

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

**SAZONALIDADE DE OCORRÊNCIA DE MOFO CINZENTO, OÍDIO E MANCHAS
BACTERIANAS FOLIARES EM DOIS VIVEIROS DE PRODUÇÃO DE MUDAS
CLONAIS DE EUCALIPTO.**

JULIANA DE LIMA GONÇALVES

Dissertação apresentada à Faculdade de
Ciências Agronômicas da UNESP – Campus
de Botucatu, para obtenção do título de
Mestre em Ciência Florestal.

BOTUCATU – SP

Abril - 2014

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

**SAZONALIDADE DE OCORRÊNCIA DE MOFO CINZENTO, OIDIO E MANCHAS
BACTERIANAS FOLIARES EM DOIS VIVEIROS DE PRODUÇÃO DE MUDAS
CLONAIIS DE EUCALIPTO.**

JULIANA DE LIMA GONÇALVES

Orientador: Prof. Dr. Edson Luiz Furtado

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências Agronômicas da UNESP – Campus de Botucatu, para obtenção do título de Mestre em Ciência Florestal.

BOTUCATU – SP

Abril – 2014

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

G635s Gonçalves, Juliana de Lima, 1984-
Sazonalidade de ocorrência de mofo cinzento, oídio e manchas bacterianas foliares em dois viveiros de produção de mudas clonais de eucalipto / Juliana de Lima Gonçalves.
- Botucatu : [s.n.], 2014
viii, 41 f., il., color., grafs., tabs.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2014
Orientador: Edson Luiz Furtado
Inclui bibliografia

1. Eucalipto. 2. Viveiros de mudas. 3. Manejo florestal. 4. Patógeno de solo - Controle. 5. Oídio. I. Furtado, Edson Luiz. II. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (Campus de Botucatu). Faculdade de Ciências Agrônômicas de Botucatu. III. Título.

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”

FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS

CAMPUS DE BOTUCATU

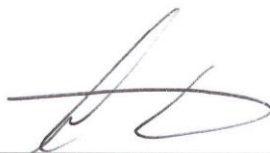
CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

**TÍTULO: SAZONALIDADE DA OCORRÊNCIA DE MOFO CINZENTO, OÍDIO E
MANCHAS BACTERIANAS FOLIARES EM DOIS VIVEIROS DE
PRODUÇÃO DE MUDAS CLONAIS DE EUCALIPTO**

ALUNA: JULIANA DE LIMA GONÇALVES

ORIENTADOR: PROF. DR. EDSON LUIZ FURTADO

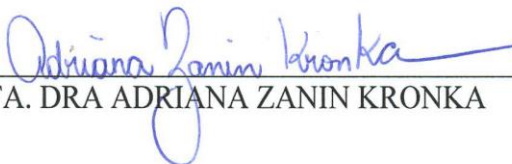
Aprovado pela Comissão Examinadora



PROF. DR. EDSON LUIZ FURTADO



PROF. DR. JOSÉ EDUARDO PETRILLI MENDES



PROFA. DRA ADRIANA ZANIN KRONKA

Data da Realização: 15 de abril de 2014.

AGRADEÇO

À Deus por me guiar pelo caminho certo. Aos meus pais Ana Maria de Lima Gonçalves e José Luís Gonçalves, que muito fizeram por mim durante toda minha trajetória acadêmica, e pelo amor incondicional. Ao Felipe Quartucci pelo apoio e por não me deixar desistir quando tudo ficava confuso. A minha amiga Karina Goulart Tumura, por ter me ajudado e me representado quando não podia estar em Botucatu, sou eternamente grata a ti. Ao Prof. Dr. Edson Luiz Furtado pela confiança dada e pela orientação.

Obrigada a todos!

“Apesar dos nossos defeitos, precisamos enxergar que somos pérolas únicas no teatro da vida e entender que não existem pessoas de sucesso ou pessoas fracassadas. O que existe são pessoas que lutam pelos seus sonhos ou desistem deles.”

Augusto Cury

Sumário

LISTA DE FIGURAS.....	VII
LISTAS DE TABELAS.....	VIII
RESUMO	1
ABSTRACT	2
1. INTRODUÇÃO	3
2. REVISÃO DE LITERATURA	5
2.1. O gênero eucalipto: importância econômica.....	5
2.2. Propagação vegetativa	6
2.3. Qualidade na produção de mudas florestais	8
2.4. Manejo Integrado de Doenças (MID).....	9
2.5. Mofo cinzento (Botrytis cinerea)	10
2.6. Oídio (Oidium eucalypti)	12
2.7. Mancha foliar bacteriana	14
3. MATERIAL E MÉTODOS	16
3.1. Caracterização da área de estudo.....	16
3.2. Estrutura dos viveiros.....	17
3.3. Levantamento dos dados	18
3.4. Processamento dos dados	19
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	20
4.1. Análises estatísticas.....	20
4.2. Sazonalidade das doenças nos viveiros.....	22
4.2.1. Mofo-Cinzento.....	22
4.2.2. Manchas bacterianas foliares.....	23
4.2.3. Oídio	25
4.3. Distribuição das doenças por etapas do processo produtivo	27
4.3.1. Mofo-Cinzento.....	28
4.3.2. Manchas Foliares Bacterianas.....	30
4.3.3. Oídio	31
4.4. Operacionalização	32
5. CONCLUSÃO	34
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	35
ANEXOS	41

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Modelo da planilha de coleta de dados.....	19
Figura 2 - Análise dos surtos de mofo cinzento no viveiro de Capão Bonito, referentes a 2010 (A), 2011(B) e 2012 (C).....	22
Figura 3 - Análise dos surtos mofo cinzento no viveiro de Jacareí, referentes a 2010 (A), 2011 (B) e 2012 (C).	23
Figura 4 - Análise dos surtos de mancha bacteriana foliares no viveiro de Capão Bonito, referentes a 2010 (A), 2011(B) e 2012 (C).	24
Figura 5 - Análise dos surtos de mancha bacteriana foliares no viveiro de Jacareí, referentes a 2010 (A), 2011(B) e 2012 (C).	25
Figura 6 - Análise dos surtos de oídio no viveiro de Capão Bonito, referentes a 2010 (A), 2011(B) e 2012 (C).	26
Figura 7 - Análise dos surtos de oídio no viveiro de Jacareí, referentes a 2010 (A), 2011(B) e 2012 (C).	27
Figura 8 - Distribuição das doenças no Viveiro de Capão Bonito – SP.....	28
Figura 9 - Distribuição das doenças no Viveiro de Jacareí – SP.	28
Figura 10 - Distribuição de mofo cinzento por fase produtiva no viveiro de Capão Bonito – SP, de acordo com registros de ocorrências de intervenções químicas.....	29
Figura 11 - Distribuição de mofo cinzento por fase produtiva no viveiro de Jacareí – SP, de acordo com registros de ocorrências de intervenções químicas.	29
Figura 12 - Distribuição de Manchas Foliares Bacterianas por fase produtiva no viveiro de Capão Bonito – SP, de acordo com registros de ocorrências de intervenções químicas.	30
Figura 13 - Distribuição de Manchas Foliares Bacterianas por fase produtiva no viveiro de Jacareí – SP, de acordo com registros de ocorrências de intervenções químicas.	31
Figura 14 - Distribuição de oídio por fase produtiva no viveiro de Capão Bonito – SP, de acordo com registros de ocorrências de intervenções químicas.....	32
Figura 15 - Distribuição de oídio por fase produtiva no viveiro de Jacareí – SP, de acordo com registros de ocorrências de intervenções químicas.....	32
Figura 16 – Fluxograma de operacionalização da coleta de dados nos viveiro.....	33

LISTAS DE TABELAS

Tabela 1 - Estudo de correlação dos patógenos com fatores climáticos para a região de Capão Bonito.....	21
Tabela 2 - Estudo de correlação dos patógenos com fatores climáticos para região Jacareí – SP.....	21

RESUMO

As ocorrências de doenças podem comprometer a produção de mudas de eucalipto em qualquer uma de suas fases, assim como o seu estabelecimento e a produtividade florestal. Sendo assim, seu manejo constitui uma das principais preocupações do processo produtivo de mudas de eucalipto e do seu controle de qualidade. De forma geral, os viveiros florestais empregam sistemas de monitoramento, a fim de subsidiar a decisão de realizar o controle de doenças. Todavia, ainda não existe um sistema padronizado e tampouco, um procedimento totalmente integrado na rotina dos profissionais de produção de mudas, que permita prever a época da ocorrência da doença. Sendo assim, o objetivo deste trabalho foi desenvolver um sistema de coleta de dados, utilizando parâmetros climáticos anuais e variáveis simples, a fim de se ter um estudo de sazonalidade para mofo cinzento, manchas bacterianas foliares e oídio, para subsidiar a tomada de decisão das intervenções químicas e facilitar o gerenciamento do manejo de mudas. Para tal, foram monitoradas todas as etapas produtivas de dois viveiros de produção de mudas localizados no Estado de São Paulo: Capão Bonito e Jacareí. Tais etapas englobam a produção de miniestacas em minijardim clonal, enraizamento em casa de vegetação, aclimatação, crescimento e rustificação das mudas. Para determinar a sazonalidade dos patógenos nos viveiros, foi necessária a padronização das coletas de dados e a confecção de uma planilha. Para isso, ficaram definidas as seguintes variáveis a serem coletadas a cada intervenção química: nome do profissional, data, horário, patógeno, severidade, local, produto, dose, temperatura e precipitação. Os dados de série temporal foram digitados em planilhas eletrônicas do Microsoft Excel®, processados por tabelas dinâmicas, e analisados estatisticamente pelo software estatístico Minitab 16®, que gerou as correlações entre a influência dos fatores climáticos em cada uma das doenças citadas. A planilha de coleta de dados mostrou ser bastante útil e o estudo de sazonalidade poderá ser base para a previsão das ocorrências de doenças nos viveiros. Apesar das análises estatísticas não terem demonstrado correlação para todas as variáveis climáticas analisadas, os gráficos de sazonalidade corroboram com a literatura, podendo-se antecipar as medidas profiláticas e reduzir o risco perdas de produtividade devido ao ataque de patógenos.

Palavras chave: viveiro, eucalipto, monitoramento, manejo, sazonalidade.

SEASONAL OCURENCE OF GRAY MOULD, POWDERY MILDEW AND BACTERIAL LEAF SPOT IN TWO PRODUCTION NURSERIES OF EUCALYPTUS CLONAL SEEDLINGS. Botucatu. 2014. 41p. Dissertação (Mestrado em Ciência Florestal)

– Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista.

Author: Juliana de Lima Gonçalves

Adviser: Edson Luiz Furtado

ABSTRACT

Occurrences of diseases can compromise the production of eucalyptus seedlings in any of its phases, as well as its establishment and forest productivity. Thus, their management is a major concern of the production process of eucalyptus seedlings and their quality control. In general, forest nurseries employ monitoring systems in order to support the decision of performing diseases control. However, there is still no standardized system nor a procedure fully integrated into the routine of seedling production professionals, which allows predicting the time of occurrence of the disease. Therefore, the aim of this study was to develop a system of data collection, by utilizing annual climatic parameters and simple variables, in order to have a study of seasonality to grey mold, bacterial leaf spots and powdery mildew, to support the decision making of chemical interventions and facilitate seedlings management. To do that, we monitored all production stages of two seedling production nurseries in the State of São Paulo: Capão Bonito and Jacareí. Such steps include the production of cuttings for clonal mini garden, rooting in the greenhouse, acclimation, growth and hardening of seedlings. To determine the seasonality of pathogens in the nurseries, it was necessary the standardization of the data collection and the preparation of a spreadsheet. To do so, it was set the following variables to be collected in each chemical intervention: name of the professional, date, time, pathogen, severity, location, product, dose, temperature and precipitation. The time series data were entered into Microsoft Excel® spreadsheets, processed by Pivot Tables and statistically analyzed by Minitab 16® statistical software, which generated the correlations between the influence of climatic factors on each of the mentioned diseases. The data collection worksheet proved to be very useful and the study of seasonality may be a basis for forecasting the occurrence of diseases in nurseries. Despite the statistical analysis have not shown a correlation for all climatic variables analyzed, seasonality charts corroborate the literature, being able to anticipate prophylactic measures and reduce the risk of loss of productivity due to pathogen attack.

Keywords: nursery, eucalyptus, monitoring, management, seasonality.

1. INTRODUÇÃO

Hoje, as florestas plantadas de eucalipto cobrem 4,8 milhões de hectares no Brasil segundo dados da Associação Brasileira de Produtores de Florestas Plantadas (ABRAF). Desse total, 1,8 milhão é cultivado pela indústria de celulose e papel, o que corresponde a 81,2% das florestas plantadas desse setor. (BRACELPA, 2014).

Graças aos avanços no manejo florestal, a indústria brasileira de celulose e papel tornou-se mundialmente competitiva, colocando o Brasil entre os principais produtores. O setor florestal brasileiro é um dos mais desenvolvidos e competitivos do mundo. O País detém uma parcela significativa dos plantios globais: 7,0 milhões de hectares, de acordo com a Associação Brasileira de Produtores de Florestas Plantadas (ABRAF). Cerca de um terço dessa área – 2,2 milhões de hectares – corresponde às florestas para celulose e papel. (BRACELPA, 2014).

A partir disso, faz-se necessário controlar todos os aspectos que possam interferir no desenvolvimento de sua biomassa, sejam eles bióticos ou abióticos desde o viveiro até sua fase final de crescimento em campo.

O aspecto fitossanitário constitui uma das características mais importantes, assim como um dos fatores mais preocupantes na fase de formação da muda, tanto naquelas produzidas por sementes, como por estaquia. Doenças podem comprometer a produção, em todas as suas fases, assim como, o estabelecimento e desenvolvimento das mudas no campo. As principais doenças ocorridas em viveiro são: tombamento de mudas ou “damping-off”,

podridão de estacas, manchas foliares de origem fúngica e/ou bacteriana, mofo cinzento, oídio e ferrugem (FURTADO *et al.*, 2001).

Viveiros florestais estão sujeitos à ação de organismos fitopatogênicos devido a sua estrutura, onde há água em abundância, além de altas condições de umidade relativa do ar, temperatura, substrato, tecido vegetal tenro, proximidade das mudas e o cultivo contínuo da mesma espécie são fatores que predisõem o aparecimento e favorecem o desenvolvimento de doenças neste ambiente (HOPPE & BRUN, 2004).

O manejo integrado de doenças (MID) consiste na adoção de práticas que resultem na prevenção, eliminação das fontes de inóculo e na redução das condições favoráveis à incidência e ao desenvolvimento de doenças. As medidas de controle, quando aplicadas de forma integrada, apresentam maior eficiência e reduzem as necessidades emergenciais de aplicação de produtos químicos. A fim de identificar possíveis surtos de uma determinada doença e minimizar as perdas no viveiro, é fundamental efetuar monitoramentos sistemáticos.

O emprego de sistemas de previsão tem se destacado como uma alternativa para otimizar o uso de produtos químicos, uma vez que auxiliam o processo de tomada de decisão, indicando períodos de condições favoráveis ao desenvolvimento das doenças, e determinando o momento adequado para as aplicações de fungicidas. Dentre as vantagens do uso de sistemas de previsão pode-se citar: maior lucro ao produtor, decréscimo do risco de ocorrência de epidemias, redução do número de pulverizações e menor dano ao homem e ao meio ambiente (BERGAMIN FILHO & AMORIM, 2011).

O presente trabalho teve como objetivo desenvolver um sistema de coleta de dados, utilizando-se parâmetros climáticos anuais e variáveis simples, a fim de se ter um estudo de sazonalidade para mofo cinzento, manchas bacterianas foliares e oídio, para subsidiar a tomada de decisão das intervenções químicas e facilitar o gerenciamento do manejo de mudas.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. O gênero eucalipto: importância econômica

A cultura do eucalipto é originária da Austrália, é considerada uma espécie de rápido crescimento. Entretanto a formação de povoamentos florestais para fins econômicos originou-se no Brasil, no início deste século, com a introdução do gênero *Eucalyptus*, na região de Rio Claro - S.P., pela Companhia Paulista de Estrada de Ferro, visando à produção de dormentes (Silva, 1994).

As florestas australianas são dominadas por eucaliptos, onde mais de 720 espécies são reconhecidas, das quais aproximadamente uma centena é usada em produtos da madeira (WAUGH, 1998).

O eucalipto pertence à Divisão Angiospermae, Classe Dicotyledonea, Ordem Myrtales, Família Myrtaceae e gênero *Eucalyptus* com muitas espécies, subespécies e alguns híbridos naturais, sendo também notórias as variedades fenotípicas intra-específicas decorrentes de condições ambientais ou da hibridação (BERTOLUCCI *et al.*, 1995; FOELKEL, 2007).

No Brasil, o eucalipto tem sido extensivamente utilizado em plantios florestais, por diversas razões: pela grande plasticidade do gênero, devido à diversidade de espécies adaptadas a diferentes condições de clima e solo; pela elevada produção de sementes e facilidade de propagação vegetativa; pelas características silviculturais desejáveis, como

rápido crescimento e produtividade; em função do melhoramento genético e pela adequação aos mais diferentes usos industriais, com ampla aceitação no mercado (SILVA, 2005).

Dentre as principais espécies utilizadas, *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden e seus híbridos interespecíficos, principalmente com a espécie *E. urophylla* continuam sendo as mais importantes, tendo em vista sua utilização intensiva e crescente nos segmentos industriais e, mais recentemente, para produção de madeira serrada (GOMIDE & COLODETTE, 2007).

2.2. Propagação vegetativa

Os reflorestamentos clonais comerciais tiveram início na República Popular do Congo, em 1975, por intermédio do plantio de 3.000 ha de florestas de *Eucalyptus*, e no Brasil, a clonagem do eucalipto se iniciou a partir da década de 70, dadas às restrições de ordem produtivas apresentadas por florestas originadas via sementes em determinadas áreas (HIGASHI et al., 2000).

No Brasil, a produção comercial de mudas de eucalipto na maioria das empresas florestais é realizada em sua quase totalidade por meio de propagação vegetativa, permitindo uma melhoria na qualidade e na produtividade das florestas, garantindo vantagens como uniformidade, melhor adaptação dos clones às condições locais e aumento na produtividade (XAVIER E COMÉRIO, 1996).

A propagação vegetativa é utilizada para obter ganhos genéticos de maneira mais rápida, pois essa técnica conserva características da planta mãe. Mas, deve-se ressaltar que, mesmo em floresta de origem de propagação vegetativa, podem ocorrer diferenças entre um mesmo clone devido às diferenciações ocorridas durante a fase de propagação do material. Existem diversos métodos, podendo-se citar a macro e a micropropagação, para a propagação vegetativa de plantas jovens ou adultas e, para todos os métodos, deve-se trabalhar com condições de umidade e temperatura controlada e meios propícios para cada sistema (SILVA, 2013).

O método de macropropagação é baseado nos métodos convencionais de estaquia e enxertia. A estaquia é o processo de enraizamento de estacas obtidas de material selecionado. Essa é a metodologia mais utilizada nas grandes empresas florestais que obtêm as estacas nos minijardins clonais e a enxertia é o processo de inserção da parte superior de uma planta em outra, através da implantação do ramo, gema ou borbulha da planta a ser multiplicada (cavaleiro) sobre o porta-enxerto (cavalo) (ALFENAS et al., 2009).

Já a micropropagação baseia-se em técnicas de cultura de tecidos e é feita a partir de calos, órgãos, células e protoplastos. A cultura de tecidos consiste em cultivar segmentos da

planta em tubos de ensaio que contenham soluções nutritivas e hormônios na dosagem adequada para o desenvolvimento. Após o término da fase de desenvolvimento em tubos de ensaio, as plantas passarão por aclimatização e posteriormente serão levadas ao campo. Nesse sistema, é possível obter com rapidez a produção de um grande número de mudas idênticas.

A maior dificuldade da propagação vegetativa de plantas adultas é o enraizamento, sendo necessário trabalhar com material fisiologicamente juvenil ou rejuvenescido. As técnicas de rejuvenescimento podem ser realizadas através da poda drástica, aplicações de citocininas, propagação seriada via enxertia, propagação seriada via estaquia e micropropagação. Outros fatores também são importantes para o enraizamento, entre eles a nebulização (prevenindo o estresse hídrico), o estado nutricional, a utilização de hormônios (para eucaliptos são utilizados o AIB e o ANA) e condições adequadas de desenvolvimento. Para a propagação vegetativa de eucalipto adulto é recomendada, para facilitar o processo, a utilização dos brotos epicórmicos originários da base das árvores (SILVA, 2013).

Dentre as técnicas usadas na propagação vegetativa está a miniestaquia, que surgiu devido às limitações da microestaquia utilizada para obtenção de material rejuvenescido em laboratório de micropropagação, tanto no que tange aos aspectos técnicos, estruturais e operacionais, quanto ao custo dessa produção (XAVIER & WENDLING, 1998). Em 1996, um grupo de pesquisadores do IPEF/ESALQ-USP, iniciou estudos com mudas originárias da macropropagação, utilizando sistema hidropônico fechado. Diversos sistemas hidropônicos foram testados. Ao final, recebeu o nome de minijardim clonal (HIGASHI *et al.*, 2000), onde seu estabelecimento em canteiros suspensos, quando comparado ao de campo, possibilitou reduções significativas nos custos de implantação e manutenção e menor risco de ocorrência de doenças (FERREIRA *et al.*, 2004).

As principais vantagens do jardim clonal no viveiro são: o menor envolvimento de mão-de-obra; eliminação do jardim clonal de campo, disponibilizando a área para plantios comerciais; diminuição dos investimentos em casa de vegetação, devido à maior rapidez de enraizamento; e controle mais efetivo de pragas, doenças, fertilização e irrigação, melhorando a qualidade das estacas e mudas. Dentre as desvantagens estão: a maior suscetibilidade dos jardins clonais às variações ambientais; a necessidade de mão-de-obra qualificada; o maior controle sobre as atividades de manejo, e planejamento dos clones para o processo de microestaquia (HIGASHI *et al.*, 2000; SILVA, 2001; TINTON *et al.*, 2003), sendo estes últimos podendo ser considerados também como vantagens.

2.3. Qualidade na produção de mudas florestais

O sucesso de implantação de uma floresta de alta produtividade é totalmente dependente da qualidade das mudas que ali foram plantadas que além de resistir a diversas intempéries, terão que apresentar alta taxa de sobrevivência em campo. Essa qualidade pode ser expressa através de diversos parâmetros quantitativos e qualitativos, sendo os seguintes descritos: altura (variando entre 15 e 30 centímetros) e diâmetro de colo (acima de 2 milímetros). Para avaliações qualitativas, o sistema radicular deve ser bem desenvolvido e agregado com presença de raízes novas (brancas), a haste deve ser rígida, com no mínimo três pares de folhas nas ramificações, e no aspecto nutricional, não pode apresentar sintomas de deficiência (GOMES et al., 1996). Além disso, deve possuir constituição genética esperada para o plantio, ser bem formada, com todas as características desejáveis para a espécie, ser sadia, livre de pragas e doenças, danos mecânicos ou físicos, de fácil transporte e manuseio (MINAMI, 1995).

Todavia, a definição de qualidade de mudas não é absoluta, sendo que alguns fatores como a espécie, o lugar que se realiza o plantio e a época de plantio influenciam diretamente nos resultados do desenvolvimento da muda. Uma muda considerada de boa qualidade para determinada região pode não ser apropriada para outra região (RUBIRA & BUENO, 1996). Já para Alfenas et al. (2009), para que uma muda seja de qualidade, deve apresentar bons resultados experimentais de acordo com cada material genético.

De acordo com Stape *et al.* (2001) e Lopes (2004), a qualidade da muda é definida em função da condução adotada no viveiro, porém o plantio no campo deve assegurar as condições para que a muda se desenvolva adequadamente.

Outro aspecto igualmente importante na qualidade de mudas é o fitossanitário, tendo em vista a ocorrência de agentes causais de doenças ao longo de todas as etapas do processo produtivo de mudas florestais, comprometendo o sucesso do plantio.

Um viveiro de produção de mudas possui diversas características que, em conjunto, auxiliam o surgimento e o desenvolvimento destes agentes causais. Para a prevenção dessas doenças, é de extrema importância que haja controle dos fatores que favoreçam a disseminação de microrganismos, como, por exemplo: o grande volume de água disponível através da irrigação, umidade relativa do ar, substrato não esterilizado, adensamento das mudas nas bandejas, dentre outros fatores (GRIGOLETTI JUNIOR et al., 2001).

Pode-se citar, como as principais doenças ocorridas em viveiros clonais de *Eucalyptus* spp., as doenças de origem fúngica: *Rhizoctonia solani*, *Botrytis cinerea* (mofo cinzento), *Cylindrocladium* spp., *Puccinia psidii* (ferrugem), *Oidium eucalypti* (oídio) e as doenças

causadas por bactérias: a manchas foliares causadas por *Xanthomonas* spp. e *Pseudomonas* spp. e a murcha vascular bacteriana causada por *Ralstonia solanacearum* (ALFENAS et al., 2009).

2.4. Manejo Integrado de Doenças (MID)

A história do manejo integrado inicia-se com as pragas a partir da década de 30, onde, por quatro décadas, objetivou-se erradicar insetos-praga e patógenos. Nessa época, o sentido de erradicação era eliminar completamente o agente nocivo (inseto-praga e/ou patógeno), diferindo do conceito mais atual, que consiste na redução da população inicial e manutenção desta população em equilíbrio visando uma convivência harmônica entre agentes causadores de moléstias com as plantas e o meio ambiente (ZAMBOLIM & JUNQUEIRA, 2013).

O conceito integrado de controle de pragas surgiu nas décadas de 50/60 e teve como característica marcante a aplicação com amplitude das táticas de controle dos agentes nocivos. De acordo com a definição adotada pela FAO, em 1968, o controle integrado é um sistema de manejo de organismos nocivos que utiliza todas as técnicas e métodos apropriados da maneira mais compatível possível para manter as populações de organismos nocivos em níveis abaixo daqueles que causam injúria econômica. A partir disso, surgiu o conceito de manejo integrado de pragas e também de sua pedra fundamental, o limiar de dano econômico (LDE), que é definido como o nível de ataque do organismo nocivo no qual o benefício do controle se iguala ao seu custo (MUMFORD & NORTON, 1984).

O termo manejo integrado de doenças (MID) é específico da área fitopatológica, onde o termo manejo implica no uso de todas as ferramentas disponíveis dentro de um programa unificado, de modo a manter as populações de organismos nocivos abaixo do limiar de dano econômico e a minimizar os efeitos colaterais deletérios ao meio ambiente (NAS, 1969).

Todavia, mesmo sendo a pedra fundamental do conceito que originou o MID, o LDE raramente consegue ser estimado no que tange ao controle de doenças e também nem sempre há relação entre intensidade de doença e dano (LOPES et al., 1994). Na Fitopatologia, o dano é entendido como uma redução na produção, ou na qualidade, sendo sua determinação imprescindível, porém trabalhosa.

Além da impossibilidade prática de se quantificar patógenos, é sabido que somente a presença de propágulos no solo ou no ar não é suficiente para desencadear a doença. Para contornar esse problema, alguns programas de MIP utilizam o LDE expresso em severidade de doença (injúria), não fazendo muito sentido, pois nessa situação, parte do dano já ocorreu e não poderá ser evitado, mesmo utilizando-se um pesticida adequado. O problema reside no

ponto em que não se pode definir um LDE, bem como um limiar de ação, expresso por algum parâmetro populacional do patógeno, antes da ocorrência da injúria, como fazem os entomologistas (BERGAMIN FILHO & AMORIM, 1996).

De acordo com Zambolim (1994), o manejo integrado, consiste na implementação de métodos de controle que utilizem harmonicamente, os processos químicos, físicos, biológicos e culturais, de forma planejada em benefício da produtividade, proteção ambiental e segurança/ergonomia das pessoas envolvidas nas atividades, de maneira econômica, eficiente e social. O sistema de manejo integrado de doenças considera os seguintes componentes: ambiente, patógeno e hospedeiro, que devem ser monitorados para que a importância de uma dada doença seja determinada durante as diferentes fases do plantio.

Na prática, o MID envolve três ações principais: determinar como o ciclo vital do patógeno deve ser modificado; aliar o conhecimento biológico com a tecnologia disponível para alcançar a modificação (ou modificações) necessária(s) e; desenvolver métodos de controle adaptados às tecnologias disponíveis e compatíveis com aspectos ecológicos e socioeconômicos (BERGAMIN FILHO & AMORIM, 2011). Utilizando o MID, procura-se evitar a “síndrome do pesticida”, descrita por Doult & Smith (1971) como um sistema fechado, onde a falha de um controle químico é suprimida pela intensificação do controle químico. Nesse mesmo contexto, existe também a “síndrome da resistência”, enunciada por Zadocks & Schein (1979), onde a vulnerabilidade genética às doenças é combatida com genes de resistência que, por consequência, aumentarão a vulnerabilidade genética às doenças.

Como dito anteriormente, para se utilizar o manejo integrado em viveiros são necessárias informações sobre as doenças que ocorrem no mesmo, características dos patógenos, eficiência dos métodos de controle, conhecimento dos inimigos naturais, métodos de amostragem e conhecimento do nível de dano econômico. Além disso, é importante um programa de monitoramento, visando reconhecer e acompanhar tais patógenos (ZAMBOLIM, 1994).

2.5. Mofo cinzento (*Botrytis cinerea*)

O agente causal é o fungo *Botrytis cinerea*, um patógeno facultativo que vive saprofiticamente no solo e sobrevive na forma de escleródios ou micélio dormente. Sua disseminação dá-se principalmente pelo transporte dos conídios pelo vento e por insetos (KRUGNER & AUER, 2005; FURTADO et al., 2001). Trata-se doença mais comum e mais amplamente distribuída em culturas agrícolas, ornamentais e frutíferas pelo mundo (AGRIOS,

2005). A fase sexuada, *Botryotinia fuckeliana* (de Bary) Whetzel (= *Sclerotinia fuckeliana* (de Bary) Fuckel), ainda não foi relatada em eucaliptos no Brasil (ALFENAS et al., 2009).

De acordo com Krugner & Auer (2005), esta doença ocorre principalmente no Sul e Sudeste do Brasil, em viveiros e em casas de vegetação. Os ataques mais severos surgem em canteiros ou bancadas com alta densidade de mudas e sob condições de alta umidade e temperaturas amenas.

As condições favoráveis para o desenvolvimento de *B. cinerea* são condições precárias de higiene e manejo no viveiro, temperaturas entre 15 e 25° C, dias curtos e nublados com alta umidade (> 90 %) e baixa luminosidade. Sua penetração ocorre direta ou indiretamente nos tecidos do hospedeiro, não havendo necessidade de ferimentos, porém as epidemias são mais severas quando o material está fisiologicamente debilitado e/ou com ferimentos (ALFENAS et al., 2009).

O patógeno, uma vez no interior da casa de vegetação, sob alta umidade e em épocas de inverno, inicia o seu processo de colonização nas folhas mais inferiores da muda, que estão em contato com o substrato, dando a elas aspecto encharcado e uma coloração enegrecida. A partir daí, passam a se disseminar para as mudas próximas, por meio das folhas basais, levando o patógeno desta fase para as subseqüentes da produção de mudas, causando grandes perdas (FURTADO et al., 2001).

O ataque intenso desse patógeno causa a morte de mudas em reboleiras ou distribuídas aleatoriamente nos canteiros com abundante esporulação de coloração cinza sobre as estacas, miniestacas ou microestacas mortas, folhas e brotações infectadas (ALFENAS et al., 2009).

A doença manifesta-se também nas fases de desenvolvimento e rustificação das mudas, na forma de anelamento da haste, na altura do terço inferior até a metade da muda, criando um sintoma denominado de “canela-preta”, cuja haste atingida fica quebradiça, levando a grandes perdas de mudas no viveiro e no campo. Quando as equipes de viveiro e campo não estão devidamente treinadas para conhecer essa doença e eliminar as mudas doentes, estas vão para campo e morrem, o que leva à necessidade do replantio (FURTADO et al., 2001).

Na literatura são encontrados diversos fungicidas recomendados para o controle do mofo cinzento em eucalipto: iprodione e mancozeb (REYNA & ROMERO, 2001); vinclozolin, epoxyconazole, triadimenol, tebuconazole, epoxyconazole + pyraclostrobin, captan, thiram, iprodione (ALFENAS et al., 2009); captan, dicloran ou chlorothalonil (FERREIRA & MILANI, 2002).

O controle químico do mofo cinzento não é eficiente sem estar associado a um programa integrado de controle. Muitas vezes o uso contínuo de um mesmo fungicida pode desenvolver resistência do patógeno. Para evitar isso, o uso alternado de diferentes produtos é recomendável (Brown & Ferreira 2000).

Forcelini (1994) e Goulart (1995) citam os triazoles (difenoconazol) e os imidazoles (prochloraz) como parte do grupo de “Fungicidas Inibidores da biossíntese do Ergosterol”, mostrando uma atividade curativa e preventiva controlando um grande número de doenças fúngicas em doses relativamente baixas e sem apresentar fitotoxidez.

Para Valdebenito-Sanhueza et al. (1996), os produtos recomendados no Brasil para o controle de *B. cinerea* em videira são: vinclozolina, iprodione, e tiofanato metílico. O fungicida pyrimethanil foi eficiente no controle do mofo das flores (*B. cinerea*) (MIRANDA et al., 2001).

Como medidas profiláticas e alternativas ao controle químico, podem ser citadas: o uso de material, substrato e água de irrigação livres de patógenos; uso de substratos com boa drenagem; uso de canteiros suspensos; desinfecção dos instrumentos de corte do viveiro; evitar sombreamento excessivo das mudas; realizar o raleio das plântulas o mais cedo possível; selecionar e descartar plantas doentes e/ou mortas; retirar recipientes sem mudas e com mudas mortas e de folhas caídas e senescentes; realizar uma adubação adequada e também fazer uso de um sistema adequado de irrigação (AUER et al., 2003).

2.6. Oídio (*Oidium eucalypti*)

Diversas espécies, inclusive o eucalipto, têm sido atacadas por *Oidium* spp., tanto em viveiros como no campo (SANTOS et al., 2001). Oídio é facilmente reconhecido por formar colônias esbranquiçadas de aspecto pulverulento sobre a superfície de partes aéreas de plantas vivas (STADNIK & RIVERA, 2001).

Os oídios disseminam-se através do vento, respingos de chuvas e no contato entre plantas infectadas. Atacam folhas e brotos jovens, causando enrugamentos, deformações do limbo e superbrotção das plantas, podendo acarretar a morte de até 50% das mudas (MUCCI et al., 1980; FERREIRA, 1997; FURTADO et al., 2001).

Patógenos causadores de oídio são parasitas biotróficos obrigatórios de plantas, que para a obtenção de nutrientes, formam haustórios no interior das células sem, no entanto, matá-las. Somente a rede micelial cresce sobre a superfície foliar em forma de colônias. Cada colônia forma numerosos haustórios que retiram nutrientes das células epidérmicas e

mesofílicas, garantindo a produção de conidióforos e conídios (STADNIK & RIVERA, 2001).

Quanto à germinação, o ciclo assexuado se inicia quando um conídio é depositado sobre uma superfície apropriada da planta. A germinação conidial é favorecida por condições de alta umidade relativa, porém, a água livre causa a perda da viabilidade dos conídios. Durante a germinação, o conídio forma um tubo germinativo primário curto dentro de uma ou duas horas e este tem a função de fixar o conídio na superfície foliar (CARVER, 1988; STADNIK & RIVERA, 2001). O grampo de penetração, que é formado na face inferior do apressório, é a estrutura pela qual o patógeno consegue penetrar na célula epidérmica do hospedeiro. Na célula penetrada, forma-se um agregado citoplasmático contendo calose, polifenóis, lipídeos e proteína, incluindo enzimas hidrolíticas, mas não suberina, lignina ou pectina (KUNOH et al., 1985, 1996; TAKAHASHI et al., 1985; CARVER et al., 1995). Finalmente, as folhas atacadas amarelecem e caem, causando grande desfolha (MASSOLA JUNIOR & BEDENDO, 2005). O patógeno retira os nutrientes do hospedeiro, reduz sua fotossíntese, aumenta sua respiração e transpiração, resultando na redução do desenvolvimento e produtividade da planta (AGRIOS, 2005). A disseminação desse fungo e sua severidade são altamente influenciadas pela radiação, temperatura, precipitação, evapotranspiração, condensação de água, umidade relativa e pelo vento (AUST & HOYNINGEN-HUENE, 1986).

Apesar da eficiência dos fungicidas, existem diversos problemas relacionados com a seleção de linhagens resistentes do patógeno e com a contaminação ambiental e do aplicador (BETTIOL, 2004). Não há produtos registrados para o controle do oídio em eucalipto. Soma-se a esse fato, a existência de novos princípios ativos que não foram testados para essa cultura (BIZI et al., 2005).

Os fungicidas do grupo dos triazóis associados ou não a estrubirulinas são eficientes, porém, não estão registrados para o oídio do eucalipto. Já foi demonstrada a eficiência do leite cru, de bovinos, em pulverizações semanais, numa concentração que varia de 10 a 20% (BIZI et al., 2005).

2.7. Mancha foliar bacteriana

Os primeiros registros de manchas foliares de origem bacteriana no Brasil ocorreram na metade da década de 90, quando *Pseudomonas cichorii* e *Xanthomonas campestris* (REIS et al., 1996) foram registradas em mudas de *Eucalyptus* spp. em viveiros do Estado de São Paulo.

Em 1998, na cidade de Itapetininga – SP, foram coletadas folhas de *E. grandis* de idade inferior a um ano com anasarca, de etiologia desconhecida. Em laboratório, foram realizados testes de exsudação em gota, a partir de fragmentos das folhas e observou-se saída de pus bacteriano. Em estudos preliminares sobre o agente causal da doença em plantas de eucalipto de até um ano de idade, foram identificadas *Xanthomonas* spp., *Erwinia psidii* e *Pantoea aglomerans* como agentes causais da enfermidade (GONÇALVES, 2003). Após isso, *Erwinia* sp. foi reportada associada à seca de ponteiros em *E. grandis* no Paraná (MASCHIO et al., 1997) e a manchas foliares em um híbrido de *E. grandis* x *E. urophylla* na Bahia (FERREIRA & MILANI, 2002).

Gonçalves, (2003), realizou ampla amostragem de materiais doentes provenientes do Rio Grande do Sul, São Paulo, Minas Gerais, Bahia, Mato Grosso do Sul, Amapá e Pará e verificou, por meio de análises bioquímicas e moleculares, que a doença poderia estar associada a *X. axonopodis*, *X. campestris*, *P. syringae*, *P. cichorii*, *Erwinia* sp., dentre outras não identificadas. Realizaram-se inoculações com suspensão bacteriana de nove isolados e somente *X. axonopodis*, *X. campestris* e *P. cichorii* foram patogênicas às plantas sadias.

A mancha bacteriana incide em viveiro e campo e pode provocar danos significativos em materiais genéticos suscetíveis que estejam sob condições favoráveis à infecção. Os sintomas, inicialmente, são lesões encharcadas (anasarca), internervurais, angulares, concentradas na nervura principal, nas margens da folha ou distribuídas aleatoriamente no limbo. Com o passar do tempo, as lesões tornam-se ressecadas e de coloração palha a marrom clara, podendo conter orifícios no centro da lesão ou áreas recortadas do limbo em consequência do aborto da área necrosada (NEVES, 2007).

A diminuição da área fotossintética decorrente das manchas foliares e sua queda precoce resultam em redução no crescimento, principalmente em viveiros, onde as mudas ficam debilitadas, tornando-se inaptas para o plantio em campo (ALFENAS et al. 2009).

Em viveiros, a doença incide intensamente em mudas irrigadas por aspersão, cuja lâmina d'água sobre a folha favorece a dispersão, multiplicação e penetração da bactéria. A presença de água livre na folha é fundamental para a movimentação de bactérias fitopatogênicas em seus hospedeiros, tendo em vista que sua porta de entrada são as aberturas

naturais como, por exemplo, os estômatos (BEATTIE & LINDOW, 1999; ROMEIRO, 2005). Quanto ao efeito da idade da planta, nota-se que folhas velhas são mais suscetíveis à bacteriose foliar (NEVES et al., 2005).

O controle da mancha bacteriana vem sendo executado por práticas de manejo que reduzem as fontes de inóculo e as condições favoráveis à infecção. Dentre tais práticas está a eliminação de folhas e plantas doentes, uso de irrigação por gotejamento ou subirrigação, a propagação de clones suscetíveis em épocas desfavoráveis à infecção, o uso de viveiros com cobertura e o uso de material propagativo e ferramentas livres de patógenos (GONÇALVES, 2003; ALFENAS et al., 2009).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Caracterização da área de estudo

O levantamento de doenças foi conduzido em dois viveiros de uma empresa de grande porte localizados nas cidades de: Capão Bonito e Jacareí, SP.

Capão Bonito é um município do Estado de São Paulo, localizado na latitude 24°00'21" sul e na longitude 48°20'58" oeste, estando a uma altitude de 705 metros, na zona fisiográfica do Paranapiacaba. Vale do Alto do Paranapanema, e dista 222 km da cidade de São Paulo. O clima da cidade é classificado como Cwa, de acordo com a classificação de Köppen, o que indica um clima úmido e quente, com inverno seco. A temperatura média máxima é de 21°C e a média mínima de 14°C. O índice pluviométrico anual é em torno de 1200mm (MIRANDA et al., 2013)

Jacareí é um município da região metropolitana do Vale do Paraíba e Litoral Norte, no Estado de São Paulo. Localiza-se a leste da capital do estado, distando desta cerca de 82km. Suas coordenadas geográficas são 23°18'10" sul e 45°17'31" oeste e está a uma altitude de 580m. O clima da cidade é classificado como Cwa, de acordo com a classificação de Köppen, indicando um clima úmido e quente, com inverno seco. A média de temperatura anual gira em torno dos 21°C, sendo o mês mais frio julho (média de 17°C) e o mais quente fevereiro (média de 24°C). O índice pluviométrico anual gira em torno de 1300mm (MIRANDA et al., 2013).

3.2. Estrutura dos viveiros

As mudas destes viveiros são produzidas por meio de coleta de brotações em minijardim clonal, o qual foi formado por mudas propagadas via estaquia, proveniente do resgate de brotações de árvores cortadas no campo. As miniestacas, com dimensões variando de 6 a 8 cm de tamanho e com 2 a 3 pares de folhas são obtidas de propágulos coletados aleatoriamente nos jardins miniclonais. Suas folhas são reduzidas pela metade do seu tamanho e as mesmas são acondicionadas em recipientes térmicos para manter seu estado de turgescência até a etapa de estaqueamento. O período entre a confecção das miniestacas, o estaqueamento no substrato e entrada na casa de vegetação é inferior a 15 minutos.

O substrato utilizado é constituído de combinação de casca de arroz carbonizada, vermiculita e turfa na proporção de 25:25:50. A casca de arroz carbonizada serve para dar uma melhor aeração às raízes, a vermiculita é um mineral que pode sofrer expansão em contato com a água, permitindo que os minerais fiquem adsorvidos a ela, sendo grande a sua capacidade de retenção de água e de macro e micronutrientes; a turfa serve como base, tendo uma maior concentração. Os fertilizantes solúveis utilizados na adubação de base são, supersimples [18% de fósforo (P), 18% de cálcio (Ca) e 12% de enxofre (S)], sulfato de amônia [(21% de nitrogênio (N) e 24% de enxofre (S)] e osmocote, na proporção 19:06:10.

Após a homogeneização, o substrato é distribuído em tubetes cônicos de polietileno, com volume de 53 cm³, altura 125 mm, furo com diâmetro de 12 mm e com seis estrias de 2,5 mm de altura, previamente esterilizados em água quente a 80°C por 30 seg. Esses tubetes são alocados em badeiras de poliestireno expandido, contendo um total de 224 células.

Aproximadamente 20 dias após o estaqueamento, ocorre a transferência dos tubetes da casa de vegetação para a quadra de aclimatação, onde as mudas são mantidas em sombreamento de 50%, com o auxílio de um sombrite, por um período de 5 dias.

Na quadra de aclimatação, as mudas são irrigadas através de microaspersão com uma vazão de 140 L.min⁻¹, sendo acionada manualmente de acordo com a necessidade das mudas, tendo como critério de avaliação para a realização da irrigação, a temperatura, umidade relativa e padrões morfológicos das mudas. Concomitantemente, as mudas recebem, uma vez ao dia, nutrientes injetados na irrigação (fertirrigação), que diferem quanto à idade das mudas, sendo em um primeiro estágio, que vai de 20 a 60 dias após estaqueamento, 15 kg de fosfato monoamônico cristal (MAP purificado) (11:60:00), 15 kg de cloreto de potássio branco (00,00,60), 13 kg sulfato de magnésio (0,9% de Mg e 12% de S), 7kg de sulfato de amônio branco (21% de N e 24% de S) e 23 kg de nitrato de cálcio (15,5% de N e 19% Ca) e no segundo estágio, já em processo de rustificação de 60 a 90 dias após estaqueamento, 13 kg de

fosfato monoamônico cristal (MAP purificado) (11:60:00), 28 kg de cloreto de potássio branco (00,00,60), 11 kg sulfato de magnésio (0,9% de Mg e 12% de S), 10kg de sulfato de amônio branco (21% de N e 24% de S) e 16 kg de nitrato de cálcio (15,5% de N e 19% Ca), ambos diluídos num tanque de 1000 litros.

3.3. Levantamento dos dados

Para determinar a sazonalidade dos patógenos nos viveiros, foi necessária a padronização das coletas de dados e a confecção de uma planilha. Para isso ficou definido as seguintes variáveis:

- a. **Nome do profissional:** funcionário responsável pela intervenção química dos patógenos, informação está relevante para a rastreabilidade e possível conferência caso haja alguma anomalia no processo.
- b. **Data:** dia que foi realizada a intervenção química.
- c. **Horário:** horário em que foi realizada a intervenção química.
- d. **Clone:** material genético no qual foi realizada a intervenção química.
- e. **Patógeno:** nome da doença existente no momento da intervenção química.
- f. **Severidade:** situação em que se encontra a doença, podendo ser leve, moderada ou alta, pode ser utilizada uma escala de severidade.
- g. **Produto:** produto químico utilizado.
- h. **Dose:** dose aplicada conforme recomendação técnica do produto.
- i. **Temperatura:** registro de temperatura máxima e mínima do dia.
- j. **Precipitação:** dados pluviométricos do dia.

Os dados foram coletados por meio da inspeção diária dos viveiros, nos períodos de 2010, 2011 e 2012, e todas as ocorrências de doenças registradas numa planilha, juntamente com a intervenção química. Deve-se ressaltar que ocorre intervenção química somente quando a doença é detectada por algum técnico em qualquer etapa do processo produtivo, e as aplicações de produtos são realizadas de acordo com a severidade, podendo ser pontual (leve), em reboleiras (moderada), ou em área total (alta).

Profissional	Data	Horário	Clone	Patógeno	Severidade	Produto	Dose	Interv. Aplic.	Local Aplic	Lotação	T°C Max	T°C min	Precipitação

Figura 1 - Modelo da planilha de coleta de dados.

Os dados meteorológicos de precipitação e temperaturas máxima e mínima foram obtidos através da base de dados da Somar Meteorologia para cada região de estudo, pois as estações climáticas dos viveiros não estavam em funcionamentos.

3.4. Processamento dos dados

Após coletados os dados, os mesmo foram digitados em planilhas eletrônicas do Microsoft Excel[®]. Por meio de tabelas dinâmicas foram obtidas as informações de épocas de maior incidência de cada patógeno (patógeno x mês), e distribuição espacial nos viveiros (patógeno x local de aplicação x mês).

Os dados gerados em Excel[®] foram levados ao software estatístico Minitab 16[®] para análises de correlação, onde utilizou-se Pearson correlation (Coeficiente de correlação de Pearson), e P-Value.

O coeficiente de correlação de Pearson (ρ), também chamado de "coeficiente de correlação produto-momento, mede o grau da entre duas variáveis de escala métrica. Este coeficiente, normalmente representado assume apenas valores entre -1 e 1.

$\rho = 1$; Significa uma correlação perfeita positiva entre as duas variáveis.

$\rho = -1$; Significa uma correlação negativa perfeita entre as duas variáveis - Isto é, se uma aumenta a outra sempre diminui.

$\rho = 0$; Significa que as duas variáveis não dependem linearmente uma da outra. No entanto, pode existir uma dependência não linear. Assim, o resultado $\rho=0$ deve ser investigado por outros meios.

O valor-p, p-value ou nível descritivo, é a probabilidade de se obter uma estatística de teste igual ou mais extrema que aquela observada em uma amostra, sob a hipótese nula. Por exemplo, em testes de hipótese, pode-se rejeitar a hipótese nula a 5% caso o valor-p seja menor que 5%. Assim, uma outra interpretação para o valor-p, é que este é menor nível de significância com que não se rejeitaria a hipótese nula. Em termos gerais, um valor-p pequeno significa que a probabilidade de obter um valor da estatística de teste como o observado é muito improvável, levando assim à rejeição da hipótese nula.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Análises estatísticas

Os dados de correlação mostram que para a região de Capão Bonito somente o mofo cinzento sofreu influência dos fatores climáticos, e apenas da precipitação (Tabela 1), porém, Mafia (2006), comprovou que a incidência do mofo-cinzento em mudas de eucalipto é limitada principalmente pela temperatura (temperatura máxima), sendo que as freqüentes irrigações no viveiro garantem micro-clima favorável quanto à presença de água livre e alta umidade relativa do ar. A temperatura máxima é a variável que deve ser monitorada para previsão da doença, sendo que o risco de incidência do mofo-cinzento é grande quando forem registrados valores inferiores a 27 °C.

Os dados coletados na região de Jacareí, que estão apresentados na Tabela 2, mostraram que para o mofo cinzento há uma correlação com precipitação e temperatura mínima, e que de acordo com Souza (1991), temperaturas de 20 a 24 °C promovem maiores níveis de infecção de *B. cinerea*, proporcionalmente ao aumento do período de água livre, sendo que a partir de 30 °C, independentemente do tempo de água livre, ocorre um desfavorecimento do patógeno.

Para a bacteriose, somente a precipitação apresentou correlação, o que segundo constatado por Carmo et al. (1996) a chuva facilita a dispersão da bactéria, formando novos focos de infecção a pequenas e médias distâncias para *Xanthomonas campestris* pv. *vesicatoria* em pimentão, entretanto, de acordo com Nayudu & Walker (1960) apud Marcuzzo

(2009), à medida que a temperatura aumenta de 16 para 24°C há um acréscimo de severidade de 25 até 100% e que temperaturas abaixo de 20°C reduziram os sintomas da doença.

Para o oídio a temperatura máxima do período influenciou na ocorrência do patógeno, segundo Silva (2003), a temperatura exerce influência marcante sobre a germinação de *S. pannosa* no eucalipto, maiores percentuais de germinação foram obtidos na faixa de 20 a 25°C, chegando a 0%, em 15 °C e 30 °C. Para a maioria das espécies de *Oidium*, temperaturas entre 20 e 25 °C, umidade relativa próxima a 100% e fotoperíodo de 12 h, com exposição inicial à luz, favorecem a germinação de conídios (Weinhold,1965; Jhooty & McKeen, 1965; Mucci et al., 1980; Quinn & Powel, 1982, apud Silva, 2003).

Tabela 1 - Estudo de correlação dos patógenos com fatores climáticos para a região de Capão Bonito.

VARIÁVEIS	PATÓGENO		
	MOFO CINZENTO	BACTERIOSE	OÍDIO
PRECIPITAÇÃO (mm)	0,664*	0,481*	0,532*
	0,019**	0,114**	0,075**
TEMPERATURA MÍNIMA (°C)	-0,3440*	-0,236*	-0,151*
	0,274**	0,461**	0,639**
TEMPERATURA MÁXIMA (°C)	-0,2500*	-0,353*	-0,459*
	0,433**	0,2600**	0,133**

Tabela 2 - Estudo de correlação dos patógenos com fatores climáticos para região Jacareí – SP.

VARIÁVEIS	PATÓGENO		
	MOFO CINZENTO	BACTERIOSE	OÍDIO
PRECIPITAÇÃO (mm)	0,5320*	0,5780*	0,1020*
	0,0750**	0,0490**	0,7530**
TEMPERATURA MÍNIMA (°C)	-0,7020*	0,1060*	-0,5410*
	0,0110**	0,7430**	0,6390**
TEMPERATURA MÁXIMA (°C)	-0,3440*	0,2430*	-0,7030*
	0,2740**	0,4470**	0,0110**

Onde: *Pearson correlation: quanto mais próximo 1, mais forte correlação;

**P-Value: se menor ou igual a 0,05 existe correlação;

4.2. Sazonalidade das doenças nos viveiros

4.2.1. Mofo-Cinzento

De acordo com as Figuras 2 e 3, observa-se que as maiores ocorrências estão nos meses de julho a setembro, tendo seu pico em agosto para a região de Capão Bonito, e em julho na região de Jacareí. Segundo Alfenas et al. (2009), as condições favoráveis para o desenvolvimento do mofo cinzento são temperaturas entre 15 e 25° C, dias curtos e nublados com alta umidade (> 90 %) e baixa luminosidade, condições essas, normalmente encontradas em período de inverno que vai de 21 de junho a 23 de setembro.

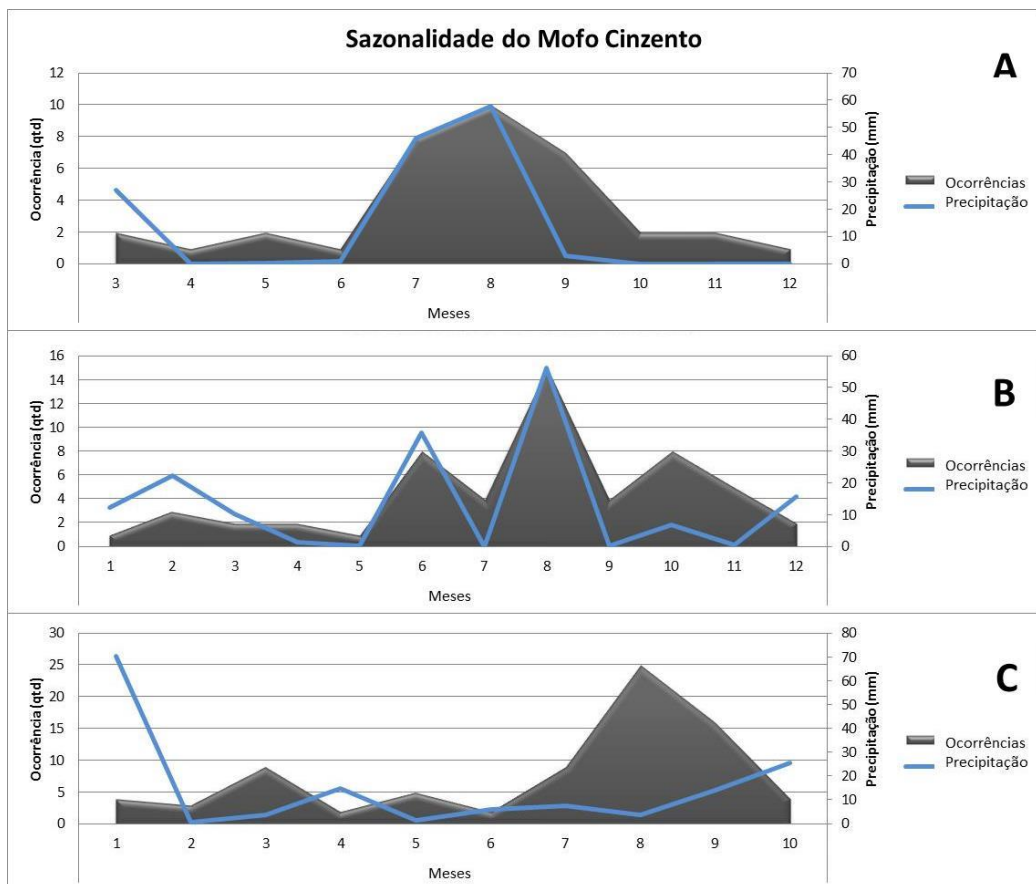


Figura 2 - Análise dos surtos de mofo cinzento no viveiro de Capão Bonito, referentes a 2010 (A), 2011(B) e 2012 (C).

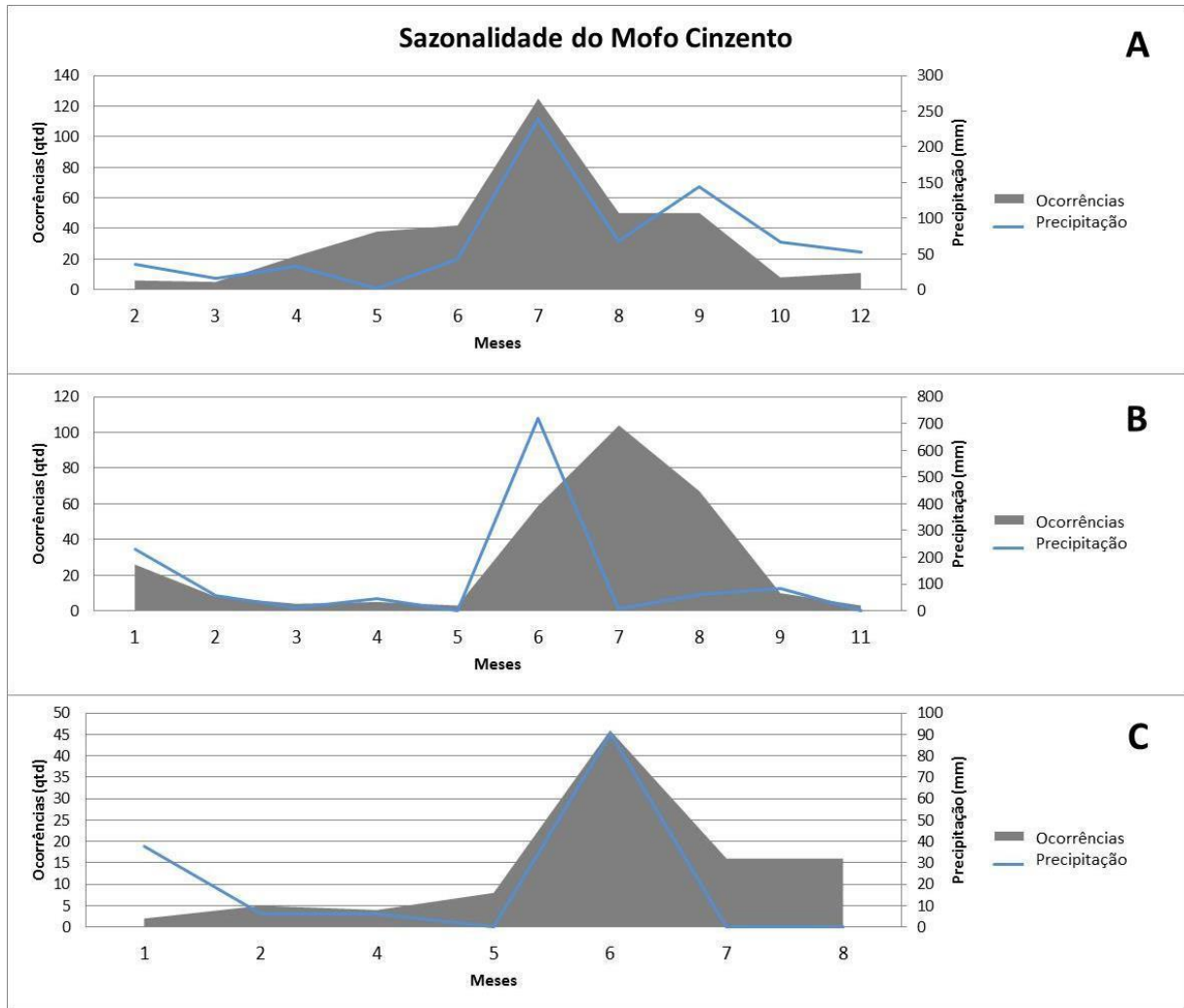


Figura 3 - Análise dos surtos mofo cinzento no viveiro de Jacareí, referentes a 2010 (A), 2011 (B) e 2012 (C).

4.2.2. Manchas bacterianas foliares

No caso das manchas bacterianas foliares, a doença incide intensamente em mudas irrigadas por aspersão, cuja lâmina d'água sobre a folha favorece a dispersão, multiplicação e penetração da bactéria. A presença de água livre na folha é fundamental para a movimentação de bactérias fitopatogênicas em seus hospedeiros (ROMEIRO, 2005; BEATTIE & LINDOW, 1999). As Figuras 4 e 5 mostram que as incidências de bacteriose ocorreram ao longo do ano, tendo picos nos meses de abril a julho para ambas as regiões analisadas e nos meses com chuvas torrenciais, podendo ser associados à alta umidade e estresse sofrido pelas mudas.

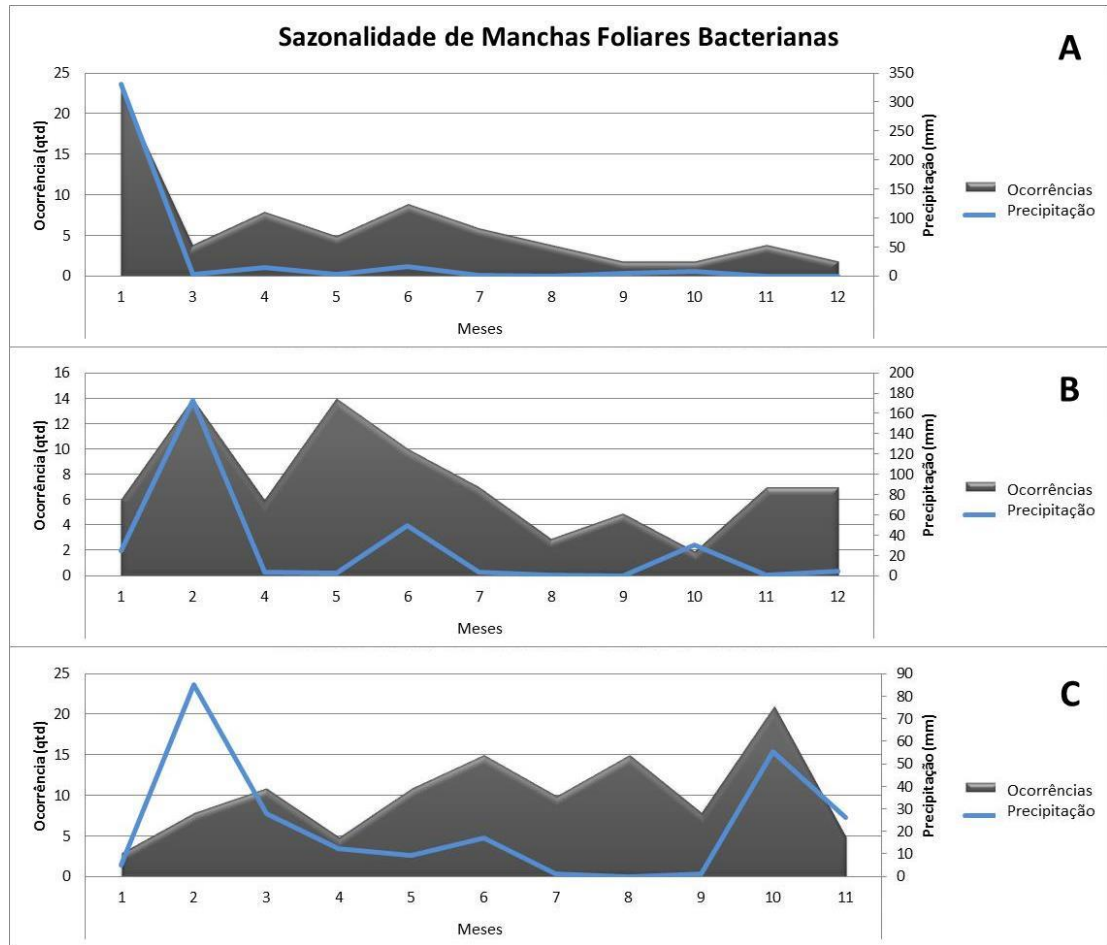


Figura 4 - Análise dos surtos de mancha bacteriana foliares no viveiro de Capão Bonito, referentes a 2010 (A), 2011(B) e 2012 (C).

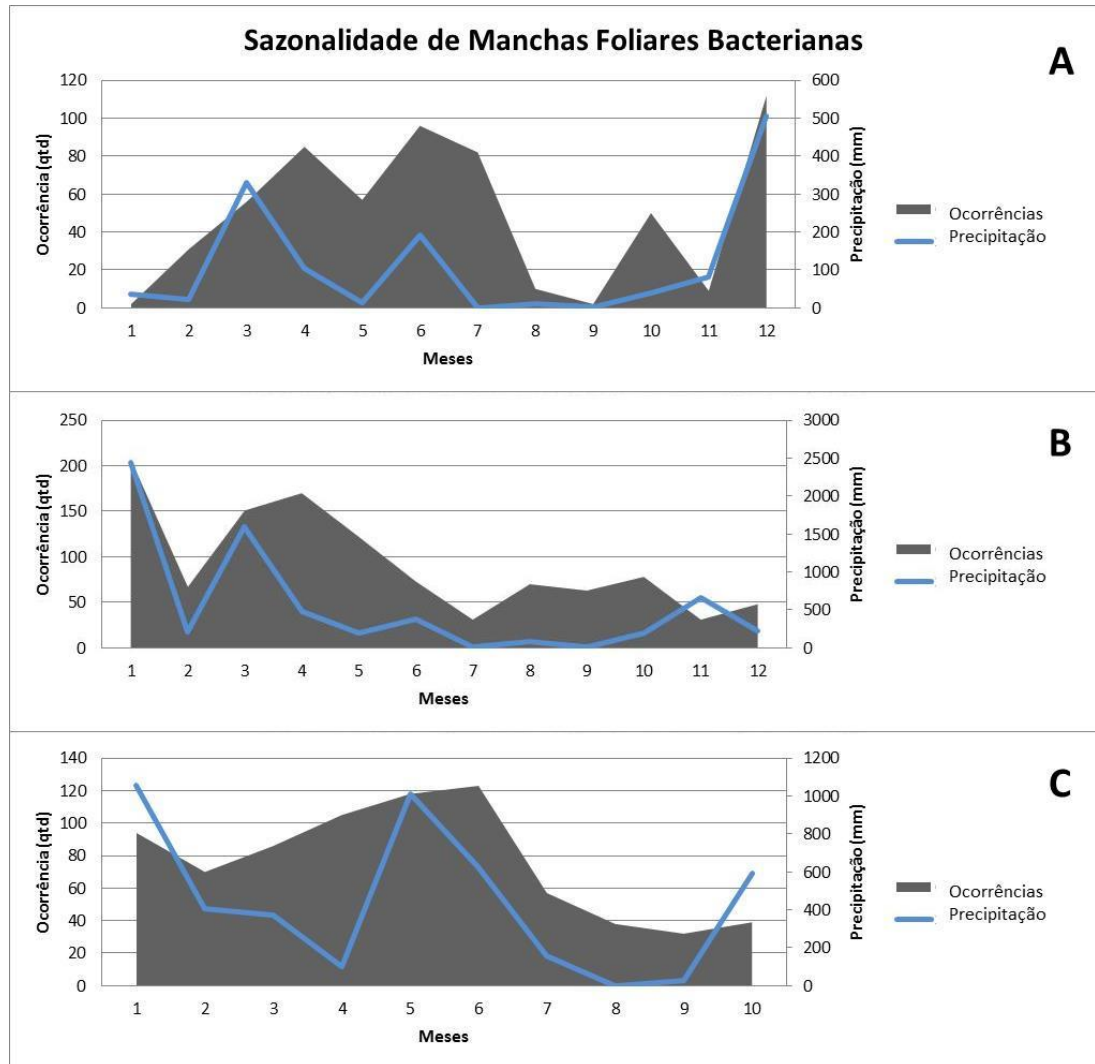


Figura 5 - Análise dos surtos de mancha bacteriana foliar no viveiro de Jacareí, referentes a 2010 (A), 2011(B) e 2012 (C).

4.2.3. Oídio

Oídios são altamente influenciados pela radiação solar, temperatura, precipitação, evapotranspiração, condensação de água, umidade relativa e pelo vento (AUST & HOYNINGEN-HUENE, 1986), porém, a água livre causa a perda da viabilidade dos conídios, por isso sua ocorrência se limita dentro dos jardins clonais, onde estão protegidos pelos plásticos.

As Figuras 6 e 7 apresentam a ocorrência de oídio ao longo do ano, tendo picos em abril, para a região de Capão Bonito e em Jacareí, nos meses de junho/julho.

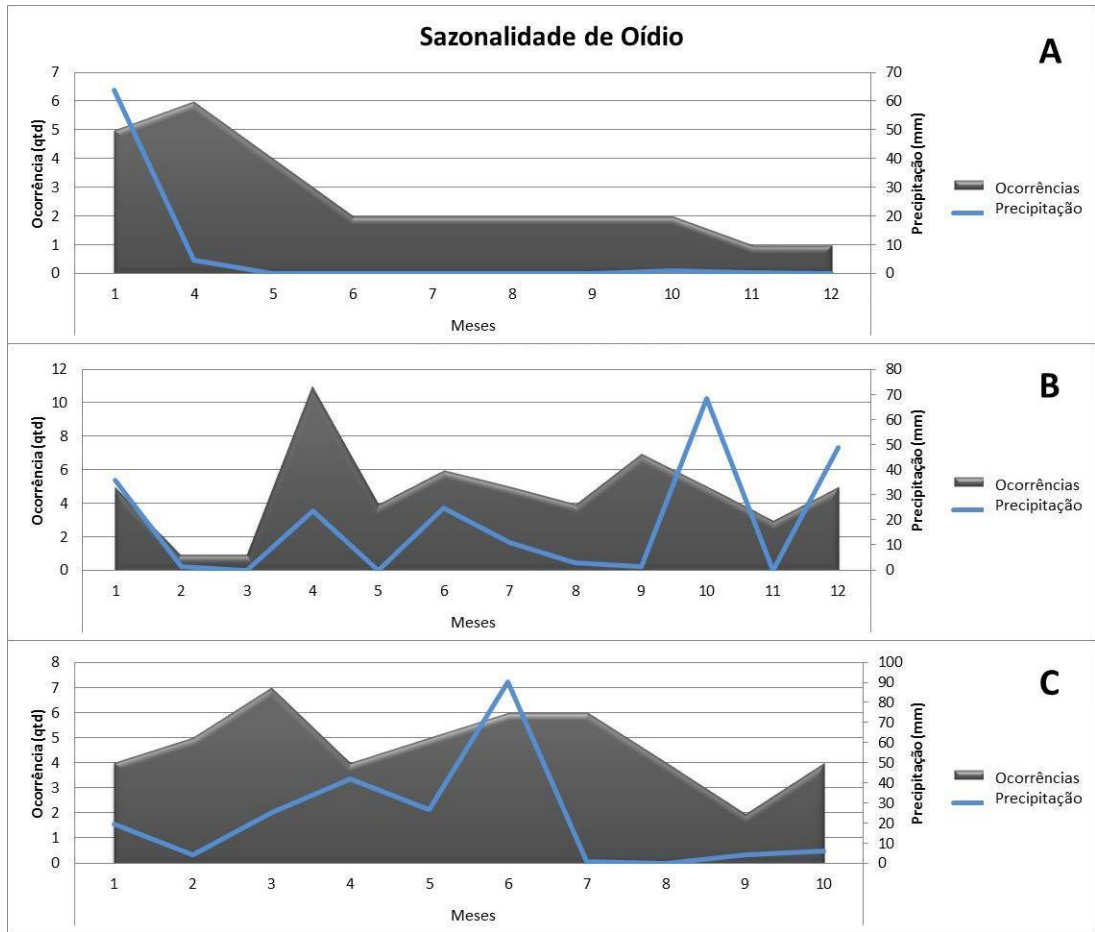


Figura 6 - Análise dos surtos de oídio no viveiro de Capão Bonito, referentes a 2010 (A), 2011(B) e 2012 (C).

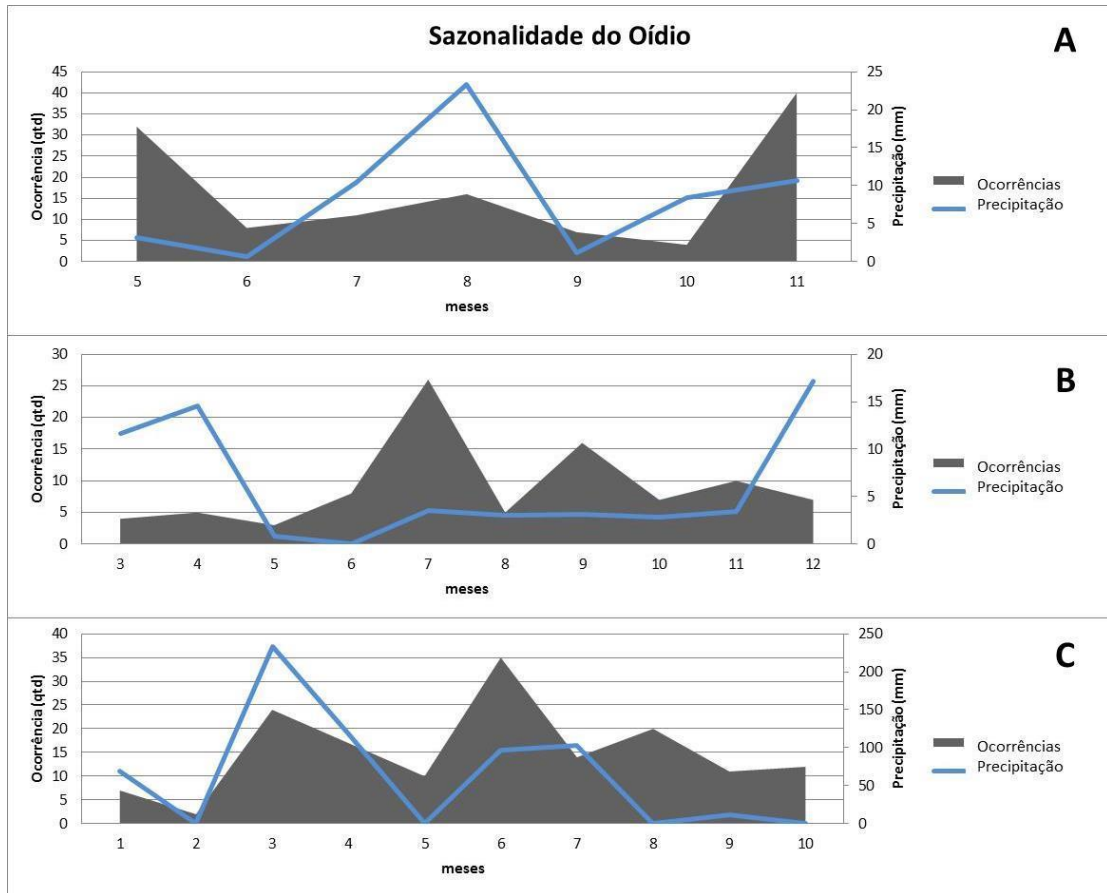


Figura 7 - Análise dos surtos de oídio no viveiro de Jacareí, referentes a 2010 (A), 2011(B) e 2012 (C).

Atribui-se essa maior ocorrência, ao longo do ano de 2012 na região de Capão Bonito, ao excesso de sujeira nos plásticos das estufas, diminuindo a luminosidade dentro dos jardins clonais, segundo Yarwood, (1957) a germinação de conídios é favorecida por condições atmosféricas relativamente secas, temperaturas moderadas, luz reduzida.

4.3. Distribuição das doenças por etapas do processo produtivo

Nas figuras a seguir serão apresentados os dados de ocorrência de mofo cinzento, mancha bacteriana foliar e oídio nos viveiros de Capão Bonito e de Jacareí, para cada etapa do processo produtivo, sendo eles, casa de vegetação (C.V), jardim clonal, estufa de aclimação (E.A) e quadra, para os três anos avaliados.

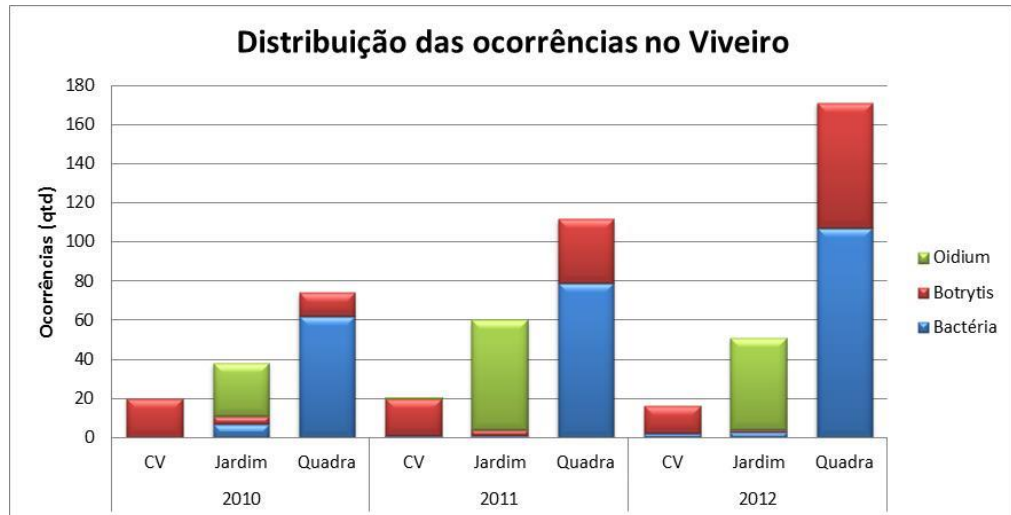


Figura 8 - Distribuição das doenças no Viveiro de Capão Bonito – SP.

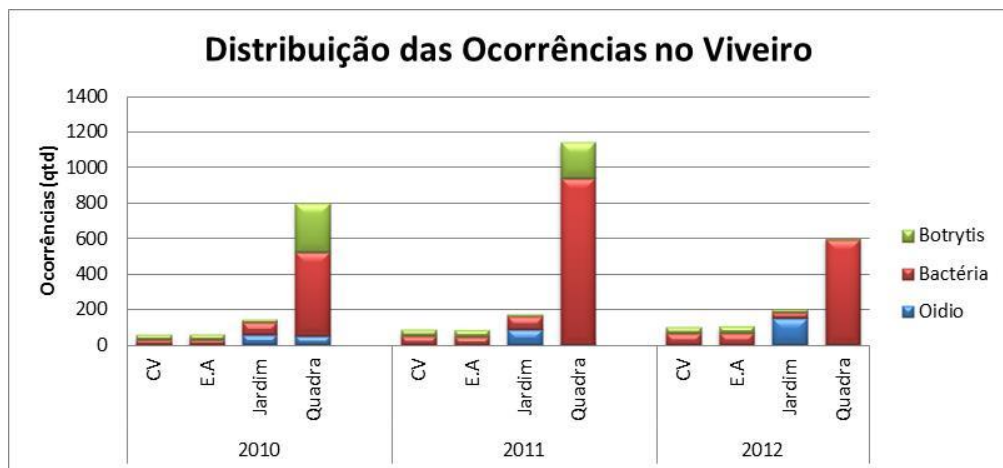


Figura 9 - Distribuição das doenças no Viveiro de Jacareí – SP.

4.3.1. Mofo-Cinzento

Na Figura 10, observa-se a distribuição do mofo cinzento no viveiro de Capão Bonito, notando-se maior concentração nas quadras, nas fases de aclimação e rustificação, tendo seu início nos meses de junho e julho, os quais, de acordo com os dados climáticos locais, são os meses de baixa temperatura e elevada precipitação.

Para o viveiro de Jacareí (Figura 11), teve sua maior ocorrência nas quadras de aclimação e rustificação nos meses de maior precipitação e baixas temperaturas, de acordo com os dados climáticos locais, que são junho, julho e agosto.

A ocorrência de mofo cinzento dentro de jardim clonal se dá por condições precárias de higiene, com as condições climáticas ideais e excesso de matéria orgânica morta o

patógeno se desenvolve, sendo seus esporos transportados para as fases subsequentes. Um bom manejo das touças, assepsia das tesouras de podas e mãos, retiradas do excesso de material orgânico, como restos vegetais, dos canteiros e um bom controle de unidade nas épocas mais favoráveis são medidas profiláticas essenciais para o controle do mofo cinzento.

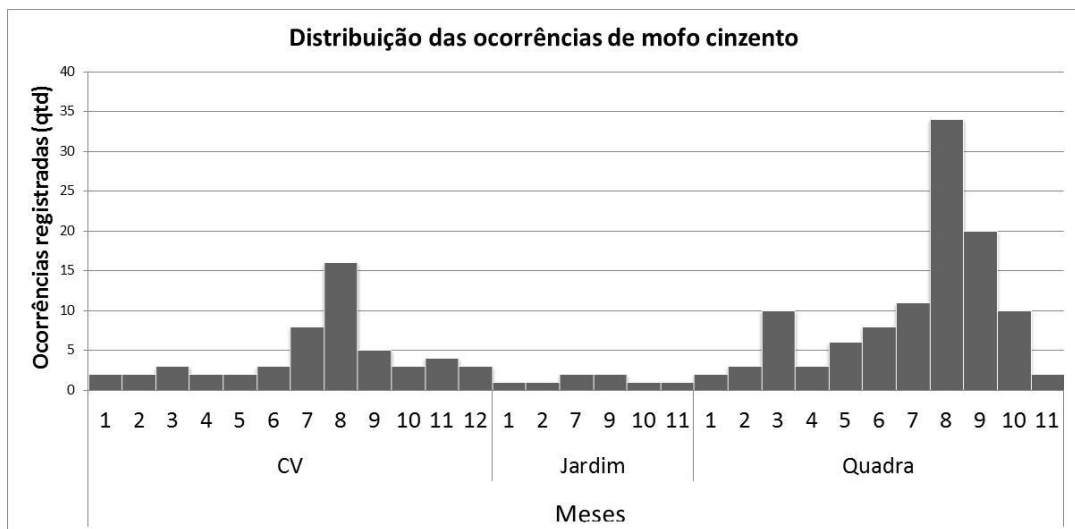


Figura 10 - Distribuição de mofo cinzento por fase produtiva no viveiro de Capão Bonito – SP, de acordo com registros de ocorrências de intervenções químicas.

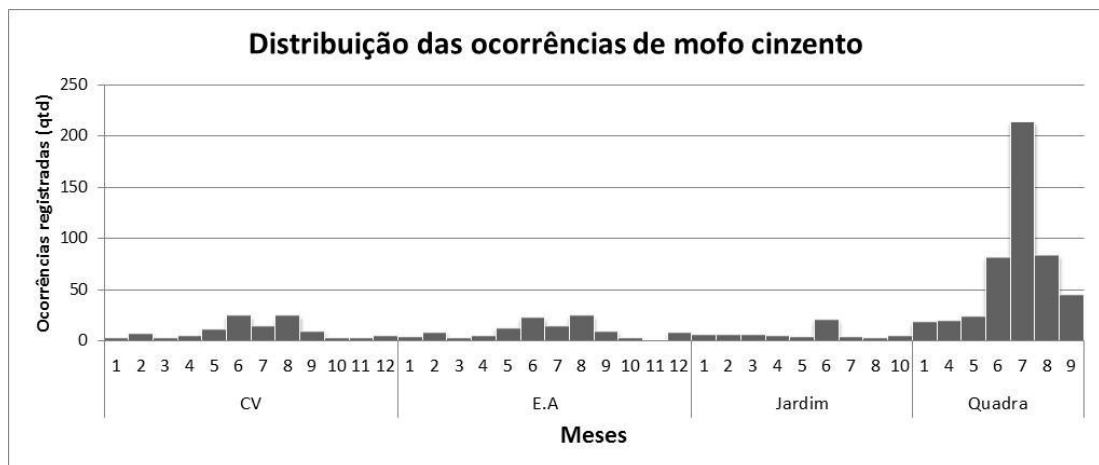


Figura 11 - Distribuição de mofo cinzento por fase produtiva no viveiro de Jacareí – SP, de acordo com registros de ocorrências de intervenções químicas.

4.3.2. Manchas Foliarens Bacterianas

A ocorrência de bacteriose foi maior nas quadras para os dois viveiros devido à ausência de estruturas cobertas, deixando as mudas expostas às intempéries. Para o viveiro de Capão Bonito sua maior ocorrência se deu nos meses de janeiro e junho/julho, devido ao período de chuva, conforme dados climáticos da região. Já para o viveiro de Jacareí, a maior ocorrência foi de Março a Junho, coincidindo também com o período de chuvas constantes.

Dentre as medidas profiláticas para o controle de bacteriose em viveiros está, manter uma boa aeração das mudas nas bandejas, alternando-as nas quadras, e mantê-las nutricionalmente equilibradas, pois a deficiência nutricional também auxilia na evolução dos sintomas.

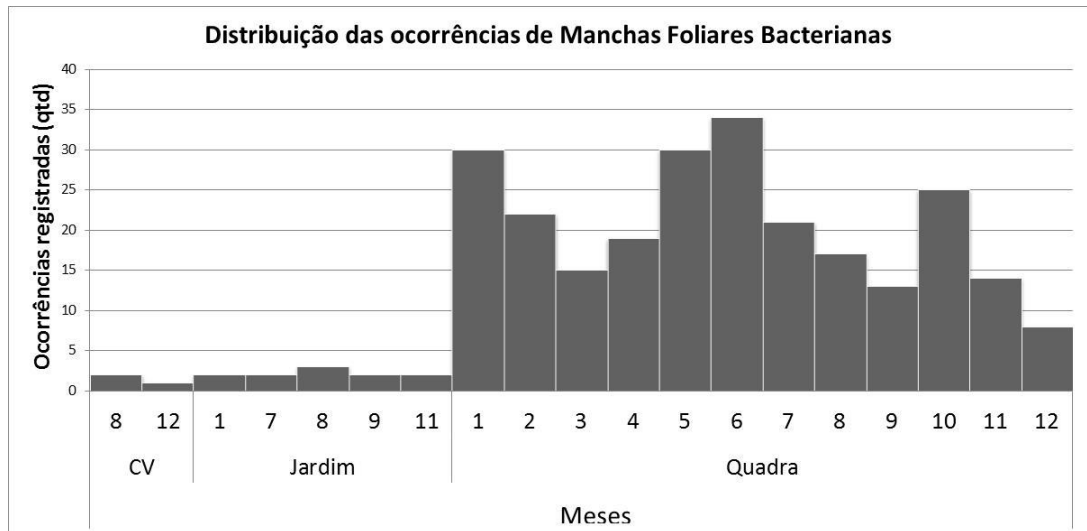


Figura 12 - Distribuição de Manchas Foliarens Bacterianas por fase produtiva no viveiro de Capão Bonito – SP, de acordo com registros de ocorrências de intervenções químicas.

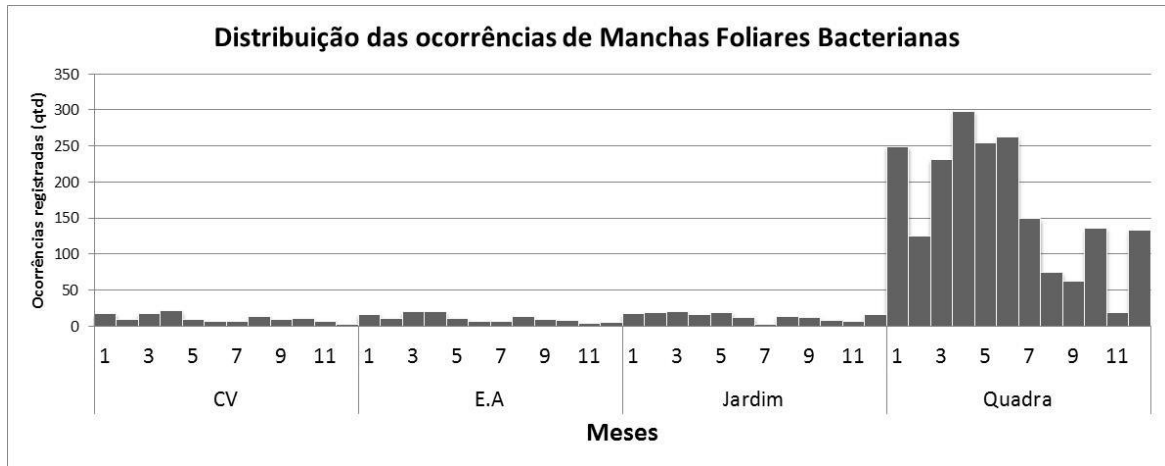


Figura 13 - Distribuição de Manchas Foliares Bacterianas por fase produtiva no viveiro de Jacareí – SP, de acordo com registros de ocorrências de intervenções químicas.

4.3.3. Oídio

O oídio, por sua vez, ocorreu somente no jardim clonal, por ser uma estrutura protegida, conídios de *Oidium* spp. germinam, satisfatoriamente, em ambiente com elevada umidade relativa, mas são inibidos por água livre na superfície do hospedeiro (Yarwood, 1957; Aust & Hoyningen-Huene, 1986; Silva; 2001) e sua época de maior ocorrência no viveiro de Capão Bonito foi o mês abril (figura 14) e para Jacareí sua época de maior ocorrência foi junho/julho (figura 15).

Por tratar-se de um parasita obrigatório, necessitando do hospedeiro vivo para sobreviver, não causa perdas significativas no processo produtivo, desde que mantido sob controle.

Como medidas profiláticas, utiliza-se irrigação por aspersão logo pela manhã, de acordo com o estudo em cultivares de ervilha sob diferentes lâminas de água, realizado por Oliveira (2000), a severidade de oídio é reduzida sob maiores lâminas de água aplicada. O leite de vaca é relatado como eficiente no controle do oídio em abobrinha, pepino e eucalipto (Santos, 2003; Bettioli, 2004), porém, conforme relatado por Alfenas et al. (2009), a aplicação de leite em concentrações entre (5 e 50 %) em minicepas de eucalipto pode causar fitotoxidez e favorecer a incidência de fumagina, causada por *Cladosporium* spp.

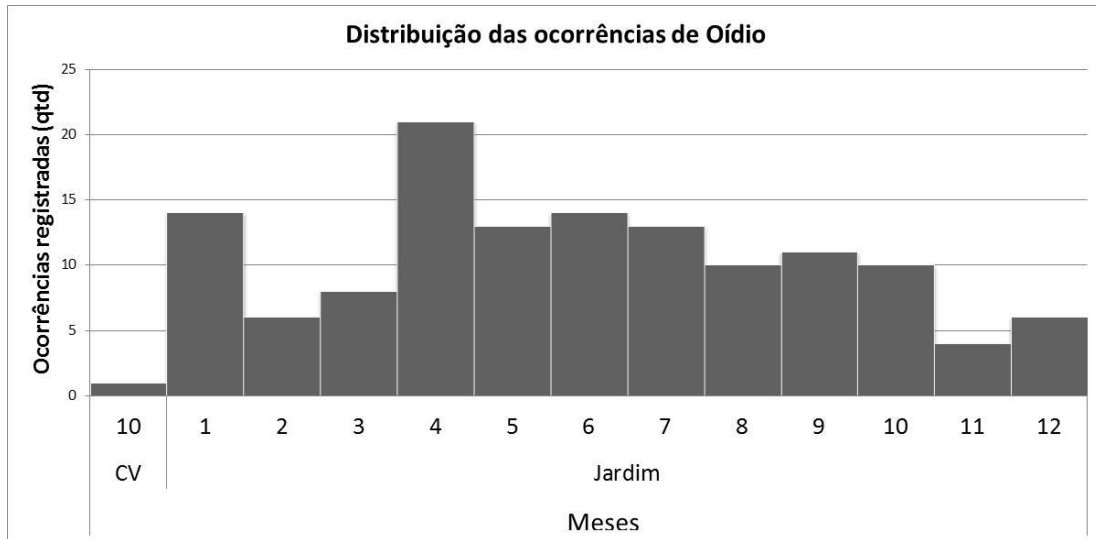


Figura 14 - Distribuição de oídio por fase produtiva no viveiro de Capão Bonito – SP, de acordo com registros de ocorrências de intervenções químicas.

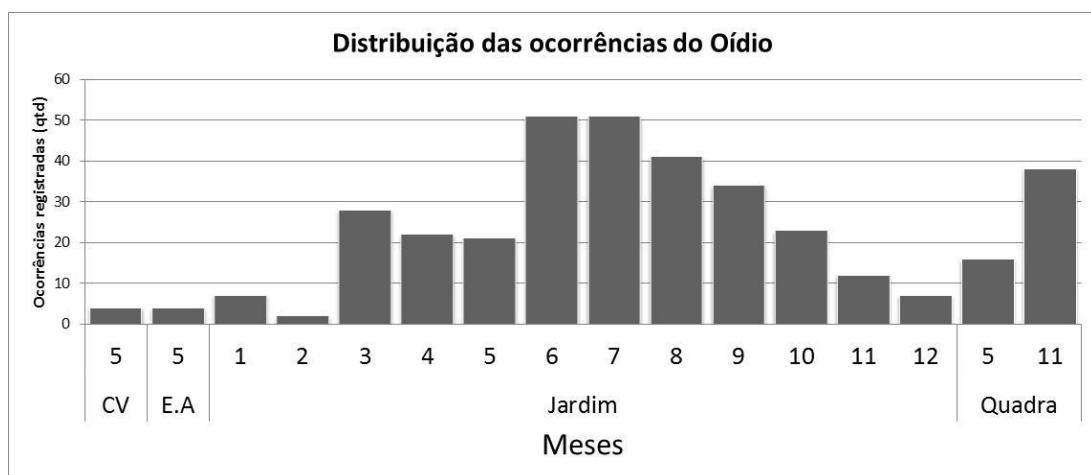


Figura 15 - Distribuição de oídio por fase produtiva no viveiro de Jacareí – SP, de acordo com registros de ocorrências de intervenções químicas.

4.4. Operacionalização

Para operacionalização do estudo de sazonalidade nos viveiros de produção de mudas, alguns passos simples devem ser seguidos:

1. Registros das ocorrências de doenças e intervenções químicas realizadas num período de um ano, conforme Figura 1;
2. Montagem dos gráficos de sazonalidade por patógenos;
3. Análise dos resultados, evidenciando as épocas de ocorrência e locais;
4. Planejamento das ações preventivas;

5. Execução das ações nas épocas previstas nos gráficos, antecipando-se às ocorrências dos patógenos.



Figura 16 – Fluxograma de operacionalização da coleta de dados nos viveiro.

5. CONCLUSÃO

De acordo com os resultados apresentados, o estudo de sazonalidade pode ser utilizado como uma base para previsão das ocorrências de doenças nos viveiros de produção de mudas clonais de eucalipto e que os fatores climáticos influenciam no aparecimento das doenças.

Apesar das análises estatísticas não terem demonstrado correlações para todas as variáveis climáticas apresentadas, os gráficos conferem com a literatura, podendo-se antecipar as medidas profiláticas sugeridas neste estudo, e definir épocas de aplicação de defensivos químicos de forma mais assertiva, como preconizado pelo Manejo Integrado de Doenças, podendo-se, assim, reduzir o risco perdas de produtividade devido ao ataque de patógenos.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE CELULOSE E PAPEL (BRACELPA). Disponível em: <<http://bracelpa.org.br/bra2/?q=node/134> >. Acesso em: 18 mai. 2014.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE CELULOSE E PAPEL (BRACELPA). Disponível em: <<http://bracelpa.org.br/bra2/?q=node/136> >. Acesso em: 18 mai. 2014.

AGRIOS, G.N. **Plant pathology**. 4. ed. New York: Academic Press, 2005. 922p.

ALFENAS, A.C. *et al.* **Clonagem e doenças do eucalipto**. Viçosa, MG: Universidade Federal de Viçosa, Imprensa Universitária, 500p, 2009.

AUER, C. G.; SANTOS, A. F.; GRIGOLETTI JÚNIOR, A. Cultivo do Eucalipto. Disponível em: <http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Eucalipto/CultivodoEucalipto/07_03_mofa_cinzeno.htm>. Acesso em 01 jul. 2013

AUST, H. J.; HOYNINGEN-HUENE, J. V. Microclimate in relation to epidemics of powdery mildew. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 24, p. 491-510, 1986.

BEATTIE, G. A., LINDOW, S.E. Bacterial colonization of leaves: a spectrum of strategies. Mini review. **Phytopathology** 89(5):353-359. 1999.

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

BERGAMIN FILHO, A. & AMORIM, L. Manejo integrado de doenças. In: Amorim, L.; Rezende, J. A. M.; Bergamin Filho, A. (Eds.) **Manual de Fitopatologia: princípios e conceitos**. São Paulo: Agronômica Ceres, 2011. pp. 409-419.

BERTOLUCCI, F.; REZENDE, G.; PENCHEL, R. Produção e utilização de híbridos de eucalipto. **Silvicultura**, São Paulo, v. 51, n. 8, p. 12-16, 1995.

BETTIOL, W. Leite de vaca cru para controle de oídio. **Comunicado técnico da EMBRAPA**, Jaguariúna, n. 14, 2004.

BIZI, R. M.; GRIGOLETTI JÚNIOR, A.; AUER, C. G.. Seleção de fungicidas para controle de oídio em eucalipto. **Boletim de pesquisa florestal EMBRAPA**, Colombo, n.51, 2005.

BIZI, Rafaela Mazur et al . Produtos alternativos no controle do oídio em mudas de eucalipto. **Summa phytopathol.**, Botucatu , v. 34, n. 2, jun. 2008 .

BROWN, B. N.; FERREIRA, F. A. Diseases during propagation of eucalypts. In: KEANE, P. J.; KILE, G. A.; PODGER, F. D.; BROWN, B. N. Eds. **Diseases and pathogens of Eucalypts**. Collingwood: CSIRO Publish., p. 119-151. 2000.

CARMO, M.G. F.; MAFFIA, L.A; KIMURA, O.; CARVALHO, A.O. Disseminação da pústula bacteriana do pimentão causada por *Xanthomonas campestris* pv. *vesicatoria*, em condições de viveiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.21, n.1, p.85-93, 1996.

CARVER, T. L. W. Pathogenesis and host-parasite interaction in cereal powdery mildew. In: HESS, W. et al. **Experimental and Conceptual Plant Pathology**. New York, 1988. v.2, p. 351 – 381.

CARVER, T. L. W.; ZEYEN, R. J.; LYNCKJAER, M. F.. **Plant cell defences to powdery mildew of graminiae**. p. 257- 266, 1995.

DOUTT, R. L. & SMITH, R. E. The pesticide syndrome-diagnosis and suggested prophylaxis. In: Huffak (Ed.). **Biological control**. New York, Plenum Press, 1971, p. 3-15

ELDRIDGE, K. G. et al. Eucalypt domestication and breeding. Oxford: **Oxford Science Publications**, 1994. 288 p.

F.A.O. Report of the first session of the F.A.O. Panel of experts on integrated pest control. F.A.O. Meeting Report. No.PL/1967/M/7. Annals, Rome. 1968

FERREIRA, E. M. et al. Determinação do tempo ótimo do enraizamento de miniestacas de clones de *Eucalyptus* spp. **Revista Árvore**, Viçosa, MG, v. 28, n. 2, p.183-187, 2004. Disponível em: <<http://www.revistaarvore.ufv.br>>. Acesso em: 01 jul. 2013.

FERREIRA, F. A. A cultura do eucalipto II. Enfermidades do eucalipto no Brasil. Doenças em viveiros de eucalipto. **Informe Agropecuário**, v. 18, p. 5-19, 1997.

FERREIRA, F. A.; MILANI, D. **Diagnose visual e controle das doenças abióticas e bióticas do eucalipto no Brasil**. Mogi Guaçu: International Paper, 2002. 104 p.

FOELKEL, C. As plantações de florestas no Brasil. In: BORÉM, A. (Ed.). **Biotecnologia florestal**. Viçosa: Suprema Gráfica e Editora, 2007. p. 13-24.

FORCELINI, C. A. Fungicidas inibidores da síntese de esteróis. I. Triazoles.

Revisão Anual de Patologia de Plantas, Passo Fundo, v. 2, p. 335-355. 1994.

FURTADO, E. L. et al. Doenças em viveiro de *Eucalyptus* sp.: diagnóstico e manejo. Botucatu: Votorantim Celulose e Papel, Unidade Florestal, 2001. 23 p. (Boletim Técnico n.1)

GOMES, J.M. *et al.* Produção de mudas de eucalipto. **Informe Agropecuário**, v.18, n.185, p.15-23, 1996.

GOMIDE, J.L.; COLODETTE, J.L. **Qualidade da Madeira**. In: Biotecnologia Florestal. cap.2. 2007.

GONÇALVES, R.C. **Etiologia da mancha bacteriana do eucalipto no Brasil**. Viçosa, UFV, 2003, 94f. (Tese de doutorado)

GOULART, A. C. P. Fungicidas inibidores da síntese do ergosterol. II. Imidazoles. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**. Passo Fundo, v. 3, p.365-390. 1995.

GRIGOLETTI JUNIOR, A.; AUER, C. G.; SANTOS, A. F. **Estratégias de manejo de doenças em viveiros florestais**. Colombo: Embrapa Florestas, 2001. (Circular Técnica, 47).

HIGASHI, E. N.; SILVEIRA, R. L. V. A.; GONÇALVES, A. N. Propagação vegetativa de *Eucalyptus*: Princípios básicos e sua evolução no Brasil. **Circular Técnica IPEF**, Piracicaba ,n. 192, jan./fev. 2000. 11 p.

HOPPE, J. M.; BRUN, E. J. **Produção de sementes e mudas florestais**. Santa Maria: Editora, 2004. p. 125. (Caderno Didático).

KRUGNER, T.L & AUER, C. G. Doenças dos Eucaliptos. In: Kimati, H.; Amorim, L Rezende, J.A. M.; Bergamin Filho, A. **Manual de Fitopatologia: Doenças das plantas cultivadas**, 4a ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2., 320-333. 2005.

KUNOH, H. *et al.* Induce suscetibility and enhanced resistance at the celular level in barley coleoptiles. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, Palo Alto, v. 27, p.43-54, 1985.

KUNOH, H.; MATSUOKA, K.; KOBAYASHI, I. Ultrastructure of appillae induced in barley coleoptile cells by a pathogen, *Erysiphe graminis*, and a nonpathogen, *E. pisi*. **Revista Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 21, p. 418-425, 1996.

LOPES, D.R. et al. Absorção da área foliar sadia (HAA): uma nova abordagem para a quantificação de dano e para o manejo integrado de doença. **Summa Phytopathologica**. 20: 143-151, 1994.

LOPES, J. L. W. **Produção de mudas de Eucalyptus grandis W. (Hill ex. Maiden) em diferentes substratos e lâminas de irrigação**. 2004. 100 p. Dissertação (Mestrado em Irrigação e Drenagem) – Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2004.

MAFIA, R.G. et al . Variáveis climáticas associadas à incidência de mofo-cinzeno em eucalipto. **Fitopatol. bras.**, Brasília , v. 31, n. 2, abr. 2006.

MARCUZZO, L.L.; BECKER, W. F.; FERNANDES, J.M.C. Alguns aspectos epidemiológicos da mancha bacteriana (*Xanthomonas* spp.) do tomateiro na região de Caçador/SC. **Summa phytopathol.**, Botucatu, v. 35, n. 2, jun. 2009.

MASCHIO, L.M.A. *et al.* Seca dos ponteiros do eucalipto em Arapoti-PR. In: Conferência IUFRO de Silvicultura e Melhoramento de Eucaliptos, 3. 1997. Salvador, BA. **Anais....** p. 353-359.

MASSOLA JUNIOR, N. S.; BEDENDO, I. P. Doenças da mamoneira. In: KIMATI, H. *et al.* **Manual de fitopatologia**. 4. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2005. v.2, p. 445-447.

MINAMI, K. Produção de mudas de alta qualidade. São Paulo, T. A. Queiroz, 1995. 135 p.

MIRANDA, J. C.; MENDONÇA, J. M. A.; SOUZA, P. E.; POZZA, E. A.; LOZANO, F. Controle do mofo das flores (*Botrytis cinerea*) e Oídio (*Oidium leucoconium*) com fungicidas, em roseiras sob cobertura artificial. **Summa Phytopathologica**. Botucatu, v. 27, n. 1, p. 96. 2001 (resumo).

MIRANDA, M. J. *et al.* Clima dos municípios paulistas. Disponível em: <<http://www.cpa.unicamp.br/outras-informacoes/clima-dos-municipios-paulistas.html>>. Acesso em: 25 nov 2013

MUCCI, E. S. F.; PITTA, G. P. S.; YOKOMIZO, N. K. S. **O oídio em mudas de eucalipto**. São Paulo: Instituto Florestal, Instituto Biológico, 1980. (mimeografado).

MUMFORD, J.D. & NORTON, G. A. Economics of decision making in pest management. **Annual Review of Entomology**. Palo Alto. 29: 157-174, 1984

NAS (National Academy of Science). Insect Pest Management and Control. Publ. 1965, Washington, National Academy of Science, 1969

NEVES, D. A. *et al.* Componentes da resistência a *Xanthomonas axonopodis* em genótipos de Eucalyptus. In: XXXVIII Congresso Brasileiro de Fitopatologia. Brasília, DF. Fitopatologia Brasileira. **Suplemento**. 30:S58. 2005.

NEVES, D.A. Condições favoráveis à mancha foliar causada por *Xanthomonas axonopodis* em eucalipto. 2007. 22f. Dissertação. UFV, Viçosa/MG, 2007.

OLIVEIRA, Carlos Alberto da S *et al.* Produção de escleródios de *Sclerotinia sclerotiorum* e severidade de oídio em cultivares de ervilha sob diferentes lâminas de água. **Hortic. Bras.**, Brasília, v. 18, n. 1, mar. 2000.

REIS, A.V. *et al.* Uma nova bacterios em mudas de eucalipto incitada por *Xanthomonas campestris*. **Fitopatologia Brasileira**, v.21, p.342, 1996.

REYNA, R.; ROMERO, G. Evaluación de métodos biológicos y químicos para el control de *Botrytis cinerea* em viveros de *Eucalyptus globulus*. In: Congresso Brasileiro de Fitopatologia, 34., 2001. Suplemento. **Fitopatologia Brasileira**, v. 26, 2001. p. S796.

- ROMEIRO, R. S. Doenças de Plantas e Biocontrole – Uma opção inteligente. In: VENEZON, M.; PAULA JÚNIOR, T. J. de; PALLINI, A. (Eds.). **Controle Alternativo de Pragas e Doenças**. Viçosa: EPAMIG/CTZM, p. 295- 330, 2005.
- RUBIRA, J. L. P.; BUENO, L. O. **Cultivo de plantas forestales en contenedor**. Centro de Publicaciones, Madrid, España, 1996, 189 p.
- SANTOS, A. F.; AUER, C. G.; GRIGOLETTI JUNIOR, A. Doenças do eucalipto no Sul do Brasil: identificação e controle. **Circular Técnica Embrapa Florestas**, Colombo, n.45, 2001. 20 p.
- SANTOS, C. A. G.; FURTADO, E. L.; SILVA, S. A. Controle de Oidium sp. em mini-jardim clonal de eucalipto através de leite de vaca in natura. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 29, n. 1, p. 51. 2003.
- SILVA, E. Avaliação quantitativa de impactos ambientais do reflorestamento no Brasil. Viçosa, 1994. 309p. Tese (Doutorado/Engenharia Florestal) – Universidade Federal de Viçosa.
- SILVA, J. C. Cresce presença do eucalipto no Brasil. *Revista da Madeira*, n. 92, p.61-66, 2005.
- SILVA, L. F. Propagação vegetativa do eucalipto: experiência da International Paper do Brasil. **IPEF Notícias**, Piracicaba, v. 25, n. 156, p. 4-5, 2001.
- SILVA, Maria D. D. et al . Germinação de conídios de *Sphaerotheca pannosa* obtidos de eucalipto. *Fitopatol. bras.*, Brasília , v. 28, n. 6, dez. 2003 .
- SILVA, P. H. M. **Sistemas de propagação de mudas de essências florestais**. Disponível em: <<http://www.ipef.br/silvicultura/producaomudaspropagacao.asp>>. Acesso em: 25 nov 2013.
- SOUZA, M.G. **Etiologia e controle do tombamento de mudas de eucalipto, causado por Botrytis cinerea, no estágio de fechamento de canteiros**. (Dissertação de Mestrado). Viçosa MG. Universidade Federal de Viçosa. 1991.
- STADNIK, M. J.; RIVERA, M. C. **Oídios**. Jaguariúna, SP: Embrapa Meio Ambiente, 2001. 484 p.
- STAPE, J. L.; GONÇALVES, J. L. de M.; GONÇALVES, A. N. Relationships between nursery practices and field performance for Eucalyptus plantations in Brazil. **New Forests**. Netherlands, n. 22, p. 19-41, 2001.
- TAKAHASHI, K.; AIST, J. R.; ISRAEL, H. W.. Distribution of hydrolitic enzymes at barley powdery mildew encounter sites: implications of resistance associated with papilla formation in a compatible system. **Physiological Plant Pathology**, Palo Alto, v.27, p. 167-184, 1985.

TITON, M. et al. Dinâmica do enraizamento de microestacas e miniestacas de clones de *Eucalyptus grandis*. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 26, n. 6, p. 665-673, 2002.

TITON, M. et al. Eficiência das minicepas e microcepas na produção de propágulos de clones de *Eucalyptus grandis*. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 27, n. 5, Oct. 2003. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-67622003000500004&lng=en&nrm=iso>. Acesso em: 25 nov 2013.

VALDEBENITO-SANHUEZA, R. M.; SÔNEGO, O. R.; MARCANTONI, G. E. S. *Botrytis cinerea*, mofo cinzento da videira. Bento Gonçalves, RS. Comunicado Técnico, nº 20: Embrapa-CNPV, fev./1996, p.4.

WAUGH, G. Sawing of young fast-grow eucalyptus. In: Seminário Internacional sobre Produtos Sólidos de Madeira de Alta Tecnologia. **Anais**. Belo Horizonte. 1998. p. 69-81.

XAVIER, A.; COMÉRIO, J. Microestaquia: uma maximização da micropropagação de *Eucalyptus*. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 20, n. 1, p. 9-16, 1996.

XAVIER, A.; WENDLING, I. **Miniestaquia na clonagem de Eucalyptus**. Viçosa, MG:SIF, 1998. 10 p. (Informativo Técnico SIF, 11)

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

ZAMBOLIM, L. **Manejo Integrado de Doenças, Pragas e Plantas Daninhas**. Viçosa/MG, UFV, 1994.

ZAMBOLIM, L.; JUNQUEIRA, N. T. V. **Manejo integrado de doenças da mangueira**.

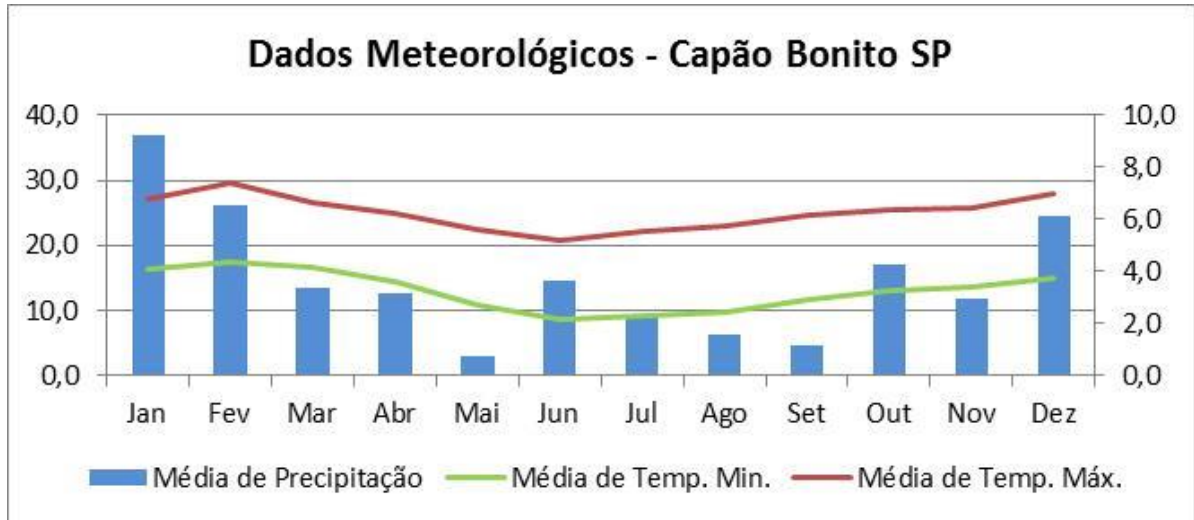
Disponível em:

<http://www.nutricaoeplantas.agr.br/site/ensino/pos/Palestras_William/Livromanga_pdf/12_manejointegradodedoencaomangueira.pdf>. Acesso em: 25 nov 2013.

YARWOOD, C.E. Powdery mildews. *The Botanical Review* 23:235-301. 1957.

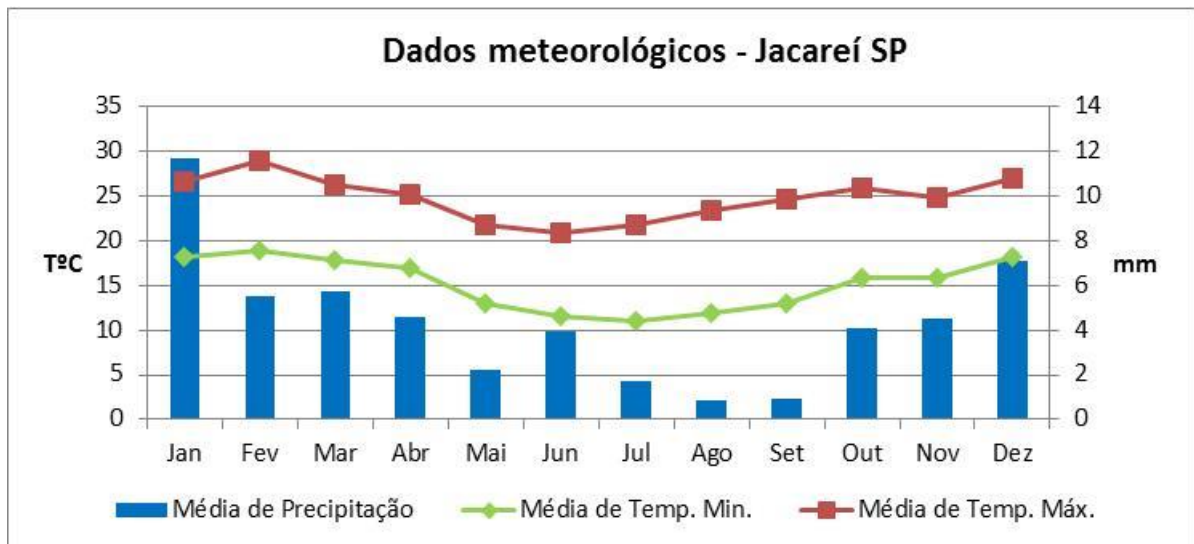
ANEXOS

ANEXO A – Dados meteorológicos de Capão Bonito – SP: Média dos anos de 2010, 2011 e 2012.



Fonte: Somar Meteorologia, 2014.

ANEXO B – Dados meteorológicos de Jacareí – SP: Média dos anos de 2010, 2011 e 2012.



Fonte: Somar Meteorologia, 2014.