 54 | 41,00 bA | 89,67 bB | 2,33* |
| Genótipo 55 | 70,67 c | 112,33 c | 0,66 ^{ns} |
| Genótipo 56 | 185,67 dA | 315,33 dB | 3,43* |
| Genótipo 57 | 128,67 dA | 306,33 dB | 7,5* |
| Genótipo 58 | 146,00 dA | 259,67 dB | 3,22* |
| Genótipo 59 | 248,67 eA | 427,33 eB | 4,75* |
| Genótipo 60 | 86,33 cA | 179,00 cB | 3,31* |
| Genótipo 61 | 214,00 eA | 346,33 eB | 3,15* |
| Genótipo 62 | 23,67 a | 35,67 a | 0,40 ^{ns} |
| Genótipo 63 | 239,33 e | 257,67 d | 0,13 ^{ns} |
| Genótipo 64 | 165,67 dA | 269,67 dB | 2,43* |
| Genótipo 65 | 80,33 c | 137,67 c | 1,57 ^{ns} |
| Genótipo 66 | 280,00 eA | 408,33 eB | 2,52* |
| Genótipo 67 | 109,00 c | 170,00 c | 1,34 ^{ns} |
| Genótipo 68 | 117,33 d | 184,67 c | 1,49 ^{ns} |
| Genótipo 69 | 93,67 c | 154,00 c | 1,53 ^{ns} |
| Genótipo 70 | 294,67 e | 402,67 e | 1,58 ^{ns} |
| Genótipo 71 | 88,33 cA | 200,00 cB | 4,28* |
| Genótipo 72 | 164,33 dA | 329,67 dB | 5,40* |
| Genótipo 73 | 92,00 cA | 170,00 cB | 2,57* |
| Genótipo 74 | 56,00 bA | 145,67 cB | 4,18* |
| Genótipo 75 | 39,33 b | 89,00 b | 1,75 ^{ns} |
| Teste F | 10,92** | 12,62** | |

Médias com letras maiúsculas diferentes nas colunas e minúsculas diferentes nas linhas diferem entre si pelo método de agrupamento de Scott-Knott. *Significativo a 5% de probabilidade. **Significativo a 1% de probabilidade. ^{ns}Não Significativo. Fonte: Gomides (2017).

Observando esses resultados, pode-se considerar que o genótipo 20 pode ser usado para futuros estudos como fonte de resistência à queima de turcicum e mancha branca, para condições ambientais do local do experimento.

Para a correta avaliação, que expresse uma quantificação real de doença, e para ser considerado um método de avaliação padrão, as escalas devem ser validadas, evitando estimativas imprecisas que levariam a conclusões erradas (MARTINS et al., 2004). Como comparamos escalas desenvolvidas e validadas para as especificidades de cada doença em estudo com outra desenvolvida para análises de doenças foliares no geral, os valores de AACPD decorrentes da aplicação da primeira escala podem ser considerados mais próximos do real desenvolvimento da doença.

Além disso, por ser a escala da Agrocères (1996) mais ampla, já que considera a planta toda na avaliação, ela é também mais complexa e mais difícil de ser usada (MALAGI et al., 2011). Considerando que a facilidade de uso da escala é fundamental para sua aplicação, as escalas de folha única podem ser consideradas mais indicadas.

Para verificar se houve relação entre as escalas, foi realizada a Correlação de Pearson. Para ambas as doenças avaliadas, a correlação foi significativa, positiva e de elevada magnitude, apresentando r de 0,9441 e 0,9265, para queima de turcicum e mancha branca, respectivamente, ou seja, o comportamento das duas escalas é semelhante, havendo uma relação linear entre elas.

Nesse contexto, o estabelecimento de metodologias práticas para avaliação do progresso de doenças no campo está relacionado também com a importância de cada folha da planta na produção final de grãos. As doenças foliares causam danos indiretos, através da perda de área foliar, que causa redução de área fotossintética e consequente queda no rendimento de grãos (Alvim et al, 2010). Trabalhos de Viecegli et al. (2011), Oliveira et al. (2013) e Alvim et al. (2010), ao avaliarem o efeito da desfolha na planta de milho, concluíram que as folhas da parte superior da planta são as maiores responsáveis pela produção, sendo mais eficientes na produtividade de grãos. Alvim et al. (2010), observaram que a remoção das folhas acima da espiga causa maior perda na produção de grãos do que a remoção das folhas abaixo da espiga.

Ademais, há de se considerar a progressão da queima de turcicum e da mancha branca na planta de milho que, segundo Alvim et al. (2010) e Costa et al. (2011), é ascendente e ocorre inicialmente nas folhas mais baixas. De acordo com Jardine e Laca-Buendía (2009), o momento correto de início do controle químico para a queima de turcicum é quando aparece a

primeira lesão na folha abaixo da espiga. O que demonstra ser essencial o acompanhamento do progresso dessas doenças no campo, para que sejam controladas antes que atinjam as folhas de cima da planta, o que pode aumentar significativamente as perdas na produção.

Por fim, o manejo de uma doença parte da quantificação do dano que ela causa, por isso o método de quantificar deve ser confiável e fácil de se reproduzir (CAMOCHENA et al., 2008). De acordo com Sousa et al. (2014), as escalas de avaliação de doenças devem passar por rigorosa análise estatística para serem consideradas válidas, respeitando ainda a lei da acuidade visual de Weber-Fechner. Como as doenças foliares podem ocorrer ao mesmo tempo, os sintomas podem se misturar, dificultando ainda mais a visão do avaliador e, quanto maior a área a ser avaliada, mais difícil fica a distinção entre lesões diferentes. A visão humana, como fator que influencia a avaliação, pode super ou subestimar a severidade da área foliar analisada, por isso o uso da escala mais simples e fácil pode ser considerado ideal.

No segundo experimento, os fungos que tiveram expressiva ocorrência nos genótipos avaliados foram os do gênero *Fusarium* e *Penicillium*. Alguns outros apareceram em alguns tratamentos, como *Aspergillus* e *Drechslera*, mas em quantidade insuficiente para análise estatística. Somente a variável peso de mil grãos apresentou diferença significativa entre os tratamentos, conforme dados da tabela 4.

Tabela 4 – Peso de 1000 grãos (PMG) e incidência de *Fusarium* e *Penicillium* em genótipos de milho. Uberlândia/MG.

| Genótipos ¹ | PMG (g) | <i>Fusarium</i> (%) | <i>Penicillium</i> (%) |
|------------------------|----------|------------------------|---------------------------|
| Genótipo 1 | 187,63 b | 99,67 | 39,67 |
| Genótipo 2 | 233,70 a | 99,00 | 40,67 |
| Genótipo 3 | 192,43 b | 100,00 | 25,67 |
| Genótipo 4 | 217,90 a | 99,67 | 39,67 |
| Genótipo 5 | 196,67 b | 99,33 | 26,00 |
| Genótipo 6 | 190,63 b | 96,00 | 31,33 |
| Genótipo 7 | 204,30 a | 99,67 | 36,33 |
| Genótipo 8 | 193,30 b | 89,67 | 36,33 |
| Genótipo 9 | 208,63 a | 100,00 | 53,00 |
| Genótipo 10 | 189,67 b | 100,00 | 35,67 |
| Genótipo 11 | 171,90 b | 81,00 | 19,00 |
| Genótipo 12 | 197,70 b | 98,67 | 26,00 |
| Genótipo 13 | 196,87 b | 99,33 | 35,00 |
| Genótipo 14 | 197,67 b | 99,67 | 37,00 |
| Genótipo 15 | 179,80 b | 91,00 | 23,67 |
| Genótipo 16 | 166,60 b | 88,00 | 13,33 |
| Genótipo 17 | 164,60 b | 99,00 | 36,33 |
| Genótipo 18 | 215,53 a | 99,00 | 24,33 |
| Genótipo 19 | 184,25 b | 99,33 | 12,33 |

| | | | |
|-------------|----------|--------|-------|
| Genótipo 20 | 195,63 b | 88,33 | 22,33 |
| Genótipo 21 | 160,67 b | 98,33 | 36,67 |
| Genótipo 22 | 186,47 b | 97,33 | 26,00 |
| Genótipo 23 | 183,10 b | 95,33 | 26,33 |
| Genótipo 24 | 209,03 a | 99,67 | 31,67 |
| Genótipo 25 | 207,73 a | 92,67 | 31,33 |
| Genótipo 26 | 187,97 b | 100,00 | 30,00 |
| Genótipo 27 | 194,00 b | 98,67 | 27,00 |
| Genótipo 28 | 179,40 b | 99,00 | 34,33 |
| Genótipo 29 | 192,23 b | 99,67 | 34,67 |
| Genótipo 30 | 211,03 a | 99,67 | 25,00 |
| Genótipo 31 | 198,13 b | 100,00 | 34,00 |
| Genótipo 32 | 169,00 b | 99,33 | 22,67 |
| Genótipo 33 | 171,50 b | 81,33 | 19,00 |
| Genótipo 34 | 176,60 b | 100,00 | 21,33 |
| Genótipo 35 | 187,07 b | 82,00 | 32,00 |
| Genótipo 36 | 198,13 b | 100,00 | 36,00 |
| Genótipo 37 | 192,50 b | 99,67 | 27,33 |
| Genótipo 38 | 202,70 a | 97,67 | 35,00 |
| Genótipo 39 | 199,32 b | 97,33 | 32,50 |
| Genótipo 40 | 218,27 a | 96,00 | 29,00 |
| Genótipo 41 | 199,27 b | 99,33 | 43,33 |
| Genótipo 42 | 224,33 a | 100,00 | 35,33 |
| Genótipo 43 | 190,93 b | 98,67 | 33,33 |
| Genótipo 44 | 209,00 a | 97,00 | 16,50 |
| Genótipo 45 | 191,53 b | 99,67 | 36,00 |
| Genótipo 46 | 212,70 a | 99,67 | 38,67 |
| Genótipo 47 | 208,10 a | 100,00 | 37,33 |
| Genótipo 48 | 213,00 a | 88,00 | 36,00 |
| Genótipo 49 | 227,20 a | 100,00 | 30,67 |
| Genótipo 50 | 209,67 a | 97,33 | 31,33 |
| Genótipo 51 | 203,63 b | 100,00 | 23,67 |
| Genótipo 52 | 185,60 b | 100,00 | 33,67 |
| Genótipo 53 | 208,73 a | 100,00 | 25,00 |
| Genótipo 54 | 198,37 b | 100,00 | 33,00 |
| Genótipo 55 | 207,37 a | 100,00 | 30,33 |
| Genótipo 56 | 225,57 a | 97,67 | 29,67 |
| Genótipo 57 | 197,00 b | 97,67 | 19,33 |
| Genótipo 58 | 211,77 a | 91,00 | 30,00 |
| Genótipo 59 | 231,10 a | 100,00 | 38,00 |
| Genótipo 60 | 207,33 a | 100,00 | 33,33 |
| Genótipo 61 | 208,47 a | 87,67 | 29,00 |
| Genótipo 62 | 209,37 a | 97,67 | 41,33 |
| Genótipo 63 | 190,13 b | 100,00 | 30,67 |
| Genótipo 64 | 196,43 b | 95,67 | 27,67 |
| Genótipo 65 | 224,27 b | 100,00 | 30,33 |
| Genótipo 66 | 211,80 a | 100,00 | 33,33 |
| Genótipo 67 | 188,90 b | 100,00 | 29,67 |
| Genótipo 68 | 179,50 b | 99,33 | 29,67 |
| Genótipo 69 | 196,87 b | 100,00 | 26,00 |

| | | | |
|----------------|----------|---------------------|---------------------|
| Genótipo 70 | 208,90 a | 100,00 | 34,33 |
| Genótipo 71 | 240,07 a | 88,33 | 29,67 |
| Genótipo 72 | 187,07 b | 100,00 | 34,67 |
| Genótipo 73 | 210,93 a | 100,00 | 43,33 |
| Genótipo 74 | 174,30 b | 100,00 | 34,67 |
| Genótipo 75 | 209,00 a | 99,33 | 37,00 |
| Teste F | 1,917** | 1,082 ^{ns} | 0,810 ^{ns} |
| CV (%) | 10,70 | 8,18 | 43,49 |

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo método de agrupamento de Scott-Knott. **Significativo a 1% de probabilidade. ^{ns}Não significativo. CV: coeficiente de variação. Fonte: Gomides (2017).

Os valores de incidência de *Fusarium* foram elevados para todos os genótipos, grande parte apresentando 100% de infestação. Alves et al. (2012), avaliando o efeito da resistência genética e densidade de plantio na incidência de grãos ardidos e os patógenos associados, detectaram dois principais fungos: *Fusarium* e *Penicillium*. Os mesmos autores concluíram que a incidência de grãos ardidos em milho depende da resistência genética, que é uma alternativa viável para o controle de fungos que atacam as espigas.

Stefanello et al. (2012) verificando a época de aplicação de fungicidas e sua relação com a presença de fungos em grãos de milho, identificaram grande incidência de *Penicillium* sp.; seguido por *Fusarium* sp. Casa et al. (2007) também observaram com maior frequência fungos desses gêneros.

Alguns genótipos apresentaram maiores médias de peso de mil grãos, mesmo com 100% de incidência de *Fusarium*, esse resultado se assemelha ao encontrado por Henning et al. (2011). Esses autores, realizando a análise sanitária de três linhagens de milho encontraram os mesmos gêneros de fungos, além de *Aspergillus*, todos com elevada incidência, porém constataram que a ocorrência desses micro-organismos não afetou a qualidade fisiológica das sementes.

5. CONCLUSÃO

A avaliação de doenças foliares utilizando escalas diagramáticas que considerem a área de uma única folha, desde que desenvolvida e validada para cada doença analisada, pode ser considerada a forma mais prática.

Os genótipos apresentaram elevada incidência de *Fusarium* e média incidência de *Penicillium*, porém não se pode dizer que a presença destes fungos afetou negativamente o peso dos grãos.

REFERÊNCIAS

- ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DAS INDÚSTRIAS DO MILHO. **O Cereal que enriquece a alimentação humana**. [S.l.: s.n.].Disponível em: <<http://www.abimilho.com.br/milho/cereal>>. Acesso em 10 de jan. de 2017.
- AGROCERES. **Guia Agrocere de sanidade**. São Paulo: Sementes Agrocere, 1996. 72 p.
- ALVES, E. N. T. D.; VERDOLIN, A. L. G.; COSTA, R. V.; COTA, L. V.; SILVA, D. D.; SILVA, O. A. **Alternativas de controle para redução de grãos ardidos na cultura do milho**. In: XXIX Congresso Nacional de Milho e Sorgo. p. 587-592, Águas de Lindóia, 2012.
- ALVES, E. N. T. D. et al. Alternativas de controle para redução de grãos ardidos na cultura do milho. In: CONGRESSO NACIONAL DE MILHO E SORGO, 29., 2012, Águas de Lindóia. **Anais...** [S.l.]: Águas de Lindóia, 2012. p. 587-592
- ALVES, S. A. M.; NUNES, C. C. **Metodologia para elaboração de escalas diagramáticas para avaliação de doenças em plantas**. Bento Gonçalves. 2012.
- ALVIM, K. R.; BRITO, C. H.; GOMES, L. S.; BRANDÃO, A. M.; OLIVEIRA, F. H. **Severidade e Controle da Helmintosporiose Comum (*Exserohilum turcicum*) em oito Híbridos Comerciais em Jataí-GO**. Goiânia, 2010.
- AMORIM, L. Avaliação de doenças. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. (Ed.) **Manual de Fitopatologia**. 3. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 1995. p. 647-671.
- ANGELOTTI, F.; SCAPIN, C.R.; TESSMANN, D.J; VIDA, J.B; OLIVEIRA, R.R.; CANTERI, M.G. Diagrammatic scale for assessment of grapevine rust. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 33, p. 439-443, 2008.
- BARBOSA, C. A. **Manual da Cultura do Milho**. Viçosa: AgroJuris, 2010. 199 p.
- BERGAMIN FILHO, A.; AMORIM, L. **Doenças de plantas tropicais: epidemiologia e controle econômico**. Piracicaba: Agronômica Ceres, 1996.
- BLEICHER, J.; BALMER, E.; ZINSLY, J. R. Resistência horizontal e *Exserohilum turcicum* em milho, cultivar Pipoca Amarela. **Fitopatologia Brasileira**, v. 18, p. 187-193, 1993.
- BRITO, A. H.; PEREIRA, J. L. A. R.; VON PINHO, R. G.; BALESTRE, M. Controle químico de doenças foliares e grãos ardidos em milho (*Zea mays* L.) **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, Sete Lagoas, v. 11, n. 1, p. 49-59, 2012.
- CAMOCHENA, R. C.; SANTOS, I.; MAZARO, S. M. Escala diagramática para avaliação da severidade da Mancha Ocular de milho causada por *Kabatiella zeae*. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 38, n.8, p. 2124-2131, 2008.
- CASA, R. T.; REIS, E. M. Doenças na cultura do milho. In: FANCELLI, A. L; DOURADO NETO, D. (Ed.). **Milho: estratégias de manejo e alta produtividade**. Piracicaba: Escola

Superior da Agricultura “Luiz de Queiroz”, Departamento da Produção Vegetal, 2003. p. 1-18.

CASA, R. T.; MOREIRA, E. N.; BOGO, A.; SANGOI, L. Incidência de podridões do colmo, grãos ardidos e rendimento de grãos em híbridos de milho submetidos ao aumento na densidade de plantas. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 33, n. 4, p. 353-357, 2007.

CASELA, C. R.; FERREIRA, A. S.; FERNANDES, F. T.; PINTO, N. F. J. A. **Doenças na cultura do milho**. Circular técnica 83, Embrapa Milho e Sorgo (CNPMS), Sete Lagoas, 2006. 14 p.

CHESTER, K. S. Plant disease losses: their appraisal and interpretation. **Plant Disease Reporter**, Washington, v. 193, p. 191-362, 1950. Supplement.

COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO. **Acompanhamento da safra brasileira de grãos**, v. 4 – safra 2016/2017 – Brasília, n. 4 – Quarto Levantamento, Brasília, p. 1-162, 2017.

COSTA, R. V.; CASELA, C. R.; COTA, L. V. Doenças. In: CRUZ, J. C. (Ed.). **Cultivo do milho**. 6. ed. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2010. (Embrapa Milho e Sorgo. Sistema de produção, 1).

COSTA, R. V.; COTA, L. V.; SILVA, D. D.; LANZA, F. E. **Recomendações para o controle químico da mancha branca do milho**. Circular Técnica 167, 2011.

COTA, L. V.; COSTA, R. V.; SILVA, D. D. Manejo de doenças. In: BOREM, A.; GALVÃO, J. C. C.; PIMENTEL, M. A. (Ed.). **Milho: do plantio à colheita**. Editora Viçosa, Viçosa, 2015. 294-322 p.

FANTIN, G. M.; BALMER, E. Método de inoculação e evolução dos sintomas da mancha foliar de *Phaeosphaeria maydis* em milho. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 23, n. 1, p. 64-65, 1997.

FANTIN, G. M.; DUARTE, A. P. **Manejo de doenças na cultura do milho safrinha**. Campinas: Instituto Agrônomo, 2009. 99 p.

FERNANDES, F. T.; OLIVEIRA, E. **Principais doenças na cultura do milho**. Sete Lagoas: EMBRAPA/CNPMS, 2000. 80p.

FESSEL, S. A.; SADER, R.; DE PAULA, R. C.; GALLI, J. A. Avaliação da qualidade física, fisiológica e sanitária de sementes de milho durante o beneficiamento. **Revista Brasileira de Sementes**, vol. 25, n. 2, p. 70-76, 2003.

FORNASIERI FILHO, D. **Manual da Cultura do Milho**. Jaboticabal: Funep, 2007. 576 p.

GOMES, A. M. A.; MICHEREFF, S. J.; MARIANO, R. L. R. Elaboração e validação de escala diagramática para cercosporiose da alface. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 30, n. 1, p. 38-42, 2004.

GOULART, A. C. P. **Fungos em sementes de soja**: detecção, importância e controle. Dourados: Embrapa Agropecuária Oeste, 2004. 72 p.

GRIGOLLI, J. F. J.; LOURENÇÃO, A. L. F. Tecnologia e produção: milho safrinha e culturas de inverno. **Doenças do milho safrinha**. Disponível em: <<http://www.fundacaoms.org.br/tecnologia-e-producao-milho-safrinha-e-culturas-de-inverno-2013>>. Acesso em 10 de abr. de 2017.

GUIOMAR, P. M. C. N. **Avaliação do comportamento de cultivares de milho na presença da helmintosporiose causada por *Exserohilum turcicum* (Pass.) Leonard & Suggs**. 2011. 55 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Agrônoma) - Universidade Técnica de Lisboa, Lisboa. 2011.

HENNING, A. A. **Patologia e tratamento de sementes**: noções gerais. 2. ed. Londrina: Embrapa Soja. 2005.

HENNING, F. A.; JACOB JUNIOR, E. A.; MERTZ, L. M.; PESKE, S. T. Qualidade sanitária de sementes de milho em diferentes estádios de maturação. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 33, n. 2, p. 316-321, 2011.

HORSFALL, J. C.; BARRATT, R. W. An improved grading system for measuring plant diseases. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 35, p. 665, 1945.

JAMES, W. C. **A manual of assessment keys for plant diseases**. Saint Paul MN. APS Press. 1971.

JARDINE, D. F.; LACA-BUENDÍA, J. P. Eficiência de fungicidas no controle de doenças foliares na cultura do milho. **Fazu em Revista**, Uberaba, n. 6, p. 11-52, 2009.

LAZAROTO, A.; DOS SANTOS, I.; KONFLANZ, V. A.; MALAGI, G.; CAMOCHENA, R. C. Escala diagramática para avaliação de severidade da helmintosporiose comum em milho. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 42, n.12, p.2131-2137, 2012.

LENZ, G.; DA COSTA, I. D.; BALARDIN, R. S.; MARQUES, L. N.; ARRUÉ, A.; STEFANELO, M. S.; ZEMOLIN, C. R. Elaboração e validação de escala diagramática para quantificação da mancha de isariopsis da videira. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 39, n. 8, p. 2301-2308, 2009.

MALAGI, G.; SANTOS, I.; CAMOCHENA, R. C.; MOCCELLIN, R. elaboração e validação da escala diagramática para avaliação da mancha branca no milho. **Revista Ciência Agrônoma**, v. 42, n. 3, p. 797-804, 2011.

MARTINS, M. C.; GUERZONI, R. A.; CÂMARA, G. M. S.; MATTIAZZI, P.; LORENÇO, S. A.; AMORIM, L. Escala diagramática para quantificação do complexo de doenças foliares de final de ciclo em soja. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 2, p. 179-184, 2004.

MÔRO, G. V.; FRITSCHÉ-NETO, R. Importância e usos do milho no Brasil. In: BORÉM, A.; GALVÃO, J. C. C; PIMENTEL, M. A. (Ed.) **Milho**: do plantio à colheita. Editora Viçosa, Viçosa – MG, p. 9-25, 2015.

OLIVEIRA, A. M. D.; NUNES, T. C.; FERREIRA, L. C. S.; PILETTI, L. M. M. S.; SECRETI, M. L. Efeito da desfolha da planta do milho nos componentes de produtividade. In: **XII Seminário Nacional de Milho Safrinha**. Dourados, 2013.

PACCOLA-MEIRELLES, L. D.; FERREIRA, A. S.; MEIRELLES, W. F.; MARRIEL, I. E.; CASELA, C. R. Detection of a bacterium associated with a leaf spot disease of maize in Brazil. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 149, n. 5, p. 275-279, 2001.

PAVÃO, A. R.; FERREIRA FILHO, J. B. S. Impactos econômicos da introdução do milho Bt11 no Brasil: uma abordagem de equilíbrio geral inter-regional. **Revista de Economia e Sociologia Rural**, Brasília, v. 49, n. 1, p. 81-108, 2011.

PEREIRA, O. A. P.; CARVALHO, R. V.; CAMARGO, L. E. A. Doenças do milho (*Zea mays* L.). In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. (Ed.). **Manual de Fitopatologia: Doenças das plantas cultivadas**. 4 ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2005. v. 2, p. 477-488.

PINTO, N. F. J. A. **Grãos ardidos em milho**. Circular técnica 66, Embrapa Milho e Sorgo (CNPMS), Sete Lagoas, 2005. 05 p.

RANUM, P.; PEÑA-ROSAS, J. P.; GARCIA-CASAL, M. N. Global maize production, utilization, and consumption. **Annals of the New York Academy of Sciences**, New York, v. 1312, p. 105-112, 2014.

REIS, E. M.; CASA, R. T.; BRESOLIN, A. C. R. **Manual de diagnose e controle de doenças do milho**. 2ª ed. Lages: Graphel, 2004. 144 p.

SACHS, P. J. D.; NEVES, C. S. V. J.; CANTERI, M. G.; SACHS, L. G. Escala diagramática para avaliação da severidade da mancha branca em milho. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 37, n. 4, p. 202-204, 2011.

SANGOI, L.; ENDER, M.; GUIDOLIN, A. F.; BOGO, A.; KOTHE, D. M. Incidência e severidade de doenças de quatro híbridos de milho cultivados com diferentes densidades de plantas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 30, n. i, p. 17-21, 2000.

SHANER, G.; FINNEY, R. E. The effects of nitrogen fertilization on the expression of slow-mildewing resistance in knox wheat. **Phytopathology**, v.70, n.8, p.1183-1186, 1977.

SILVA, O. C.; SCHIPANSKI, C. A. **Manual de Identificação e Manejo das Doenças do Milho**. 2 ed. Castro: Fundação ABC, 2007. 116 p.

SOUSA, S. C. R.; SANTOS, G. R.; RODRIGUES, A. C.; BONIFÁCIO, A.; DALCIN, M. S.; JULIATTI, F. C. Escala diagramática para avaliação da severidade do crestamento gomoso do caule em melancia. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 30, n.5, p. 1314-1324, 2014.

STEFANELLO, J.; BACHI, L. M. A.; GAVASSONI, W. L.; HIRATA, L. M.; PONTIM, B. C. A. Incidência de fungos em grãos de milho em função de diferentes épocas de aplicação foliar de fungicida. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 42, n. 4, p. 476-481, 2012.

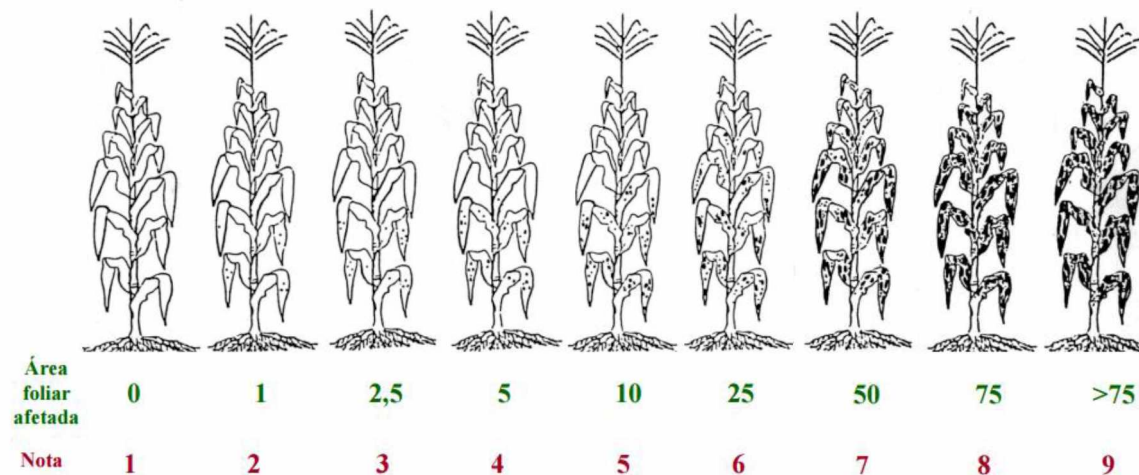
TANAKA, M. A. S.; MAEDA, J. A.; PLAZAS, I. H. A. Z. Microflora fúngica de sementes de milho em ambientes de armazenamento. **Scientia Agricola**, v. 58, n. 3, p. 501-508, 2001.

USDA. **Crop Production 2015 Summary**. United States Development of Agriculture, N.A.S.S., U.S. Government Printing Office, Washington, DC, 2016. 1-99 p. Disponível em: <<http://www.usda.gov/nass/PUBS/TODAYRPT/cropan16.pdf>>.

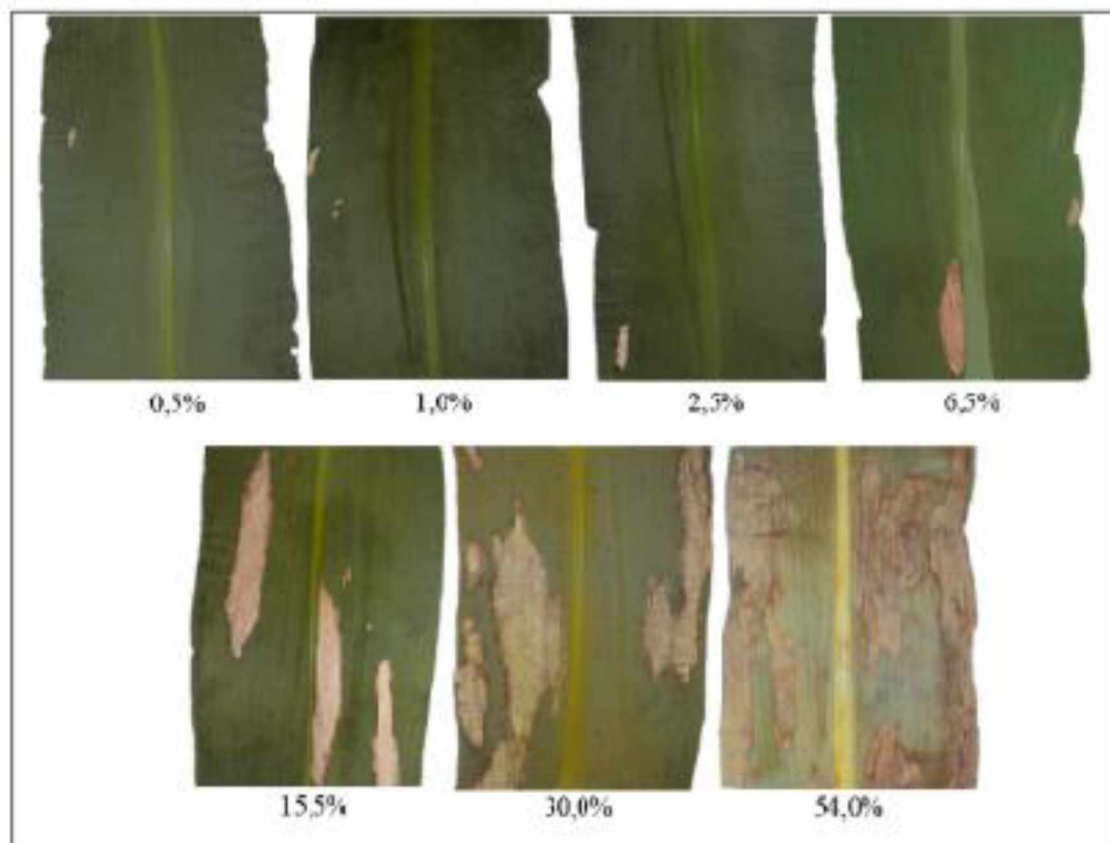
VIECELLI, C. A.; FILLWOCK, J. M.; SUZIN, V. Efeito do desfolhamento das plantas na produtividade do milho. **Revista Brasileira de Tecnologia Aplicada nas Ciências Agrárias**, Guarapuava, v. 4, n.3, p. 179-190, 2011.

ANEXO A – ESCALAS DE AVALIAÇÃO

Anexo 1A. Escala de avaliação de doenças foliares na cultura do milho, Agroceres (1996).



Anexo 2A. Escala de avaliação da queima de turcicum do milho, Lazaroto et al. (2012).



Anexo 3A. Escala de avaliação da mancha branca do milho, Malagi et al. (2008).



ANEXO B – TABELAS DE ANÁLISE DE VARIÂNCIA

Anexo 1B. Tabela análise de variância da AACPD para queima de turcicum em função de escalas de avaliação, em genótipos de milho.

| FV | GL | SQ | QM | Fc | Pr>Fc |
|-----------------|------------|------------------------|------------|--------|--------|
| GENOTIPO | 75 | 7194.683462 | 95.929113 | 15.271 | 0.0000 |
| ESCALA | 2 | 556.684742 | 278.342371 | 44.311 | 0.0000 |
| GENOTIPO*ESCALA | 73 | 83.144364 | 1.138964 | 0.181 | 1.0000 |
| BLOCO | 3 | 277.005613 | 92.335204 | 14.699 | 0.0000 |
| erro | 296 | 1859.362875 | 6.281631 | | |
| Total corrigido | 449 | 9970.881057 | | | |
| CV (%) = | 18.36 | | | | |
| Média geral: | 13.6509024 | Número de observações: | 450 | | |

Anexo 2B. Tabela análise de variância da AACPD para mancha branca em função de escalas de avaliação, em genótipos de milho.

| FV | GL | SQ | QM | Fc | Pr>Fc |
|-----------------|------------|------------------------|-------------------|---------|--------|
| GENOTIPO | 75 | 7189.578697 | 95.861049 | 24.464 | 0.0000 |
| ESCALA | 2 | 1952.446054 | 976.223027 | 249.132 | 0.0000 |
| GENOTIPO*ESCALA | 73 | -3.620651382E+0002 | -4.95979641E+0000 | -1.266 | 1.0000 |
| BLOCO | 3 | 616.949079 | 205.649693 | 52.482 | 0.0000 |
| erro | 296 | 1159.877126 | 3.918504 | | |
| Total corrigido | 449 | 10556.785818 | | | |
| CV (%) = | 16.63 | | | | |
| Média geral: | 11.9037847 | Número de observações: | 450 | | |

Anexo 3B. Tabela análise de variância do peso de mil grãos em genótipos de milho.

| FV | GL | SQ | QM | Fc | Pr>Fc |
|-----------------|-------------|------------------------|------------|-------|--------|
| GENOTIPO | 74 | 64200.062222 | 867.568408 | 1.917 | 0.0004 |
| Erro | 150 | 67901.333333 | 452.675556 | | |
| Total corrigido | 224 | 132101.395556 | | | |
| CV (%) = | 10.70 | | | | |
| Média geral: | 198.9155556 | Número de observações: | 225 | | |

Anexo 4B. Tabela análise de variância da incidência de *Fusarium* em genótipos de milho.

| FV | GL | SQ | QM | Fc | Pr>Fc |
|-----------------|------------|------------------------|-----------|-------|--------|
| GENOTIPO | 74 | 4673.315556 | 63.152913 | 1.082 | 0.3393 |
| erro | 150 | 8757.333333 | 58.382222 | | |
| Total corrigido | 224 | 13430.648889 | | | |
| CV (%) = | 7.85 | | | | |
| Média geral: | 97.3422222 | Número de observações: | 225 | | |

Anexo 5B. Tabela análise de variância da incidência de *Penicillium* em genótipos de milho.

| EV | GL | SQ | QM | Fc | Pr>Fc |
|-----------------|-----------|------------------------|------------|-------|--------|
| GENOTIPO | 74 | 10986.515556 | 148.466426 | 0.810 | 0.8436 |
| erro | 150 | 27486.000000 | 183.240000 | | |
| Total corrigido | 224 | 38472.515556 | | | |
| CV (%) = | 43.49 | | | | |
| Média geral: | 31.124444 | Número de observações: | 225 | | |