

TELMA MIRANDA DOS SANTOS

**GERMINAÇÃO E DORMÊNCIA DE SEMENTES DE PASSIFLORÁCEAS E
SELEÇÃO DE GENÓTIPOS RESISTENTES À *Fusarium* spp.**

Tese apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, para obtenção do título de *Doctor Scientiae*.

VIÇOSA
MINAS GERAIS - BRASIL
2015

Ficha catalográfica preparada pela Biblioteca Central da Universidade
Federal de Viçosa - Câmpus Viçosa

T

S237g
2015

Santos, Telma Miranda dos, 1984-
Germinação e dormência de sementes de Passifloráceas e
seleção de genótipos resistentes à *Fusarium* spp. / Telma
Miranda dos Santos. – Viçosa, MG, 2015.
xxi, 139f. : il. (algumas color.) ; 29 cm.

Inclui anexos.

Inclui apêndices.

Orientador: Cláudio Horst Bruckner.

Tese (doutorado) - Universidade Federal de Viçosa.

Inclui bibliografia.

1. Maracujá - Sementes. 2. *Passiflora*. 3. Germinação.
4. Sementes - Resistência. 5. *Fusarium*. I. Universidade Federal
de Viçosa. Departamento de Fitotecnia. Programa de
Pós-graduação em Fitotecnia. II. Título.


CDD 22. ed. 634.425

TELMA MIRANDA DOS SANTOS

**GERMINAÇÃO E DORMÊNCIA DE SEMENTES DE PASSIFLORÁCEAS E
SELEÇÃO DE GENÓTIPOS RESISTENTES À *Fusarium* spp.**

Tese apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, para obtenção do título de *Doctor Scientiae*.

Aprovada: 9 de março de 2015.



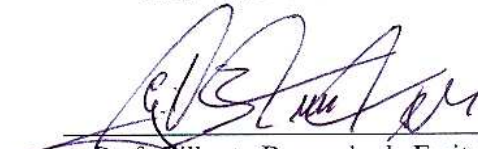
Marcelo Coelho Sekita



Prof. Victor Martins Maia



Adélica Aparecida Xavier
(Coorientadora)



Prof. Gilberto Bernardo de Freitas



Cláudio Horst Bruckner
(Orientador)

Com a força que Cristo me dá, posso enfrentar qualquer situação.

(Filip 4.13)

À minha mãe Maria,

Minha irmã Jeane,

Aos meus sobrinhos Joyce, João e Maria Isabel,

Ao André Luiz,

AGRADECIMENTOS

A DEUS, por tantas bênçãos em minha vida, todos os dias!

À minha mãe Maria, pelo apoio e amor infinito.

À Universidade Federal de Viçosa (UFV), através do curso de Pós-Graduação em Fitotecnia, pela oportunidade.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) e à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pelo apoio financeiro.

Ao meu orientador Professor Cláudio Horst Bruckner, que foi como um pai para mim, sempre paciente, prestativo e atencioso, sem deixar de ser crítico. Obrigada pelo exemplo de profissional, pelo incentivo, pela confiança e amizade.

À Professora Dra. Denise Cunha Fernandes dos Santos Dias, pela coorientação, por disponibilizar o Laboratório de Rotina de Análise de Sementes e seus orientandos para contribuir com parte deste trabalho e pela disposição em participar da banca examinadora.

À Professora Dra. Adélica Aparecida Xavier, pela coorientação, por disponibilizar o Laboratório de Fitopatologia da Unimontes e a mão de obra dos seus orientandos para contribuir com parte deste trabalho e pela disposição em participar da banca examinadora. Obrigada pela amizade e confiança.

Ao amigo Anderson Rodrigo da Silva, pelo auxílio nas análises estatísticas.

Aos colegas do Laboratório de Rotina de Sementes, em nome do senhor José Custódio, Paulo, Marcelo e Laércio, pelas dúvidas sanadas, pela atenção e amizade. A

Sílvia e Mariana, pela dedicação, pelo comprometimento e pela amizade. Serei eternamente grata.

Aos meus prezados amigos José Osmar, Patrícia, Marcos, Rosana, Luciana, Kátia, Ana Paula, Laiane, Danilo, Junia, Blanca, Thalita, Neidiquele, Renata, Leila, Monique, Leandro e Juliana, pela amizade.

Aos amigos do Laboratório de Fitopatologia Acleide, Humberson, Bruna, Leandro, Gleika, Maione, Fabíola, Paulo, Bel, Lidiane, Ellen, Helena, Simônica, Pedro, Josiane e Lucas, por sempre contribuírem de diversas formas com minhas atividades, especialmente a Marcos Vinícius, pela dedicação, responsabilidade e amizade.

À minha família, pelo apoio; aos amigos, em especial a Lorena e João Paulo, pela amizade e por tornar o mais familiar possível a vida em Viçosa; a Gemima e Camila, pelos momentos de alegria compartilhados; e aos meus colegas da Pós-graduação em Fitotecnia, pelo companheirismo e pela amizade ao longo do curso.

A Marly, Júlia e Gustavo, pela recepção e pelo auxílio ao contar as sementes. Ao André Luiz, um presente de Deus na minha vida, um grande companheiro e amigo. Obrigada por tudo.

SUMÁRIO

	Página
LISTA DE TABELAS	ix
LISTA DE FIGURAS	xiii
RESUMO	xviii
ABSTRACT	xx
INTRODUÇÃO GERAL.....	1
REFERÊNCIAS.....	13
CAPÍTULO I	
ESTUDO DA GERMINAÇÃO DE SEMENTES DE PASSIFLORÁCEAS APÓS ARMAZENAMENTO E PROCEDIMENTOS DE SUPERAÇÃO DE DORMÊNCIA.....	22
RESUMO	22
ABSTRACT	24
1 INTRODUÇÃO.....	26
2 OBJETIVOS.....	28
2.1 Objetivo geral.....	28
2.2 Objetivos específicos.....	28
3 MATERIAL E MÉTODOS.....	29
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	34
4.1 <i>Passiflora alata</i>	34
4.1.1 Germinação em função dos procedimentos para superação de dormência.....	34
4.1.2 Germinação em função dos dias de armazenamento	36
4.1.3 Porcentagem de plântulas anormais em função dos procedimentos para superação de dormência	38

4.1.4	Porcentagem de plântulas anormais em função dos dias de armazenamento	39
4.1.5	IVG em função dos procedimentos para superação de dormência.	41
4.1.6	IVG em função dos dias de armazenamento	43
4.1.7	Comportamento da germinação	43
4.2	<i>Passiflora cincinnata</i>	46
4.2.1	Germinação em função dos procedimentos para superação de dormência.....	46
4.2.2	Germinação em função dos dias de armazenamento	48
4.2.3	Porcentagem de plântulas anormais em função dos procedimentos para superação de dormência	48
4.2.4	Porcentagem de plântulas anormais em função dos dias de armazenamento	50
4.2.5	IVG em função dos procedimentos para superação de dormência.	52
4.2.6	IVG em função dos dias de armazenamento	53
4.2.7	Comportamento da germinação ao longo das avaliações semanais	53
4.3	<i>Passiflora mucronata</i>	53
4.3.1	Germinação em função dos procedimentos para superação de dormência.....	53
4.3.2	Germinação em função dos dias de armazenamento	56
4.3.3	Porcentagem de plântulas anormais em função dos procedimentos para superação de dormência	58
4.3.4	Porcentagem de plântulas anormais em função dos dias de armazenamento	59
4.3.5	IVG em função dos procedimentos para superação de dormência.	59
4.3.6	IVG em função dos dias de armazenamento	61
4.3.7	Comportamento da germinação	61
4.4	<i>Passiflora setacea</i>	63
4.4.1	Germinação em função dos procedimentos para superação de dormência.....	63
4.4.2	Germinação em função dos dias de armazenamento	65
4.4.3	Porcentagem de plântulas anormais em função dos procedimentos para superação de dormência	68
4.4.4	Porcentagem de plântulas anormais em função dos dias de armazenamento	68
4.4.5	IVG em função dos procedimentos para superação de dormência.	70
4.4.6	IVG em função dos dias de armazenamento	71
4.4.7	Comportamento da germinação	72
4.5	<i>Passiflora gibertii</i>	73
4.5.1	Germinação em função dos procedimentos para superação de dormência.....	73
4.5.2	Germinação em função dos dias de armazenamento	74

4.5.3	Porcentagem de plântulas anormais de <i>P. gibertii</i> em função dos procedimentos para superação de dormência	74
4.5.4	Porcentagem de plântulas anormais em função dos dias de armazenamento	75
4.5.5	IVG em função dos procedimentos para superação de dormência.	75
4.5.6	IVG em função dos dias de armazenamento	76
4.5.7	Comportamento da germinação	76
4.6	<i>Passiflora nitida</i>	77
4.6.1	Germinação de <i>Passiflora nitida</i> em função dos procedimentos para superação de dormência	78
4.6.2	Germinação de <i>P. nitida</i> em função dos dias de armazenamento ..	79
4.6.3	Porcentagem de plântulas anormais de <i>P. nitida</i> em função dos procedimentos para superação de dormência	79
4.6.4	Porcentagem de plântulas anormais em função dos dias de armazenamento	80
4.6.5	IVG em função dos procedimentos para superação de dormência.	80
4.6.6	IVG em função dos dias de armazenamento	81
4.6.7	Comportamento da germinação	81
5	CONSIDERAÇÕES	83
6	CONCLUSÕES	85
	REFERÊNCIAS	86
CAPÍTULO 2		
	SELEÇÃO DE GENÓTIPOS RESISTENTES À <i>Fusarium ssp.</i>	91
	RESUMO	91
	ABSTRACT	93
1	INTRODUÇÃO	95
2	OBJETIVOS	97
2.1	Objetivo geral	97
2.2	Objetivos específicos	97
3	MATERIAL E MÉTODOS	98
3.1	Experimento 1	98
3.2	Experimento 2	102
4	RESULTADOS	107
4.1	Experimento 1	107
4.2	Experimento 2	112
5	DISCUSSÃO	118
6	CONCLUSÕES	129
	REFERÊNCIAS	130
	CONCLUSÕES GERAIS	135
	ANEXOS	137

LISTA DE TABELAS

	Página
Capítulo 1	
Tabela 1 Comparações múltiplas de médias de germinação (%) de sementes de <i>Passiflora alata</i> submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento	35
Tabela 2 Comparações múltiplas de médias de plântulas anormais (%) de <i>Passiflora alata</i> submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento.....	39
Tabela 3 Comparações múltiplas de médias de IVG de sementes de <i>Passiflora alata</i> submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento.....	41
Tabela 4 Comparações múltiplas de médias de germinação (%) de sementes de <i>Passiflora cincinnata</i> submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento	46

Tabela 5	Comparações múltiplas de médias de plântulas anormais (%) de <i>Passiflora cincinnata</i> submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento	50
Tabela 6	Comparações múltiplas de médias de IVG de sementes de <i>Passiflora cincinnata</i> submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento	52
Tabela 7	Comparações múltiplas de médias de germinação (%) de sementes de <i>Passiflora mucronata</i> submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento	55
Tabela 8	Comparações múltiplas de médias de plântulas anormais (%) de <i>Passiflora mucronata</i> submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento	59
Tabela 9	Comparações múltiplas de médias de IVG de sementes de <i>Passiflora mucronata</i> submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento	61
Tabela 10	Comparações múltiplas de médias de germinação (%) de sementes de <i>Passiflora setacea</i> submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento	64
Tabela 11	Comparações múltiplas de médias de plântulas anormais (%) de <i>Passiflora setacea</i> submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento	68

Tabela 12	Comparações múltiplas de médias de IVG de sementes de <i>Passiflora setacea</i> submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento.....	70
Tabela 13	Comparações múltiplas de médias de germinação (%) de sementes de <i>Passiflora gibertii</i> submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após 90, 180 e 360 dias de armazenamento.....	73
Tabela 14	Comparações múltiplas de médias de plântulas anormais (%) de <i>Passiflora gibertii</i> originadas de sementes submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após 90, 180 e 360 dias de armazenamento.....	75
Tabela 15	Comparações múltiplas de médias de IVG de sementes de <i>Passiflora gibertii</i> submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após 90, 180 e 360 dias de armazenamento.....	76
Tabela 16	Comparações múltiplas de médias de germinação (%) de sementes de <i>Passiflora nitida</i> submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento	78
Tabela 17	Comparações múltiplas de médias de plântulas anormais (%) de <i>Passiflora nitida</i> submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento.....	79
Tabela 18	Comparações múltiplas de médias de IVG de <i>Passiflora nitida</i> submetidas aos procedimentos controle (ET), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (EM), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após 90, 180 e 360 dias de armazenamento.....	80

Capítulo 2

- Tabela 1** Número de dias da inoculação à morte de plantas de *Passiflora alata*, *P. edulis* UFV M-19, *P. gibertii*, *P. ligularis* e *P. mucronata* após a inoculação com o isolado 19 de *F. solani* (FS 19), com Mix preparado com 13 isolados de *F. solani* (MIX FS), com o isolado 35 de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP 35) e com Mix de 13 isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (MIX FOP) em Janaúba, MG 107
- Tabela 2** Porcentagem de sobrevivência de plantas de *Passiflora alata*, *P. edulis* UFV M-19, *P. gibertii*, *P. ligularis* e *P. mucronata* após 210 de inoculação com o isolado 19 de *F. solani* (FS 19), com a mistura de 13 isolados de *F. solani* (MIX FS), com o isolado 35 de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP 35) e com a mistura de 13 isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (MIX FOP) em Janaúba, MG 108
- Tabela 3** Genótipos, tratamentos, número de estacas inoculadas (NEI) e porcentagem de plantas de *Passiflora edulis* UFV M-19 (UFV), *Passiflora alata* (PA), *Passiflora gibertii* (PG) e *Passiflora mucronata* (PM) resistentes (% PR) a *F. oxysporum* f.sp. *passiflorae* e *Fusarium solani* 111
- Tabela 4** Número de dias da inoculação à morte de plantas de *Passiflora alata*, *P. cincinnata*, *P. edulis* BRS Sol do Cerrado, *P. ligularis*, *P. mucronata* e *P. nitida* após a inoculação com o isolado 19 de *F. solani* (FS 19), com Mix preparado com 13 isolados de *F. solani* (MIX FS), com o isolado 35 de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP 35) e com Mix de 13 isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (MIX FOP) em Janaúba, MG 113
- Tabela 5** Porcentagem de sobrevivência de plantas de *Passiflora alata*, *P. cincinnata*, *P. edulis* BRS Sol do Cerrado, *P. ligularis*, *P. mucronata* e *P. nitida* após 504 de inoculação com o isolado 19 de *F. solani* (FS 19), com a mistura de 13 isolados de *F. solani* (MIX FS), com o isolado 35 de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP 35) e com a mistura de de 13 isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (MIX FOP) em Janaúba, MG 114
- Tabela 6** Espécies inoculadas, tratamentos submetidos e porcentagem de plantas resistentes (% PR) a inoculação com isolados da Unimontes (UN) e da Embrapa (EM) de *Fusarium solani* e *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae* 117

LISTA DE FIGURAS

	Página
Capítulo 1	
Figura 1	A-B – Frutos de <i>Passiflora alata</i> . C – Fricção das sementes em peneira com cal. D - secagem das sementes. E – coleção de onde foram retirados frutos de <i>P. cincinnata</i> , <i>P. gibertii</i> , <i>P. mucronata</i> , <i>P. nitida</i> e <i>P. setacea</i> . F e G – frutos e sementes de <i>P. cincinnata</i> . H e I – planta e frutos de <i>P. mucronata</i> . J e K – frutos de <i>P. setacea</i> . L – corte de frutos de <i>P. nitida</i> . M – sementes de <i>P. alata</i> , <i>P. cincinnata</i> , <i>P. gibertii</i> , <i>P. mucronata</i> , <i>P. nitida</i> e <i>P. setacea</i> respectivamente.30
Figura 2	A-D – Sementes armazenadas em sacos de papel, colocadas em sacolas plásticas, dentro de caixas de papel ondulado e armazenadas na geladeira. E – semente do procedimento controle. F – escarificação da semente com alicate. G – sementes em Banho Maria a 55 °C por 5 minutos. H – sementes escarificadas embebidas em 100 mL de solução de giberelina. I – teste de germinação em papel Germitest. J – repetições dos testes de germinação devidamente identificados. K – Câmara de germinação tipo Mangelsdorf. L – avaliações de porcentagem de germinação e de plântulas anormais.32
Figura 3	Porcentagem de germinação de sementes de <i>Passiflora alata</i> em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.37
Figura 4	Porcentagem de plântulas anormais de <i>Passiflora alata</i> em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.40

Figura 5	Índice de velocidade de germinação (IVG) de sementes de <i>Passiflora alata</i> em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.....	44
Figura 6	Curvas de germinação (%) acumulada de <i>Passiflora alata</i> durante dezesseis semanas de avaliação nos quatro períodos de armazenamento e em todos os procedimentos para superação de dormência.	45
Figura 7	Porcentagem de germinação de sementes de <i>Passiflora cincinnata</i> em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.	49
Figura 8	Porcentagem de plântulas anormais de <i>Passiflora cincinnata</i> em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.	51
Figura 9	Índice de velocidade de germinação (IVG) de sementes de <i>Passiflora cincinnata</i> em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.	54
Figura 10	Curvas de germinação (%) acumulada de sementes de <i>Passiflora cincinnata</i> , durante dezesseis semanas de avaliação, submetidas aos procedimentos de superação de dormência.	55
Figura 11	Porcentagem de germinação de <i>Passiflora mucronata</i> em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.	57
Figura 12	Porcentagem de plântulas anormais (%) de <i>Passiflora mucronata</i> em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.	60
Figura 13	Índice de velocidade de germinação (IVG) de sementes de <i>Passiflora mucronata</i> em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.	62
Figura 14	Curvas de germinação (%) acumulada de <i>Passiflora mucronata</i> durante dezesseis semanas de avaliação submetidas aos procedimentos: CO: Controle; EM: Escarificação mecânica; ET: Escarificação térmica; GA: Embebição em Giberelina; EMGA: Escarificação mecânica seguida de embebição em giberelina.	63
Figura 15	Porcentagem de germinação de <i>Passiflora setacea</i> em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.	66

Figura 16	Porcentagem de plântulas anormais (%) de <i>Passiflora setacea</i> em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.	69
Figura 17	Índice de velocidade de germinação (IVG) de sementes de <i>Passiflora setacea</i> em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.....	71
Figura 18	Curvas de germinação (%) acumulada de <i>Passiflora setacea</i> durante dezesseis semanas de avaliação submetidas aos procedimentos: CO: Controle; EM: Escarificação mecânica; ET: Escarificação térmica; GA: Embebição em giberelina; EMGA: Escarificação mecânica seguida de embebição em giberelina.....	72
Figura 19	Curvas de germinação (%) acumulada de sementes de <i>Passiflora gibertii</i> durante dezesseis semanas de avaliação submetidas aos procedimentos: CO: Controle; EM: Escarificação mecânica; ET: Escarificação térmica; GA: Embebição em giberelina; EMGA: Escarificação mecânica seguida de embebição em giberelina.	77
Figura 20	Curvas de germinação (%) acumulada de <i>Passiflora nitida</i> durante dezesseis semanas de avaliação submetidas aos procedimentos: TE: Controle; EM: Escarificação mecânica; ET: Escarificação térmica; GA: Embebição em giberelina; EMGA: Escarificação mecânica seguida de embebição em giberelina.....	82
 Capítulo 2		
Figura 1	A – Realização de microferimentos no colo da planta com uma agulha; B – mudas imersas em 50 mL de suspensão; C – transplântio de mudas para copos contendo 0,5 dm ³ de substrato; D – visão geral do experimento após transplântio.....	99
Figura 2	A – Estacas de <i>Passiflora edulis</i> (UFV M-19); B – matrizes de <i>Passiflora edulis</i> (UFV M-19) em desenvolvimento; C – matrizes de <i>Passiflora mucronata</i> e <i>Passiflora gibertii</i> em desenvolvimento; D – matrizes de <i>Passiflora alata</i> desenvolvidas e prontas para retirada de novas estacas.....	101
Figura 3	A – Desenvolvimento de clones para retirada de estacas; B-E – estacas enraizadas de <i>P. edulis</i> (UFV M-19), <i>P. alata</i> , <i>P. mucronata</i> e <i>P. gibertii</i> respectivamente; F – inoculação das estacas enraizadas.	101

Figura 4	A - F – Mudas de <i>P. alata</i> , <i>P. cincinnata</i> , <i>P. ligularis</i> , <i>P. mucronata</i> , <i>P. nitida</i> e <i>P. edulis</i> respectivamente; G – realização de ferimentos no colo das mudas; H – mudas plantadas em vasos de 1,5 dm ³ ; I – plantio de mudas em vasos de 50 kg; J – mudas plantadas em vasos de 50 L. K e L – desenvolvimento das plantas em vasos em casa de vegetação; M – retirada das plantas sobreviventes 504 dias após a inoculação, detalhe da lavagem dos sistema radicular para retirada do excesso de solo.....	104
Figura 5	A – Preparo das estacas; B – Estacas enraizadas de <i>P. mucronata</i> ; C – estacas de <i>P. edulis</i> BRS Sol do Cerrado antes da inoculação.	105
Figura 6	A – Mudas provenientes de estaquia de <i>Passiflora edulis</i> BRS Sol do Cerrado; B - <i>Passiflora mucronata</i> e C - <i>Passiflora nitida</i> após inoculação.....	106
Figura 7	Porcentagem de plantas de <i>Passiflora alata</i> , <i>P. edulis</i> , <i>P. gibertii</i> , <i>P. ligularis</i> e <i>P. mucronata</i> mortas (Morte), imunes (Imunidade) e suscetíveis com apenas lesões internas (Lesão interna) após 210 dias da inoculação de <i>Fusarium</i> spp.	109
Figura 8	A - C – Sistema radicular e corte do caule de <i>Passiflora edulis</i> UFV-M19 inoculada com <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp <i>passiflorae</i> ; D a F – sistema radicular de <i>Passiflora alata</i> , <i>Passiflora gibertii</i> e <i>Passiflora mucronata</i> inoculadas com <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i>	112
Figura 9	A – Avaliação semanal das plantas; B – muda de <i>Passiflora alata</i> após sete dias da inoculação com <i>Fusarium solani</i> ; C – detalhe da lesão no colo da muda de <i>Passiflora alata</i> sete dias após a inoculação com <i>Fusarium solani</i> ; D – detalhe do sistema radicular e colo de muda de <i>Passiflora ligularis</i> sete dias após a inoculação com <i>Fusarium solani</i> ; E – muda de <i>Passiflora mucronata</i> após sete dias da inoculação com <i>Fusarium solani</i> e F – detalhe da lesão de <i>Fusarium solani</i> no colo da muda de <i>Passiflora mucronata</i> sete dias após a inoculação.....	113
Figura 10	Porcentagem de plantas de <i>Passiflora alata</i> , <i>P. cincinnata</i> , <i>P. edulis</i> , <i>P. ligularis</i> e <i>P. mucronata</i> e <i>P. nitida</i> mortas (Morte), imunes (Imunidade), suscetíveis com lesões internas (Lesão interna) e que morreram, porém não foi reisolado o patógeno (Outros) após 504 dias da inoculação de <i>Fusarium</i> spp.	115

Figura 11	<p>Detalhes de plantas inoculadas com <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp <i>passiflorae</i>. A – Sistema radicular de planta de <i>Passiflora cincinnata</i> morta após 504 dias da inoculação; B – sistema radicular de planta de <i>Passiflora nitida</i> inoculada; C – detalhe das pontuações no colo da planta de <i>Passiflora nitida</i>; D – sistema radicular de <i>Passiflora ligularis</i>; E e F – detalhes do caule de <i>Passiflora ligularis</i> onde confirmou-se a presença do patógeno.</p>	115
Figura 12	<p>Detalhe do sistema radicular e do caule de plantas inoculadas há 504 dias, que não apresentaram nenhum sintoma externo ou interno do patógeno, consideradas imunes. A e B – <i>Passiflora nitida</i> inoculada com <i>Fusarium solani</i>; C – <i>Passiflora ligularis</i> inoculada com <i>Fusarium solani</i>; D e E – sistema radicular e caule de <i>Passiflora ligularis</i> inoculada com <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp <i>passiflorae</i>; F – sistema radicular e caule de <i>Passiflora cincinnata</i> inoculada com <i>Fusarium solani</i>.</p>	116

RESUMO

SANTOS, Telma Miranda dos, D.Sc., Universidade Federal de Viçosa, março de 2015. **Germinação e dormência de sementes de passifloráceas e seleção de genótipos resistentes à *Fusarium* spp.** Orientador: Cláudio Horst Bruckner. Coorientadora: Adelica Aparecida Xavier e Denise Cunha Fernandes dos Santos Dias.

O Brasil é o maior produtor mundial de maracujá azedo, entretanto a produtividade nacional ainda é considerada baixa. A ocorrência de patógenos de solo é um dos fatores responsáveis pela baixa produtividade dos pomares. Algumas espécies silvestres têm demonstrado resistência à *Fusarium* spp. e poderiam ser utilizadas como porta-enxerto, entretanto a obtenção de mudas é dificultada pela dormência em suas sementes. É necessário confirmar a resistência a *Fusarium* spp e selecionar genótipos resistentes. Objetivou-se avaliar a germinação de sementes de *Passiflora alata*, *P. cincinnata*, *P. gibertii*, *P. mucronata*, *P. nitida* e *P. setacea* após armazenamento por até 360 dias e realização de procedimentos pré-germinativos. Objetivou-se também avaliar, em condições controladas, a resistência de plantas de *P. alata*, *P. cincinnata*, *P. gibertii*, *P. ligularis*, *P. mucronata*, *P. nitida* e *P. edulis* a um isolado e a uma mistura de isolados de *Fusarium solani* ou de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*. Para atingir esses objetivos, foram conduzidos experimentos entre outubro de 2011 a setembro de 2014. Além do controle, as sementes foram submetidas a escarificação mecânica, térmica, aplicação de giberelina e escarificação mecânica seguida de embebição em giberelina. Foram realizados testes de germinação com sementes recém-colhidas e armazenadas por 90, 180 e 360 dias. Sementes de *P. alata*, *P. gibertii* e *P. mucronata* não apresentam

dormência enquanto *P. cincinnata*, *P. nitida* e *P. setacea* apresentaram dormência. Sementes de *P. cincinnata* apresentaram germinação mais rápida e uniforme quando escarificadas mecanicamente após 90 dias de armazenamento. O armazenamento em geladeira por 180 dias das sementes do procedimento controle melhorou a germinação de *P. cincinnata*. A escarificação mecânica e escarificação mecânica seguida de embebição em giberelina foram eficientes na superação de dormência de *P. setacea*, indicando que a espécie apresenta dormência física. A escarificação térmica proporcionou melhor germinação a *P. nitida*. O armazenamento por 360 dias manteve ou aumentou a germinação de sementes de *P. alata*, *P. gibertii*, *P. mucronata*, *P. nitida* e *P. setacea*. O padrão de avaliação da germinação por até 28 dias, usada para *P. edulis*, não foi suficiente para avaliar germinação de *P. nitida* e *P. setacea*. Foram selecionadas plantas resistentes a *Fusarium* spp. em todas as espécies de *Passiflora* avaliadas, comprovando que existe variabilidade intraespecífica quanto à resistência a diferentes isolados de *F. solani* e *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*. *Passiflora mucronata*, *P. alata* e *P. edulis* apresentaram maior resistência aos isolados de *Fusarium* spp. avaliados, com imunidade de 83,3, 68,75 e 66,7% respectivamente. Foram selecionadas 104 plantas: 29 de *P. mucronata*, 11 genótipos de *P. alata*, 28 de *P. edulis*, 14 de *P. ligularis*, 20 de *P. nitida* e sete de *P. gibertii*. Das plantas selecionadas 52 foram resistentes a *F. solani* e 57 resistentes a *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*.

ABSTRACT

SANTOS, Telma Miranda dos, D.Sc., Universidade Federal de Viçosa, March, 2015. **Study of germination and dormancy passion fruit seeds and selection of genotypes resistant to *Fusarium* spp.** Adviser: Cláudio Horst Bruckner. Co-Advisers: Adelica Aparecida Xavier and Denise Cunha Fernandes dos Santos Dias.

Brazil is the main producer of sour passion fruit, but the productivity is still considered low. Soil-borne pathogens diseases are among the main reasons of the low productivity of the orchards. Some wild species have shown resistance to *Fusarium* spp. and they could be potential rootstocks, however seed dormancy hampers the seedlings production. It is necessary to confirm the resistance to *Fusarium* spp within the species and select resistant genotypes. Germination were evaluated in *Passiflora alata*, *P. cincinnata*, *P. gibertii*, *P. mucronata*, *P. nitida* and *P. setacea* after storage for up to 360 days and under pre-germination procedures. The resistance to an isolate and a mixture of isolates of *Fusarium solani* or *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae* was assessed in plants of *P. alata*, *P. cincinnata*, *P. gibertii*, *P. ligularis*, *P. mucronata*, *P. nitida* and *P. edulis*. Experiments were conducted between October 2011 to September 2014. Germination tests were carried out with freshly harvested seeds and stored ones for 90, 180 and 360 days. For the germination studies, the fresh or stored seeds were subjected, beyond control, to mechanical scarification, thermal scarification, immersion in gibberellin solution and mechanical stratification plus immersion in gibberellin solution. Seeds of *P. alata*, *P. gibertii* and *P. mucronata* did not present dormancy while *P. cincinnata*, *P. nitida* and *P. setacea* had dormant seeds. Seeds of

P. cincinnata germinated more rapidly and uniformly when mechanically scarified after 90 days of storage. Without pre germination, procedures (control) germination of *P. cincinnata* increased with the storage time. The mechanical scarification and mechanical scarification followed by immersion in gibberellic acid were effective in overcoming dormancy in *P. setacea*, indicating that the species has physical seed dormancy. Thermal scarification provided better germination of *P. nitida*. The storage for 360 days maintained or increased the germination of seeds of *P. alata*, *P. gibertii*, *P. mucronata*, *P. nitida* and *P. setacea*. The standard 28 days measure period, prescribed for germination tests of *P. edulis* by the Brazilian rules, was not sufficient to assess germination of *P. nitida* and *P. setacea*. Plants resistant to *Fusarium* spp. were selected to *Fusarium* spp. within all evaluated species of Passiflora, evidencing the intraspecific variability for resistance to isolates of *F. solani* and *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*. *Passiflora mucronata*, *P. alata* and *P. edulis* had the higher resistance to the evaluated isolates of *Fusarium* spp., with 83.3, 68.75 and 66.7% immunity, respectively. One hundred and four plants were selected: 29 *P. mucronata*, 11 *P. alata*, 28 *P. edulis*, 14 *P. ligularis*, 20 *P. nitida* and 7 *P. gibertii*. Of the selected plants, 52 were resistant to *F. solani* and 57 resistant to *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*.

INTRODUÇÃO GERAL

O Brasil é o centro de origem de várias espécies de passifloráceas. O país se destaca mundialmente como maior produtor de maracujá-amarelo, entretanto a produtividade brasileira está aquém do seu potencial. Doenças como murcha-de-fusarium e podridão-do-colo, causadas respectivamente por *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae* e *F. solani* são de grande importância nessa cultura, visto que não existe controle químico e ainda não foram desenvolvidas variedades resistentes as essas doenças (FISCHER; KIMATI; REZENDE, 2011).

Alguns trabalhos foram realizados visando estudar a resistência de passifloráceas ao *Fusarium* spp, porém os trabalhos foram realizados em campo (OLIVEIRA et al., 1986; MENEZES et al., 1994; FISCHER et al., 2010), onde não se conhece os microrganismos presentes, ou em vasos utilizando-se apenas um isolado (GARDNER, 1989; FISCHER et al, 2005; BUENO et al., 2010; SILVA et al., 2013). Estudos visando o uso de porta-enxertos silvestres devem ser desenvolvidos no norte de Minas Gerais onde a fusariose tem causado grandes prejuízos (JUNQUEIRA et al., 2005). Os trabalhos realizados até o momento também não relatam a seleção das plantas resistentes. Dessa forma é importante selecionar genótipos de *P. edulis* e também das espécies silvestres que poderão ser utilizadas como porta-enxertos resistentes.

Há indícios de que algumas espécies do gênero *Passiflora* apresentam resistência a essas doenças, como: *Passiflora alata*, *P. edulis*, *P. gibertii*, *P. mucronata*, *P. nitida* e *P. setacea* (MELETTI et al., 2005; FALEIRO et al., 2005). Tais espécies poderiam ser utilizadas como porta-enxertos do maracujazeiro amarelo, mas para isso é

preciso, dentre outros trabalhos, confirmar a resistência das plantas a esses patógenos e selecionar os genótipos resistentes. Segundo Meletti (2011), a enxertia do maracujá-amarelo sobre outras espécies visando ao controle da morte prematura de plantas ou da fusariose vem sendo utilizada, mas a desuniformidade da germinação das sementes limita o uso em escala comercial.

Uma das formas de produção de porta-enxertos é via seminífera, entretanto existem relatos de que a germinação das sementes de algumas espécies é comprometida em função da ocorrência de dormência nas mesmas (KUHNE, 1968; MORLEY-BUNKER, 1974). Existem procedimentos que podem eliminar o fator responsável pela dormência e acelerar e uniformizar a germinação das sementes de passifloráceas. São exemplos dessas técnicas: escarificação mecânica e térmica e embebição em giberelina. É importante conhecer o período de viabilidade das sementes após o armazenamento.

O presente estudo analisou essas características através da seguinte estrutura. No Capítulo 1 foi abordado um estudo da germinação e estratégias de superação de dormência de sementes de seis espécies de passifloras: *P. alata*, *P. cincinnata*, *P. giberti*, *P. mucronata*, *P. nitida* e *P. setacea*. A germinação foi avaliada por até 360 dias após o armazenamento. Já no Capítulo 2 foram abordados dois experimentos visando à avaliar a resistência e selecionar genótipos em sete espécies: *P. alata*, *P. cincinnata*, *P. edulis*, *P. giberti*, *P. ligularis*, *P. mucronata* e *P. nitida*. Espera-se com esse trabalho contribuir para o processo de melhoramento genético do maracujazeiro fornecendo informações aos produtores e pesquisadores sobre a viabilidade ao longo de um ano de armazenamento e superação de dormência das sementes. Espera-se ainda contribuir com a discussão sobre a utilização de genótipos resistentes como potenciais porta-enxertos do maracujazeiro amarelo.

O maracujazeiro pertence à família Passifloraceae (JUDD et al., 2009). Esta contém 16 gêneros e 705 espécies (BERRY, 2012), sendo formada por plantas trepadeiras, amplamente distribuídas em regiões tropicais a temperadas (JUDD et al., 2009). Em torno de 10 a 15 espécies são cultivadas, ocasionalmente, em grande escala. As demais são cultivadas apenas localmente em pequena escala ou são exploradas extrativamente. Muitas espécies de Passifloraceae têm frutos comestíveis, mas apenas cinco ou seis dessas espécies são de relevante importância econômica (ULMER et al., 2004).

O principal gênero da família é o *Passiflora*, com 525 espécies, muitas das quais podem produzir frutos comestíveis enquanto outras são cultivadas como plantas

ornamentais graças a suas belas flores (JUDD et al., 2009; BERRY, 2012). O Brasil apresenta cerca de 140 dessas espécies (CERVI, 2006), sendo o centro de distribuição geográfica do gênero e o centro de origem de um grande número de espécies de maracujá (MELETTI; SANTOS; MINAMI, 2000).

A nomenclatura do gênero *Passiflora* (flor da paixão) foi assim atribuída por estar relacionada com a paixão de Cristo. Associa-se o formato das folhas à lança que transpassou Jesus Cristo na cruz; as gavinhas, ao açoite; a corona de filamentos representaria a coroa de espinhos; os três estiletos simulavam os três cravos que perfuraram o corpo de Cristo e as cinco anteras representariam as chagas do crucificado (CERVI, 1997).

Dentre as espécies desse gênero, *Passiflora edulis* Sims – conhecida como maracujá-azedo – é a mais utilizada comercialmente, apresentando importância econômica principalmente para a produção de suco, que pode ser industrializado ou extraído da fruta fresca. Existem duas formas de *P. edulis*: *P. edulis* Sims f. *edulis*, cujos frutos possuem coloração roxa, e *P. edulis* Sims f. *flavicarpa* Degener, cujos frutos são amarelos quando maduros (CERVI, 1997). A forma taxonômica atualmente preferida de se referir à planta de maracujá-azedo, independentemente da cor do fruto, é *Passiflora edulis* Sims e associar a elas um nome de cultivar para os materiais selecionados (BERNACCI et al., 2008). Entretanto, no decorrer do presente estudos será mantida a nomenclatura utilizada pelos autores citados.

A importância de cada espécie varia ao redor do mundo. *P. edulis* f. *edulis* é o fruto mais conhecido na Europa, sendo plantado principalmente na América do Sul, África do Sul, Índia, Malásia, Austrália, Nova Zelândia e Havaí. *P. ligularis* Juss, conhecido popularmente como granadilha, é cultivado em muitos países devido à qualidade do seu fruto e é quase tão importante economicamente como *P. edulis*. Já *P. edulis* f. *flavicarpa* (maracujá amarelo) é o mais cultivado e as maiores plantações encontram-se no Brasil, Colômbia, Austrália, Havaí e Peru (KUGLER; KING, 2004).

O Brasil tem se destacado nas últimas duas décadas como o maior produtor mundial de maracujá-amarelo (MELETTI, 2011). No ano de 2012, a área colhida foi superior a 57 mil hectares, com destaque para os estados da Bahia, Ceará, Sergipe, Pará e Minas Gerais. A área plantada teve um aumento de 66,45% de 2002 para 2012. A produção brasileira acompanha esse crescimento, passando de 478.652 toneladas em 2002 para 776.097 em 2012, aumento de 62,14%. A produtividade média nacional é de 13,42 t.ha⁻¹, enquanto que na região Sudeste ela atinge 19,29 t.ha⁻¹ (IBGE, 2013). Essa

produtividade ainda é considerada baixa quando comparada ao potencial de produção da cultura, estimado entre 40 a 50 t.ha⁻¹ (FREITAS et al., 2011; MELETTI; SANTOS; MINAMI, 2000).

Um dos principais fatores responsáveis pela baixa produtividade dos pomares de maracujazeiro é a ocorrência de fusariose (FISCHER; REZENDE, 2008). O gênero *Fusarium* é composto por fungos necrotróficos infestantes do solo, apresentando muitas espécies patogênicas que causam graves doenças em plantas em todo o mundo. *F. oxysporum* provoca murchas vasculares em muitas culturas, enquanto que *F. solani* causa apodrecimento do colo e das raízes em numerosas espécies (AGRIOS, 2004). A cultura do maracujazeiro pode ser infectada por duas espécies de *Fusarium* spp. que podem afetar drasticamente a produtividade e a longevidade dos pomares. Tais doenças são relatadas com diferentes nomenclaturas – como morte prematura, podridão-do-pé, podridão-do-colo, murcha de fusarium – e vem sendo associadas às espécies *Fusarium oxysporum* e *Fusarium solani* (DARIVA, 2011). As doenças causadas por patógenos de solo, como *Fusarium*, são difíceis de serem controladas (FISCHER; KIMATI; REZENDE, 2011).

Na Austrália, a murcha de *Fusarium* vem causando prejuízos à cultura do maracujazeiro há muitas décadas, como relata McKnight (1951). No Brasil essa doença foi constatada em São Paulo em 1968 (FISCHER; KIMATI; REZENDE, 2011). O agente etiológico da doença é *Fusarium oxysporum* Schlecht. em Snyder and Hansen forma *passiflorae*. O principal sintoma é a murcha súbita da planta, que ocorre de forma aleatória na plantação. A ocorrência da murcha é repentina e geralmente atinge toda a planta. Uma planta previamente assintomática pode entrar em colapso em 24 a 48 horas. Internamente ocorre o escurecimento do sistema vascular da planta (PURSS, 1954).

Outra doença importante é a podridão-do-colo, considerada um dos principais problemas fitossanitários nos pomares brasileiros de maracujá (FISCHER et al., 2010). A doença provoca queda de produtividade, pois ocorrem murcha, desfolha e morte da planta em decorrência do anelamento necrótico no colo (BUENO et al., 2010). O agente etiológico é *Nectria haematococca* Berk. e Br. (forma anamorfa *Fusarium solani* (Mart) Sacc.). Na região do colo podem ocorrer intumescimento e rachaduras da casca, ocorrendo ainda arroxamento nas bordas das lesões onde podem ser observadas pontuações avermelhadas que são os peritécios do fungo (FISCHER; KIMATI; REZENDE, 2005).

Os sintomas causados por *F. solani* e *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* se confundem, o que dificulta a diagnose sintomatológica associada a cada espécie de *Fusarium* (MANICOM et al., 2003). Entretanto Ortiz et al. (2014) avaliaram histopatologicamente a infecção de *F. solani* e *F. oxysporum* em maracujá roxo e observaram que ambos os patógenos produzem efeitos semelhantes, causando hipertrofia e hiperplasia no câmbio, xilema e floema, porém perceberam que os patógenos apresentaram diferenças no que diz respeito ao mecanismo de colonização, constatando-se que *F. solani* infecta a área de colo e *F. oxysporum* infecta a planta a partir das raízes até atingir o sistema vascular da planta.

Não existe controle químico para esses patógenos. Áreas com histórico da doença devem ser evitadas para implantação de novas plantações. A irrigação deve ser manejada de forma a evitar excesso ou déficit hídrico, assim como solos mal drenados precisam ser evitados. É recomendado o uso de mudas saudáveis e um controle mecânico ou químico de plantas daninhas, com cuidado para evitar injúrias ao colo e às raízes (FISCHER; REZENDE, 2008). Por serem fitopatógenos de difícil controle, um dos métodos mais apropriados para o seu manejo do ponto de vista econômico e ambiental, é por meio do cultivo de genótipos resistentes (PIO-RIBEIRO; MARIANO 1997; SEMPREBOM, 2012).

A resistência de um hospedeiro a um determinado patógeno é definida como a capacidade da planta de atrasar ou evitar a entrada e/ou a subsequente atividade de um patógeno em seus tecidos (ATHAYDE SOBRINHO; FERREIRA; CAVALCANTI, 2005; NOJOSA; RESENDE; RESENDE, 2005; PASCHOLATTI, 2011). Para cada gene de resistência no hospedeiro, existe um gene respectivo de avirulência no agente patogênico (AGRIOS, 2004). Existem dois tipos de resistência: vertical e horizontal. A resistência vertical é controlada por poucos genes, porém de efeito mais pronunciado, sendo eficaz apenas contra uma ou algumas raças específicas do organismo patogênico. A resistência horizontal é determinada por muitos genes, de resistência menos pronunciada individualmente, mas é eficaz contra maior número de raças de uma espécie de patógenos (VANDERPLANK, 1963). O grau de suscetibilidade ou resistência a vários agentes patogênicos é uma característica hereditária, a qual é relevante para o desenvolvimento de variedades resistentes a patógenos causadores de doenças específicas. As doenças vegetais são o resultado da interação de pelo menos dois organismos, a planta hospedeira e o patógeno, além das condições ambientais. As

propriedades de cada um destes dois organismos são regidas pelo seus genótipos (AGRIOS, 2004).

A resistência ou tolerância aos principais patógenos é vista pelos pesquisadores como uma demanda urgente para pesquisas, sob pena de redução drástica das áreas cultivadas e insustentabilidade econômica da cultura do maracujazeiro (FALEIRO et al., 2006). Existem quatorze cultivares de *P. edulis* f. *flavicarpa* registrados no Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento (MAPA, 2014), mas nenhuma delas apresenta resistência a *Fusarium* spp. Segundo Bruckner et al. (2005), porta-enxertos resistentes aos patógenos que causam enfermidades ao sistema radicular, como *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae*, ainda não existem por falta de programas de melhoramento com esses objetivos.

O maracujazeiro azedo possui baixa variabilidade genética para resistência a doenças (BELLON et al., 2014), assim a melhor forma de conviver com a murcha de fusarium, fusariose, podridão-do-colo ou morte prematura é via utilização de porta-enxertos resistentes (CHAVES et al., 2004; FISCHER; KIMATI; REZENDE, 2011; MALDONADO, 1991; MELETTI; BRUCKNER, 2001; MENEZES et al., 1994; SÃO JOSÉ, 1991). Essa estratégia já vem sendo utilizada na Austrália para o controle da murcha de fusarium (PIA; ROBERT; PAT, 2009).

Apesar da baixa variabilidade quanto à resistência, uma alternativa interessante seria a seleção e multiplicação clonal de genótipos de maracujazeiro-amarelo resistentes como forma de manutenção da resistência para posterior utilização em etapas do programa de melhoramento. Quando se fala em propagação por estaquia é necessário a utilização de matrizes resistentes a nematoides, fungos de solo e patógenos sistêmicos (ALEXANDRE et al., 2009a). A resistência a *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* é dependente do genótipo (SILVA et al., 2013). A busca de resistência em *P. edulis* é importante a fim facilitar a incorporação desta característica em cultivares em um curto período de tempo (RONCATTO et al., 2004), pois facilitariam a transferência de genes de resistência entre plantas.

Tanto a enxertia quanto a estaquia são práticas de propagação tecnicamente viáveis para o maracujazeiro. A enxertia é uma técnica promissora nas situações em que, no local de plantio, ocorrem doenças fúngicas e nematoides, que atacam o sistema radicular (SIQUEIRA; PEREIRA, 2001), desde que haja porta-enxertos resistentes. Essa técnica possibilita a combinação de sistema radicular resistente com parte aérea interessante comercialmente. Já a estaquia seria viável a partir da seleção de genótipos

resistentes de cultivares. Porém seriam necessários vários genótipos que apresentassem compatibilidade genética entre si quanto à fertilização, pois o maracujazeiro apresenta incompatibilidade do tipo homomórfica-esporofítica (BRUCKNER et al., 1995).

Em trabalho realizado por Junqueira et al. (2006), utilizando-se clones de maracujazeiro resistente a bacteriose e tolerante ao vírus do endurecimento, constatou-se que plantas propagadas por enxertia em *P. nitida* e ou por estaquia foram menos afetadas por doenças em área com histórico de podridão de raízes causada por *F. solani*. A propagação vegetativa por meio da técnica da enxertia apresenta vantagens na manutenção das boas características agronômicas, favorecendo a multiplicação de plantas produtivas e tolerantes a pragas e doenças. Essas vantagens permitem a implantação de pomares tecnicamente superiores àqueles formados por meio de plantas obtidas a partir de sementes (LIMA; CALDAS; SANTOS, 2006).

Alguns autores relatam que *P. edulis* f. *flavicarpa* seria o porta-enxerto mais promissor para *P. edulis* f. *edulis*, sendo um método de controle satisfatório uma vez que mostrou-se resistente a *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* na Austrália (PURS, 1958; INCH, 1978) e no Havaí (GARDNER, 1989). Entretanto, no Brasil essa resistência não tem sido observada, sendo as plantações de maracujazeiro amarelo suscetíveis a esses patógenos (SILVA et al., 2013). A variabilidade genética das plantas e do patógeno juntamente com as condições edafoclimáticas distintas em cada região pode justificar essas diferenças. A resistência parcial de *P. edulis* f. *flavicarpa* não foi confirmada por Fischer et al. (2010).

Oliveira et al. (1986) plantaram mudas de passifloráceas em solo com histórico de morte prematura visando avaliar a resistência destas. Esses autores concluíram que alguns cultivares de *P. alata* Curtis são resistentes à morte prematura. A espécie também é recomendada como porta enxerto resistente às doenças como fusariose e podridão-do-colo (YAMASHIRO; LANDGRAF, 1979; MENEZES et al., 1994; SILVA et al., 2005; MALDONADO; DIAS, 2008; FISCHER et al., 2010).

Espécies de passifloras silvestres, como *P. nitida* Kunth, *P. gibertii* N. E. Brown. e *P. setacea* D. C., são relatadas apresentando resistência à morte prematura e a outras doenças causadas por patógenos de solo (MENEZES et al., 1994; OLIVEIRA et al., 1994; OLIVEIRA et al., 1986; FISCHER, 2003). Já *P. cincinnata* Mast, apesar de mostrar-se suscetível à morte prematura (OLIVEIRA et al., 1986), é considerada importante para a produção de porta-enxertos, uma vez que é tolerante à seca, a doenças causadas por bactérias e a nematoides, tendo potencial de uso em programas de

melhoramento genético (ZUCARELLI et al., 2009). Apesar disso, segundo Araújo et al. (2012), existe variabilidade intraespecífica em *P. cincinnata*, sendo possível selecionar acessos resistentes a doenças ocasionadas pelos patógenos *Fusarium oxysporum* e *F. solani*. Outra espécie que pode ser usada como porta-enxerto é *P. mucronata* Lam., uma vez que apresenta resistência a *F. solani* (FISCHER et al., 2005).

Alguns trabalhos realizados para avaliação de patogenicidade de isolados e de avaliação de resistência de maracujazeiros foram feitos realizando-se a inoculação com apenas um isolado do patógeno (GARDNER, 1989; FISCHER et al., 2005; FISCHER et al., 2005a; BUENO et al., 2010; SILVA et al., 2011; SILVA et al., 2013). Para a seleção de materiais resistentes a patógenos, é recomendável a inoculação não somente com um isolado agressivo, mas também com uma mistura de isolados, de modo que permita que o material seja exposto a uma população do patógeno que apresente grande variabilidade (BUENO et al., 2010). Esse procedimento foi realizado no presente estudo.

Alguns experimentos foram realizados em pomares com histórico de podridão-do-colo ou morte prematura (OLIVEIRA et al., 1986; MENEZES et al., 1994; FISCHER et al., 2010), onde não se tem controle de quais microrganismos estão presentes.

As espécies *P. alata*, *P. cincinnata*, *P. gibertii*, *P. mucronata*, *P. nitida* possuem potencial para serem empregadas como porta-enxertos das variedades comerciais de maracujazeiro, entretanto, são poucos os trabalhos realizados com a finalidade de confirmar a resistência em condições controladas de solo e concentração dos patógenos (BUENO et al., 2010; FISCHER et al., 2010a; SILVA et al., 2013). Para obtenção de mudas visando inoculação de *Fusarium* spp. é fundamental que se consiga uma germinação uniforme das sementes para assim garantir a produção de mudas em quantidade e padrão de desenvolvimento fenológico adequado para a execução dos experimentos.

A germinação de sementes de espécies do gênero *Passiflora* é bastante irregular, podendo se estender de 10 dias a três meses (KUHNE, 1968). Existem dificuldades no processo de embebição em função de as sementes apresentarem impedimento no tegumento (MORLEY-BUNKER, 1974). Problemas de germinação são muito comuns, até mesmo no maracujá-amarelo, pois as sementes também apresentam germinação baixa e desuniforme (PEREIRA; DIAS, 2000).

Do ponto de vista agrônomo e tecnológico, a germinação consiste na emergência de parte da planta no solo ou a formação de uma plântula vigorosa sobre algum tipo de substrato (BORGHETTI, 2004). A germinação acontece quando as condições para o crescimento são favoráveis e a semente não apresenta dormência. A primeira exigência para a germinação é a disponibilidade de água e a embebição da semente.

Cada espécie apresenta condições específicas para a germinação. São necessários sinais ambientais específicos que induzem a síntese ou ativação de giberelinas que irão induzir a síntese e/ou ativação de enzimas hidrolíticas responsáveis pela degradação da parede celular do endosperma e ainda estão envolvidas no aumento do potencial de crescimento do embrião e na degradação de reservas das sementes (CASTRO; BRADFORD; HILHORST, 2004).

A dormência é um fator importante no estudo das sementes de passifloráceas. As sementes de maracujá-amarelo são constituídas pelo embrião, endosperma, tegumento e arilo. Algumas dessas estruturas podem influenciar na dormência das sementes, como o arilo e o tegumento. Além desses envoltórios, a temperatura na qual a semente é submetida durante a germinação, a luz, o balanço de substâncias fitorreguladoras, o tempo e condições de armazenamento e a genética da semente irão influenciar sua germinação e/ou dormência (ALEXANDRE; BRUCKNER; LOPES, 2009).

Segundo Cardoso (2004), sementes dormentes são aquelas que não germinam mesmo quando colocadas em condições ambientais aparentemente favoráveis. Essas sementes apresentam alguma restrição interna ou sistêmica à germinação e para que ocorra a germinação é preciso que esta restrição seja superada.

A dormência pode ser classificada quanto a sua origem em primária e secundária. A primeira instala-se durante a fase de desenvolvimento ou maturação de forma que a semente já é dispersa dormente da planta mãe. Já a dormência secundária ocorre após a dispersão, quando a semente encontra um ambiente desfavorável ou estressante para a germinação, especialmente água, temperatura, luz e oxigênio (CARDOSO, 2004).

Os mecanismos de dormência podem ser endógenos ou exógenos. A dormência endógena ou embrionária é causada por algum bloqueio relacionado ao próprio embrião e pode ser dividida em fisiológica, morfológica ou morfofisiológica. Na dormência exógena ou extraembrionária, é causada pelo tegumento, endocarpo ou pericarpo e está relacionada à impermeabilidade, ao efeito mecânico e/ou à presença de substâncias

inibidoras dos tecidos. A dormência exógena pode ser dividida em: física, química ou mecânica (BASKIN; BASKIN, 1998; CARVALHO, 1994).

Algumas sementes podem ser dispersas da planta mãe sem que o embrião tenha atingido a maturidade e isso faz com que a semente não germine. Mesmo se o embrião estiver maduro, a germinação pode não ocorrer em função de impedimentos metabólicos tanto no eixo embrionário quanto nos cotilédones (BORGUETTI, 2004). O ácido abscísico (ABA) é um dos principais responsáveis pelo estabelecimento da dormência embrionária (BEWLEY, 1997). Esse tipo de dormência se manifesta durante a embebição, que pode ser condicionada pelo balanço entre fitormônios promotores e inibidores da germinação (BORGUETTI, 2004).

As giberelinas promovem a síntese de enzimas envolvidas no enfraquecimento dos tegumentos e/ ou hidrólise de reservas que estão relacionadas com a protrusão radicular (BEWLEY; BLACK, 1994), estimulam a síntese de α -amilase, que degrada amido, liberando energia para o desenvolvimento dos embriões (TAIZ; ZEIGER, 2009) e podem ainda silenciar genes que estejam envolvidos na manutenção da dormência (KOORNNEEF; BENTSINK; HILHORST, 2002). Elas constituem o grupo de reguladores de crescimento que tem o mais amplo espectro de ação em relação à quebra de dormência. Quando o balanço entre promotores e inibidores de germinação são os causadores da dormência, podem-se utilizar métodos que aumentem a concentração de estimuladores da germinação ou impeçam a ação de inibidores como a aplicação direta de giberelinas (ZAIDAN; BARBEDO, 2004).

Uma das formas de quebrar a dormência é a escarificação. Esta é definida como a remoção total ou parcial do tegumento da semente por diferentes procedimentos (ZAIDAN; BARBEDO, 2004). Para se reverter o efeito de uma cobertura impermeável à água e aos gases, pode ser realizada a técnica de escarificação mecânica, que pode ser feita com lixa de papel, estilete, faca, canivete ou bisturi. Nem sempre é possível homogeneizar a escarificação em todo tegumento e conseqüentemente algumas sementes podem manter-se impermeáveis e outras serem danificadas. A exposição das sementes ao calor também pode promover uma retração do tegumento. O tempo e a temperatura mais adequados irão depender da espécie. O emprego de calor úmido é uma forma de amolecimento do tegumento. O uso de água quente é um procedimento muito mais prático do que a lixa ou punção dos envoltórios quando se trabalha com sementes pequenas (PEREZ, 2004).

Menezes et al. (1994) relatam a dificuldade de germinação de sementes de *P. alata* e *P. nitida*. Trabalhos têm sido realizados com várias espécies com o intuito de conhecer a germinação e obter metodologias para superação de dormência, como das espécies *P. alata* (ROSSETO et al., 2000; FERRARI et al., 2008), *P. cincinnata* (LOMBARDI, 2003; OLIVEIRA JR., et al., 2010), *P. gibertii* (JUNGHANS; VIANA; JUNGHANS, 2010), *P. mucronata* (MELETTI et al. 2011; SANTOS et al., 2012), *P. nitida* (ANDRADE et al., 2010) e *P. setacea* (COSTA; SIMÕES; COSTA, 2010). Rosseto et al. (2000) concluem que sementes de *P. alata* sem arilo, submetidas a pré-embrição em substrato umedecido com soluções de 150 e 300 mg L de ácido giberélico, apresentaram maior porcentagem e índice de velocidade de germinação. De acordo com Oliveira Junior et al. (2010), a dormência de *P. cincinnata* pode ser superada via escarificação com lixa e também via aquecimento em banho-maria por 5 minutos a 50 °C.

Pesquisas avaliando o uso de ácido giberélico na germinação de sementes do gênero *Passiflora* já foram realizados, a exemplos de *P. alata* (FOGAÇA; FERREIRA; BLOEDORN, 2001; FERREIRA; FOGAÇA; BLOEDORN, 2001; FERRARI et al., 2008; FERREIRA; FOGAÇA; MORO, 2001; ROSSETO et al., 2000; ZUCARELLI et al., 2003), *P. cincinnata* (ZUCARELLI, 2007; ZUCARELLI et al., 2009) e *P. nitida* (PASSOS et al., 2004), *P. setacea* (COSTA; SIMÕES; COSTA, 2010; PÁDUA et al., 2011). Segundo Passos et al. (2004), a dose de ácido giberélico mais adequada para a germinação de *P. nitida*, é a de 1.000 mg L⁻¹. De acordo com Zucarelli et al. (2009), os reguladores vegetais GA₄₊₇ + N-(fenilmetil)-aminopurina, nas concentrações de 300, 400 e 500 mg L⁻¹ são eficientes na superação da dormência das sementes de *P. cincinnata*. Ferrari et al. (2008) concluem que aplicações de GA₄₊₇ + fenilmetil-aminopurina, nas concentrações 200 e 250 mg L⁻¹, proporcionaram maior incremento do processo germinativo de sementes de *P. alata*. A imersão de sementes de *P. setacea* em solução de 50 a 200 mg L⁻¹, por 72 horas, são eficazes na superação de sua dormência (COSTA; SIMÕES; COSTA, 2010).

O armazenamento de sementes também deve ser estudado. Sementes recém-colhidas de *P. nitida* apresentam dormência (MELO, 1996; MELO; OLIVEIRA; VIEIRA, 2000). *P. alata*, *P. cincinnata* e *P. setacea* também apresentam dificuldades de propagação, relacionadas à dormência e armazenamento das sementes (PEREIRA et al., 2011). São necessários mais estudos quanto à germinação, ao vigor, às condições de

armazenamento, vitalidade e longevidade das sementes de *P. gibertii* (FERREIRA et al., 2002).

É importante que coleções de germoplasma possam ser mantidas na forma de sementes em câmaras frias, pois existem dificuldades de se manter as plantas no campo em função das variações das condições climáticas, da ocorrência de patógenos, custos dos tratamentos culturais e renovações periódicas das plantas (MELETTI; BRUCKNER, 2001). Apesar da manutenção do germoplasma como plantas no campo apresentar grande vulnerabilidade ao patrimônio genético (FERREIRA et al., 2006), ainda é principal forma de conservação desse recurso.

Como já destacado, as espécies silvestres podem auxiliar no convívio com o *Fusarium* spp. Porém, para serem selecionadas e clonadas e/ou para serem utilizadas como porta-enxertos é fundamental confirmar a resistência genética dessas espécies de maracujazeiro à *F. solani* e *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*. Porém para que esses experimentos sejam realizados, é necessária a obtenção de mudas em quantidade e uniformidade, de modo que a inoculação seja realizada em estádio fenológicos padronizados.

Como visto acima, muitas dessas espécies apresentam dormência de sementes, assim é preciso desenvolver estratégias de superação de dormência dessas sementes para obter mudas. Porém faltam estudos quanto à germinação, dormência e o armazenamento das sementes dessas espécies silvestres. A compreensão dessas características é de suma importância para produtores de mudas e pesquisadores, dado que os mecanismos de dormência dificultam o planejamento de viveiristas que nem sempre dispõem de informações quanto ao método mais adequado para quebra de dormência das sementes (ZAIDAN; BARBEDO, 2004).

REFERÊNCIAS

- AGRIOS, G. N. **Plant pathology**. 5.ed. Amsterdam: Elsevier, 2004. 948 p.
- ALEXANDRE, R. S.; BRUCKNER, C. H.; LOPES, J. C.; DIAS, D. C. F. S. Seleção de matrizes e comportamento do maracujazeiro quanto aos métodos de propagação. In: ALEXANDRE, R. S.; BRUCKNER, C. H.; LOPES, J. C. **Propagação do maracujazeiro: aspectos morfológicos, fisiológicos e genéticos**. 2009. 1.ed. Editora: EDUFES. p. 15-24a.
- ALEXANDRE, R. S.; LOPES, J. C.; BRUCKNER, C. H.; DIAS, D. C. F. S. Propagação seminífera do maracujazeiro. ALEXANDRE, R. S.; BRUCKNER, C. H.; LOPES, J. C. **Propagação do maracujazeiro: aspectos morfológicos, fisiológicos e genéticos**. 2009. 1.ed. Editora: EDUFES. p. 25-72.
- ANDRADE, S. R. M.; ROSA, S. D.; ARAUJO, C. S.; FALEIRO, F. G.; JUNQUIERA, N. T. V. **Estudos preliminares sobre germinação de *Passiflora nítida***. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento 269, Embrapa Cerrados, Planaltina-DF, fevereiro, 2010.
- ARAÚJO, F. P.; MELO, N. F.; FALEIRO, F. G.; JUNQUEIRA, N. T. V.; QUEIROZ, M. A.; COELHO, M. S. E. Seleção de acessos de maracujazeiros silvestres visando resistência à fusariose. In: congresso Brasileiro de Fruticultura, 22., Bento Gonçalves. **Anais...** Bento Gonçalves-RS, 2012.
- ATHAYDE SOBRINHO, C.; FERREIRA, P. T.; CAVALCANTI, L. S. Indutores abióticos. In.: CAVALCANTI, L. S.; DI PIERO, R. M.; CIA, P.; PASCHOLATI, S. F.; VILELA DE RESENDE, M. L.; ROMEIRO, R. S. **Indução de resistência em plantas a patógenos e insetos**. Piracicaba: FEALQ, v. 13, p. 51-80, 2005.
- BASKIN, C. C.; BASKIN, J. M. **Seeds: ecology, biogeography and evolution of dormancy and germination**. Academic Press, San Diego. 1998. 666 p.

- BELLON, G.; FALEIRO, F. G.; JUNQUEIRA, N. T. V.; FUHRMANN, E. Variabilidade genética de genótipos elite de maracujazeiro, obtidos em programas de retrocruzamento envolvendo espécies silvestres e comerciais com base em marcadores RAPD. **Bioscience Journal**, v. 30, n. 6, p. 1692-1697, 2014.
- BERNACCI, L. C.; SOARES-SCOTT, M. D.; JUNQUEIRA, N. T. V.; PASSOS, I. R. S.; MELETTI, L. M. M. *Passiflora edulis* Sims: the correct taxonomic way to cite the yellow passion fruit (and of others colors). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 30, n. 2, p. 566-576, 2008.
- BERRY, P. E. Passifloraceae. **Encyclopaedia Britannica**, 2012. Disponível em: <<http://global.britannicom.ez27.periodicos.capes.gov.br/EBchecked/topic/445748/Passifloraceae>>. Acesso em: 05 jan. 2015.
- BEWLEY, J. D. Seeds germination and dormancy. **The Plant Cell**, v. 9, p. 1055-1066, 1997.
- BEWLEY, J. D.; BLACK, M. **Seeds: physiology of development and germination**. New York: Plenum Press, 1994. p. 445.
- BORGUETTI, F. Dormência embrionária. In: FERREIRA, A. G.; BORGHETTI, F. **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 110-123.
- BRUCKNER, C. H.; CASALI, V. W. D.; MORAES, C. F.; REGAZZI, A. J.; SILVA, E. A. M. Self-incompatibility in passion fruit (*Passiflora edulis* Sims). **Acta Horticulturae**, n. 370, p. 45-57, 1995.
- BRUCKNER, C. H.; SUASSUNA, T. M. F.; RÊGO, M. M.; NUNES, E. S. Auto-incompatibilidade do maracujá – implicações no melhoramento genético. In: FALEIRO, F. G.; JUNQUEIRA, N. T. V.; BRAGA, M. F. **Maracujá: germoplasma e melhoramento genético**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2005. p. 315-338.
- BUENO, C. J.; FISCHER, I. H.; PARISI, M. C. M.; FURTADO, E. L. Comportamento do maracujazeiro amarelo, variedade de Afruveç, ante uma população de *Fusarium solani*, agente causal da podridão do colo. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 77, n. 3, p. 533-537, 2010.
- CARDOSO, V. J. M. Dormência: estabelecimento do processo. In: FERREIRA, A. G. e BORGHETTI, F. **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 95-108.
- CARVALHO, P. E. R. **Espécies florestais brasileiras: recomendações silviculturais, potencialidades e uso da madeira**. Brasília: Embrapa-CNPQ, 1994. 639 p.
- CASTRO, R. D.; BRADFORD, K. J.; HILHORST, H. W. M. Embebição e reativação do metabolismo. In: FERREIRA, A. G.; BORGHETTI, F. **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 150-162.
- CERVI, A. C. O gênero *Passiflora* (Passifloraceae) no Brasil, espécies descritas após o ano de 1950. **Adumbrationes ad Summae**. Editionem, v. 16, p. 1-5, 2006.

CERVI, A. C. Passifloraceae do Brasil: estudo do gênero *Passiflora* L. subgênero *Passiflora*. **Fontqueria**, n. 45, p. 1-92, 1997.

CHAVES, R. C.; JUNQUEIRA, N. T. V.; MANICA, I.; PEIXOTO, J. R.; PEREIRA, A. V.; FIALHO, J. F. Enxertia de maracujazeiro-azedo em estacas herbáceas enraizadas de espécies de passifloras nativas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 26, n. 1, p. 120-123, 2004.

CONEGLIAN, R. C. C.; ROSSETTO, C. A. V.; SHIMIZU, M. K.; VASCONCELLOS, M. A. S. Efeitos de métodos de extração e de ácido giberélico na qualidade de sementes de maracujá-doce (*Passiflora alata* Dryand). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 22, p. 463-467, 2000.

COSTA, C. J.; SIMÕES, C. O.; COSTA, A. M. **Escarificação mecânica e reguladores vegetais para superação da dormência de sementes de *Passiflora setacea***. Embrapa Cerrados, Planaltina-DF, março, 2010. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento 271)

DARIVA, J. M. **Identificação e estudo da variabilidade de *Fusarium* spp. associadas a Fusariose do maracujazeiro**. 2011. 82 f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal no SemiÁrido) – Universidade Estadual de Montes Claros, Montes Claros, MG, 2011.

FALEIRO, F. G.; JUNQUEIRA, N. T. V.; BRAGA, M. F. Germoplasma e melhoramento genético do maracujazeiro – desafios da pesquisa. In: FALEIRO, F. G.; JUNQUEIRA, N. T. V.; BRAGA, M. F. (Eds.). **Maracujá: germoplasma e melhoramento genético**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, p. 187-210, 2005.

FALEIRO, F. G.; PEIXOTO, J. R.; VIANA, A. P.; BRUCKNER, C. H.; LARANJEIRA, F. F.; DAMASCENO, F.; MELETTI, L. M. M.; CONSOLI, L.; SOUSA, M. A. F.; SILVA, M. S.; PEREIRA, M. G.; STENZEL, N.; SHARMA, R. D. Demandas para as Pesquisas Relacionadas ao Melhoramento Genético. In: FALEIRO, F. G.; JUNQUEIRA, N. T. V.; BRAGA, M. F. (Eds.). **Maracujá: demandas para a Pesquisa**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, p. 25-34, 2006.

FERRARI, T. B.; FERREIRA, G.; MISCHAN, M. M.; PINHO, S. Z. Germinação de sementes de maracujá-doce (*Passiflora alata* Curtis): Fases e efeito de reguladores vegetais. **Revista Biotemas**, v. 21, n. 3, p. 65-74, 2008.

FERREIRA, F. R.; JUNQUEIRA, N. T. V.; SOARES-SCOTT, M. D.; PASSOS, I. R. S.; SANTOS, I. Demandas para pesquisas em recursos genéticos. In: FALEIRO, F. G.; JUNQUEIRA, N. T. V.; BRAGA, M. F. (Eds.). **Maracujá: demandas para a Pesquisa**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, p. 5-34, 2006.

FERREIRA, G. **Estudo da embebição e do efeito de fitorreguladores na germinação de sementes de Passifloráceas**. 1998. 146 f. Tese (Doutorado em Horticultura) – Universidade Estadual Paulista, Botucatu, SP, 1998.

FERREIRA, G.; DETONI, A. M.; TESSER, S. M.; MALAVASI, M. M. Avaliação de métodos de extração do arilo e tratamento com ethephon em sementes de *Passiflora giberti* N.E. Brown pelos testes de germinação e de tetrazólio. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 24, n. 1, p. 248-253, 2002.

FERREIRA, G.; FOGAÇA, L. A.; BLOEDORN, M. Efeito do ácido giberélico (GA₃) aplicado em sementes de maracujá-doce (*Passiflora alata* Dryander) para a produção de mudas em diferentes embalagens. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 23, n. 1, p. 152-155, 2001.

FERREIRA, G.; FOGAÇA, L. A.; MORO, E. Germinação de sementes de *Passiflora alata* Dryander (maracujá-doce) submetidas a diferentes tempos de embebição e concentrações de ácido giberélico. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 23, p. 160-163, 2001.

FISCHER, I. H. **Seleção de plantas resistentes e de fungicidas para o controle da “morte prematura” do maracujazeiro, causada por *Nectria hematococca* e *Phytophthora parasítica***. 2003. 48 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, SP, 2003.

FISCHER, I. H.; ALMEIDA, A. M.; FILETI, M. S.; BERTANI, R. M. A.; ARRUDA, M. C.; BUENO, C. J. Avaliação de *Passifloraceas*, fungicidas e *Trichoderma* para o manejo da Podridão-do-colo do maracujazeiro, causado por *Nectria haematococca*. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 32, n. 3, p. 709-717, 2010.

FISCHER, I. H.; BUENO, C. J.; GARCIA, M. J. M.; ALMEIDA, A. M. Reação de maracujazeiro-amarelo ao complexo de fusariose-nematoide de galha. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 2, p. 223-227, 2010a.

FISCHER, I. H.; KIMATI, H.; REZENDE, J. A. M. Doenças do maracujazeiro (*Passiflora* spp.). In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. (Eds.). **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 4.ed. São Paulo: Agronômica Ceres, v. 2, p. 467-474, 2011.

FISCHER, I. H.; LOURENÇO, S. A.; MARTINS, M. C.; KIMATI, H.; AMORIM, L. Seleção de plantas resistentes e de fungicidas para o controle da podridão do colo do maracujazeiro causada por *Nectria hematococca*. **Fitopatologia Brasileira**, v. 30, p. 250-258, 2005a.

FISCHER, I. H.; REZENDE, J. A. M. Diseases of passion flower (*Passiflora* spp.). **Pest Technology**. Kagawa, v. 2, n. 1, p. 1-19, 2008.

FISCHER, I. H.; REZENDE, J. A. M.; NALDI FILHO, N.; SILVA, J. R. Ocorrência de *Nectria haematococca* em maracujazais no estado do Rio de Janeiro e resistência de *Passiflora mucronata* ao patógeno. **Fitopatologia Brasileira**, v. 30, n. 6, p. 671-671, 2005.

FOGAÇA, L. A.; FERREIRA, G.; BLOEDORN, M. Efeito do ácido giberélico (GA₃) aplicado em sementes de maracujá-doce (*Passiflora alata* Dryander) para a produção de mudas em diferentes embalagens. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 23, p. 152-155, 2001.

FREITAS, J. P. X.; OLIVEIRA, E. J.; CRUZ NETO, A. J.; SANTOS, L. R. dos. Avaliação de recursos genéticos de maracujazeiro-amarelo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 46, p. 1013-1020, 2011.

GARDNER, D. E. Pathogenicity of *Fusarium oxysporum* f. sp. *Passiflorae* to banana poka and other *Passiflora* spp. in Hawaii. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 73, p. 476-478, 1989.

IBGE, Diretoria de Pesquisas, Coordenação de Agropecuária, **Produção Agrícola Municipal 2012**. Disponível em: <http://www.ibge.gov.br/home/estatistica/economia/pam/2012/default_temp_perm_xls.shtm>. Acesso em: 9 mar. 2014.

INCH, A. J. **Passionfruit diseases**, v. 104, n. 5, p. 479-484, 1978.

JUDD, W. S.; CAMPBELL, C. S.; KELLOGG, E. A.; STEVENS, P. F.; DONOGHUE, M. J. **Sistemática vegetal: um enfoque filogenético**. 3.ed. Porto Alegre: Artmed. 2009. 632 p.

JUNGHANS, T. G.; VIANA, A. J. C.; JUNGHANS, D. T. **Armazenamento e tratamento mecânico na emergência de plântulas de *Passiflora gibertii***. Cruz das Almas: EMBRAPA Cerrados, Boletim de pesquisa e desenvolvimento. n. 45, 16 p, 2010.

JUNQUEIRA, N. T. V.; BRAGA, M. F.; FALEIRO, F. G.; PEIXOTO, J. R.; BERNACCI, L. C. Potencial de espécies silvestres de maracujazeiro como fonte de resistência a doenças. In: FALEIRO, F. G.; JUNQUEIRA, N. T. V.; BRAGA, M. F. **Maracujá: germoplasma e melhoramento genético**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2005. p. 81-106.

JUNQUEIRA, N. T. V.; LAGE, D. A.; BRAGA, M. F.; PEIXOTO, J. R.; BORGES, T. A.; ANDRADE, S. A. M. Reação a doenças e produtividade de um clone de maracujazeiro-azedo propagado por estaquia e enxertia em estacas herbáceas de *Passiflora* silvestre. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 28, p. 97-100, 2006.

KOORNNEEF, M.; BENTSINK, L.; HILHORST, H. Seed dormancy and germination. **Current Opinion in Plant Biology**, v. 5, p. 33-36, 2002.

KUGLER, E. E.; KING, L. A. A brief history of the passionflower. In: ULMER, T.; MacDOUGAL, J. M.; ULMER, B. **Passiflora: passionflowers of the World**. Portland: Timber Press, 2004. p. 15-26.

KUHNE, F. A. Cultivation of granadillas. **Farming in South Africa**, v. 43, n. 11, p. 29-32, 1968.

LIMA, A. A.; CALDAS, R. C.; SANTOS, V. S. Germinação e crescimento de espécies de maracujá. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 28, n. 1, p. 125-127, 2006.

LOMBARDI, S. L. **Estudos anatômicos e fisiológicos da organogênese *in vitro* em *Passiflora cincinnata* Mast**. 2003. 60 f. Dissertação (Mestrado – Fisiologia e Bioquímica de Plantas) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, SP, 2003.

MALDONADO, J. F. M. Utilização de porta-enxertos do gênero *Passiflora* para maracujazeiro amarelo (*Passiflora edulis* Sims f. *flavicarpa* Deg.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 13, n. 2, p. 51-54, 1991.

- MALDONADO, J. F. M.; DIAS, V. M. Enxertia de maracujazeiro-amarelo (*Passiflora edulis* Sims f. *flavicarpa* Deg.) no Noroeste Fluminense. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 20., Vitória, 2008. **Anais...** Vitória: SBF/INCAPER, 2008. CD ROM
- MANICOM, B. Q.; RUGGIERO, C.; PLOETZ, R. C.; GOES, A. Diseases of passion fruit. In: PLOETZ, R. C. (Ed.). **Diseases of tropical fruit crop**. Wallingford: Cabi Publishing. 2003. p. 413-441.
- McKNIGHT, T. A wilt disease of the passion vine (*Passiflora edulis*) caused by a species of *Fusarium*. **Queensland Journal of Agricultural Science**, Queensland, v.8, p. 1-4, 1951.
- MELETTI, L. M. M. Avanços na cultura do maracujá no Brasil. **Revista Brasileira Fruticultura**, v. 33, n. 1, p. 83-91, 2011.
- MELETTI, L. M. M.; BRÜCKNER, C. H. Melhoramento genético. In: BRÜCKNER, C. H.; PICANÇO, M. C. **Maracujá: tecnologia de produção, pós-colheita, agroindústria, mercado**. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2001, p. 345-385.
- MELETTI, L. M. M.; SANTOS, R. R.; MINAMI, K. Melhoramento do maracujazeiro-amarelo: obtenção do cultivar 'composto IAC-27'. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 57, n. 3, p. 491-498, 2000.
- MELETTI, L. M. M.; SOARES-SCOT, M. D.; BERNACCI, L. C.; PASSOS, I. R. S. Melhoramento genético do maracujá: passado e futuro. In: FALEIRO, F. G.; JUNQUEIRA, N. T. V.; BRAGA, M. F. (Ed.). **Maracujá: germoplasma e melhoramento genético**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2005. cap. 3, p. 55-78.
- MELO, A. L. **Efeitos da retirada do arilo e do armazenamento e aspectos morfológicos de sementes de maracujazeiro (*Passiflora* spp.)**. 1996. 51 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, SP, 1996.
- MELO, A. L.; OLIVEIRA, J. C.; VIEIRA, R. D. Superação de dormência de sementes de *Passiflora nitida* H. B. K. com hidróxido de cálcio, ácido sulfúrico e ácido giberélico. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 22, n. 2, p. 260-263, 2000.
- MELO, A. L.; PENÁRIO, R.; SADER, R.; OLIVEIRA, J. C. **Comportamento germinativo de espécies de maracujá**. Jaboticabal: Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, UNESP, 1998. 8 p.
- MENEZES, J. M. T.; OLIVEIRA, J. C.; RUGGIERO, C.; BANZATO, D. A. Avaliação da taxa de pegamento de enxertos de maracujá-amarelo sobre espécies tolerantes à “morte prematura de plantas”. **Científica**, São Paulo, v. 22, n. 1, p. 95-104, 1994.
- MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO – MAPA. **Registro Nacional de Cultivares – RNC**. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/php/snpc/cultivarweb/cultivares_registradas.php>. Acesso em: 9 dez. 2014.
- MORLEY-BUNKER, M. J. S. **Some aspects of seed dormancy with reference to *Passiflora* spp. and other tropical and subtropical crops**. London: University of London, 1974. 43 p.

NOJOSA, G. B. A.; RESENDE, M. L. V.; RESENDE, A. V. Uso de fosfito e silicatos na indução de resistência. In: CAVALCANTI, L. S.; DI PIERO, R. M.; CIA, P.; PASCHOLATI, S. F.; RESENDE, M. L. V.; ROMEIRO, R. S. **Indução de resistência em plantas a patógenos e insetos**. Piracicaba: FEALQ, v. 13, p. 139-153, 2005.

OLIVEIRA JR., M. X.; SÃO JOSÉ, A. R.; REBOUÇAS, T. N. H.; MORAIS, O. M.; DOURADO, F. W. N. Superação de dormência de maracujá-do-mato (*Passiflora cincinnata* Mast.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 32, n. 2, p. 584-590, 2010.

OLIVEIRA, J. C.; NAKAMURA, K.; CENTURION, M. A. P. C.; RUGGIERO, C.; FERREIRA, F. R.; MAURO, A. O.; SACRAMENTO, C. K. Avaliação de Passifloráceas quanto à morte prematura de plantas. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 13., 1994, Salvador. **Anais...** Salvador: SBF, v. 3, p. 827, 1994. (RESUMO 347)

OLIVEIRA, J. C.; NAKAMURA, K.; RUGGIERO, C.; FERREIRA, F. R. Determinação de fontes de resistência em *Passifloraceas* quanto à morte prematura de plantas. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 8., 1986, Brasília, **Anais...** Brasília, DF, v. 2, p. 403-408.

OLIVEIRA, J. C.; SALOMÃO, T. A.; RUGGIERO, C.; ROSSINI, A. C. Observações sobre o cultivo de *Passiflora alata* AIT. (maracujá Guaçú). **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 2, n. 1, p. 59-63, 1980.

ORTIZ, E.; CRUZ, M.; MELGAREJO, L. M.; MARQUÍNEZ, X.; HOYOS-CARVAJAL, L. Características hispatológicas da infecção causada por *Fusarium oxysporum* e *F. solani* em maracujá-roxo (*Passiflora edulis* Sims). **Summa Phytopathologica**, v. 40, n. 2, p. 134-140, 2014.

PACHOLATI, S. F. Fisiologia do parasitismo: como as plantas se defendem dos patógenos. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. **Manual de fitopatologia**. 4.ed. São Paulo: Ceres, v. 1, p. 593-636, 2011.

PÁDUA, J. G.; SCHWINGEL, L. C.; MUNDIM, R. C.; SALOMÃO, A. N.; ROVERIJOSE, S. C. B. Germinação de sementes de *Passiflora setacea* e dormência induzida pelo armazenamento. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 33, n. 1, p. 80-85, 2011.

PASSOS, I. R. S.; MATOS, G. V. C.; MELETTI, L. M. M.; SCOTT, M. D. S.; BERNACCI, L. C.; VIEIRA, M. A. R. Utilização do ácido giberélico para a quebra de dormência de sementes de *Passiflora nitida* Kunth germinadas *in vitro*. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 26, n. 2, p. 380-381, 2004.

PEREIRA, K. J. C.; DIAS, D. C. F. S. Germinação e vigor de sementes de maracujá-amarelo (*Passiflora edulis* forma *flavicarpa* Deg.) submetidas a diferentes métodos de remoção de mucilagem. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 22, p. 288-291, 2000.

PEREIRA, W. V. S.; VIEIRA, L. M.; RIBEIRO, L. M.; MERCADANTE-SIMÕES, M. O.; OLIVEIRA, T. G. S. Passionfruit seeds storage. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 41, n. 2, p. 273-278, 2011.

- PEREZ, S. C. J. G. A. Envoltórios. In: FERREIRA, A. G.; BORGHETTI, F. **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, p. 126-134, 2004.
- PIA, A. R.; ROBERT, A. F.; PAT, S. **Sustainable management of passionfruit diseases in New Zealand**. The New Zealand Institute for Plant & Food Research Ltd (2009). Final Report. Ministry of Agriculture and Forestry Sustainable Farming Fund project, Grant no. 06/094. 44 p.
- PIO-RIBEIRO, G.; MARIANO, R. L. R. Doenças do maracujazeiro. In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A.; REZENDE, J. A. M. (3.ed.). **Manual de fitopatologia**. São Paulo: Agronômica Ceres, v. 2, p. 528-533, 1997.
- PURSS, G. S. Identification of the species of *Fusarium* causing wilt in passion vines in Queensland. **Queensland Journal of Agricultural Science**, Queensland, v. 11, p. 18-81, 1954.
- PURSS, G. S. Studies of the resistance of species of *Passiflora* to *Fusarium* wilt (*F. oxysporum* f. *passiflorae*). **Queensland Journal of Agricultural Science**, Queensland, v. 15, p. 95-99, 1958.
- RONCATTO, G.; OLIVEIRA, J. C.; RUGGIERO, C.; NOGUEIRA FILHO, G. C.; CENTURION, M. A. P. C.; FERREIRA, F. R. Comportamento de maracujazeiros (*Passiflora* spp.) quanto à morte prematura. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 26, p. 552-555, 2004.
- ROSSETTO, C. A. V.; CONEGLIAN, R. C. C.; NAKAGAWA, J.; SHIMIZU, M. K.; MARIN, V. A. Germinação de sementes de maracujá-doce (*Passiflora alata* Dryand) em função de tratamento pré-germinativo. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 22, p. 247-252, 2000.
- SANTOS, T. M.; FLORES, P. S.; OLIVEIRA, S. P.; SILVA, D. F. P.; BRUCKNER, C. H. tempo de armazenamento e métodos de quebra de dormência em sementes do maracujá-de-restinga. **Revista Brasileira de Agropecuária Sustentável**, v. 2, p. 26-31, 2012.
- SÃO JOSÉ, A. R. Propagação do Maracujazeiro. In: SÃO JOSÉ, A.R. (Ed.). **A cultura do maracujá no Brasil**. Jaboticabal: FUNEP, 1991. p. 25-43.
- SEMPREBOM, M. S.; FALEIRO, F. G.; ARAUJO, C. A. T.; PRADO, L. L.; FERNANDO HADDAD, F.; JUNQUEIRA, N, T, V. Tecnologia de mudas enxertadas de maracujazeiro azedo para controle de doenças causadas por *Fusarium* spp. no Mato Grosso - a experiência da Coopernova. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 22., Bento Gonçalves. **Anais...** Bento Gonçalves, RS, 2012.
- SILVA, A. S.; OLIVEIRA, E. J.; HADDAD, F.; LARANJEIRA, F. F.; JESUS, O. N.; OLIVEIRA, S. A. S.; COSTA, M. A. P. C.; FREITAS, J. P. X. Identification of passion fruit genotypes resistant to *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae*. **Tropical Plant Pathology**, v. 38, n. 3 p. 236-242, 2013.

- SILVA, A. S.; OLIVEIRA, E. J.; LARANJEIRA, F. F.; JESUS, O. N. **Seleção de metodologias para inoculação da fusariose do maracujazeiro causada por *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae***. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura, 2011. 20 p. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 51)
- SILVA, F. M.; CORREA, L. S.; BOLIANI, A. C.; SANTOS, P. C. Enxertia de mesa de *Passiflora edulis* Sims f. *flavicarpa* Deg. sobre *Passiflora alata* Curtis, em ambiente de nebulização intermitente. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 27, n. 1, p. 98-101, 2005.
- SIQUEIRA, D. L.; PEREIRA, W. E. Propagação. In: BRUCKNER, C. H.; PICANÇO, M. C. (Ed.). **Maracujá: tecnologia de produção, pós-colheita, agroindústria, mercado**. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2001. p. 85- 137.
- TAIZ. L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. Porto Alegre: Artmed, 2009. 819 p.
- ULMER, T.; MacDOUGAL, J. M.; ULMER, B. **Passiflora: passiflowers of the World**. Portland: Timber Press, 2004. p. 15-26.
- VANDERPLANK, J. E. (1963). **Plant Diseases: Epidemics and Control**. Academic Press, New York, 1993.
- YAMASHIRO, T.; LANDGRAFF, J. H. Maracujá-açu (*Passiflora alata* Ait), porta-enxerto resistente à fusariose do maracujazeiro (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa* Deg.). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 5., 1979, Pelotas. **Anais...** Pelotas, RS, p. 918-921, 1979.
- ZAIDAN, L. B. P.; BARBEDO, C. J. Quebra de dormência em sementes. In: FERREIRA, A. G. e BORGHETTI, F. **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 135-146.
- ZUCARELI, C.; CASTRO, M. M.; OLIVEIRA, H. R.; BRANCALIÃO, S. R.; RODRIGUES, J. D.; ONO, E. O.; BOARO, C. S. F. Fitoreguladores e germinação de sementes de maracujá doce em condições de laboratório. **Scientia Agraria**, v. 4, n. 1/2, p. 9-14, 2003.
- ZUCARELI, V.; FERREIRA, G.; AMARO, A. C. E.; ARAUJO, F. P. Fotoperíodo, temperatura e reguladores vegetais na germinação de sementes de *Passiflora cincinnata* Mast. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 31, n. 3, p. 106-114, 2009.
- ZUCARELLI, V. **Germinação de sementes de *Passiflora cincinnata* Mast: fases, luz, temperatura e reguladores vegetais**. 2007. 111 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas/Botânica) – Universidade Estadual Paulista, Botucatu, SP, 2007.

CAPÍTULO 1

ESTUDO DA GERMINAÇÃO DE SEMENTES DE PASSIFLORÁCEAS APÓS ARMAZENAMENTO E PROCEDIMENTOS DE SUPERAÇÃO DE DORMÊNCIA

RESUMO

Algumas espécies apresentam potencial para serem usadas como fonte de resistência a diversas doenças, entretanto existem relatos de que sementes de *Passiflora* apresentam dormência. O objetivo do trabalho foi avaliar a germinação de sementes de *Passiflora alata*, *P. cincinnata*, *P. gibertii*, *P. mucronata*, *P. nitida* e *P. setacea* após armazenamento por até 360 dias e procedimentos pré-germinativos. As sementes foram separadas do arilo por fricção em peneira, adicionando-se cal, em seguida foram lavadas e secas à sombra por três dias. O armazenamento foi realizado em sacos de papel, colocados dentro de sacos de polietileno de baixa densidade e acondicionadas em caixa de papel ondulado depositadas em geladeira por até doze meses. Foram utilizados os seguintes procedimentos para a superação da dormência: Procedimento controle; Escarificação mecânica, realizando-se um corte com alicate na extremidade oposta ao eixo hipocótilo-radícula; Escarificação térmica, na qual as sementes foram imersas em água a 55 °C, durante cinco minutos; Aplicação de ácido giberélico: as sementes ficaram embebidas na solução de ácido giberélico a 100 mg L⁻¹ por 5 horas; Escarificação mecânica + ácido giberélico, na qual primeiramente foi feita escarificação mecânica realizando-se um corte com alicate na extremidade oposta ao eixo hipocótilo-radícula e em seguida essas sementes ficaram embebidas na solução de ácido giberélico por 5 horas. Após estes procedimentos as sementes foram colocadas para germinar em germinador a 20 °C, por 16 horas e a 30 °C por 8 horas, no escuro. As avaliações foram realizadas a cada sete dias. A germinação foi avaliada por 112 dias, em todos os tempos de armazenamento. Cada espécie foi avaliada separadamente, constituindo seis experimentos independentes. Para todas as espécies utilizou-se o delineamento inteiramente casualizado com cinco procedimentos para superação de dormência e quatro repetições, sendo que cada parcela continha 50 sementes. Foi realizado o teste de germinação após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento, exceto nas espécies *P. gibertii* e *P. nitida* que não foram avaliados no tempo zero. Os dados foram

submetidos à análise de variância de acordo com o modelo fatorial com dois fatores, sendo eles: dias de armazenamento e procedimentos pré-germinativos. Posteriormente, as médias dos procedimentos foram comparadas aos pares por meio do teste LSD de Fisher. O fator tempo de armazenamento foi estudado por regressão linear, sendo escolhidos modelos cujos coeficientes de regressão foram significativos e o coeficiente de determinação (R^2) acima de 0,50. Todas as inferências foram realizadas considerando o nível de 5% de significância. As sementes de *P. alata* não apresentam dormência enquanto que em *P. gibertii* e de *P. mucronata* esta não foi relevante. As sementes de *P. cincinnata*, *P. nitida* e *P. setacea* apresentam dormência. Sementes de *P. cincinnata* apresentaram germinação mais rápida e uniforme quando escarificadas mecanicamente após 90 dias de armazenamento. O armazenamento em geladeira por 180 dias melhorou a germinação de *P. cincinnata*, indicando que a espécie apresenta dormência morfológica. O armazenamento em geladeira por 360 dias manteve ou aumentou a germinação e a velocidade de germinação de sementes de *P. alata*, *P. gibertii* e *P. mucronata*, *P. nitida* e *P. setacea*. Em *P. nitida*, a escarificação térmica proporcionou melhor germinação. A escarificação mecânica e escarificação mecânica seguida de embebição em giberelina foram eficientes na superação de dormência de *P. setacea*, indicando que a espécie apresenta dormência física. A escarificação mecânica aumentou a porcentagem de plântulas anormais após a germinação. O padrão de avaliação da germinação por até 28 dias, padrão para *P. edulis*, não é suficiente para avaliar germinação de *P. nitida* e *P. setacea*.

Palavras-chave: *Passiflora*, sementes, dormência, armazenamento.

CHAPTER 1

STUDY OF THE PASSIFLORACEAE SEED GERMINATION AFTER STORAGE AND DORMANCY BREAKING PROCEDURES

ABSTRACT

Some *Passiflora* species are potential sources of resistance to various diseases. *Passiflora* seeds are reported as presenting dormancy. Seed germination of *Passiflora alata*, *P. cincinnata*, *P. gibertii*, *P. mucronata*, *P. nitida* and *P. setacea* were evaluated after storage for up to 360 days and pre-germination procedures. The seeds had the aryl eliminated by friction in a sieve added of lime and were subsequently washed and dried in the shade for three days. The seeds were stored in paper bags, placed inside low-density polyethylene bags, packed in corrugated cardboard boxes in a domestic refrigerator for up to twelve months. The procedures applied to overcome seed dormancy were: control, mechanical scarification (performed by cutting the opposite end of the hypocotyl-radicle axis with pliers), thermal scarification (seeds immersed in water at 55 °C for five minutes), Gibberellic acid treatment (seeds immersed in 100 mg L⁻¹ for 5 hours), mechanical scarification + Gibberellic acid immersion (combination of two procedures above). After these procedures, the seeds germinated in a germination chamber at 20 °C for 16 hours and at 30 °C for 8 hours in the dark. Each species was evaluated separately, providing six independent experiments. The trials were designed as an entirely randomized factorial experiment, with 4 replications and 50 seeds per experimental unit. The five pre germination procedures described above constituted one of the experimental factors. The storage factor was zero, 90, 180 and 360 days of storage, except for the species *P. gibertii* and *P. nitida*, which would not be assessed at time zero. The evaluations were performed every seven days. Germination was evaluated for 112 days. The data were submitted to analysis of variance according to the factorial design (days of storage and pre-germination procedures). The means of the procedures were compared in pairs by Fisher's LSD test. The storage time was compared by means of linear regression, being the models chosen whose regression coefficients were significant and the coefficient of determination (R²) above 0.50. The inferences were done under 5% level of significance. *P. alata* seeds did not have dormancy while in *P. gibertii* and *P. mucronata* dormancy was not relevant. The seeds of *P. cincinnata*, *P. nitida* and *P. setacea* had dormancy. Germination of *P. cincinnata*

was more rapid and uniform when the seeds were mechanically scarified after 90 days storage. The better germination of *P. cincinnata* seeds after 180 days storage in refrigerator indicate that the species has morphological seed dormancy. Storage in refrigerator for 360 days maintained the germination and the speed of germination in *P. alata*, *P. gibertii*, *P. mucronata*, *P. nitida* and *P. setacea*. Thermal scarification provided better germination of *P. nitida* seeds. The mechanical scarification and mechanical scarification followed by immersion in gibberellic acid were effective to overcome dormancy of *P. setacea* seeds, indicating that the species has physical dormancy. The mechanical scarification increased the percentage of abnormal seedlings after germination. The measure of germination by up to 28 days, standard procedure for *P. edulis* according Brazilian rules, is not sufficient to assess germination of *P. nitida* and *P. setacea*.

Keywords: *Passiflora*, seeds, dormancy, storage.

1 INTRODUÇÃO

Os maracujazeiros pertencem à família Passifloraceae. Essa família é formada por 18 gêneros, dentre os quais destaca-se o gênero *Passiflora*. O gênero *Passiflora* tem 535 espécies (BERRY, 2012). A maioria das espécies tem o centro de origem na América Tropical e Subtropical, sendo grande parte delas nativa do Brasil (OLIVEIRA; RUGGIERO, 2005). A espécie mais utilizada comercialmente é *Passiflora edulis* Sims.

Por ser o centro de origem e o maior centro de distribuição geográfica do gênero *Passiflora*, o Brasil possui fontes de germoplasma para o melhoramento genético. Entretanto, a variabilidade genética do maracujazeiro ainda está por ser explorada (MELETTI; SANTOS; MINAMI, 2000). Algumas espécies apresentam potencial para serem usadas como fonte de resistência a diversas doenças. Uma importante demanda na cultura do maracujazeiro é a obtenção de porta-enxertos resistentes aos principais patógenos habitantes do solo.

Para desenvolver um trabalho de propagação por meio da enxertia sobre porta-enxertos obtidos via sementes é necessário que se conheça a velocidade de emergência e o tempo necessário para produção dos porta-enxertos das diferentes espécies (LIMA; CALDAS; SANTOS, 2006). Para tanto, é crucial conhecer inicialmente se há algum impedimento à germinação das sementes, ou seja, se sementes apresentam dormência.

A dormência é um fator importante nas sementes de espécies pouco domesticadas, como muitas passifloráceas, pois existem vários relatos sobre a baixa germinação de sementes de espécies dessa família (ALMEIDA; NAKAGAWA; ALMEIDA, 1988; KUHNE, 1968; MORLEY-BUNKER, 1974). Segundo Cardoso

(2004), sementes dormentes são aquelas que não germinam mesmo quando colocadas em condições ambientais aparentemente favoráveis. Essas sementes apresentam alguma restrição interna ou sistêmica à germinação e para que ocorra a germinação é preciso que esta restrição seja superada.

A possibilidade de coleções de germoplasma serem mantidas na forma de sementes em câmaras frias é fundamental para o melhoramento genético. Isso é justificado pela dificuldade em manter as plantas no campo em função das alterações das condições climáticas, presença de patógenos, dificuldade e custo de realização de tratamentos culturais e renovações periódicas das plantas obrigando a reinstalação de campos para renovação das plantas (MELETTI; BRUCKNER, 2001).

Faltam estudos quanto à germinação, dormência e o armazenamento das sementes dessas espécies silvestres. A compreensão dessas características é de suma importância para produtores de mudas e pesquisadores, dado que os mecanismos de dormência dificultam o planejamento de viveiristas, que nem sempre dispõem de informações quanto ao método mais adequado para quebra de dormência das sementes (ZAIDAN; BARBEDO, 2004).

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

O objetivo foi avaliar a germinação e a eficiência de procedimentos pré-germinativos em sementes de seis espécies de *Passiflora* submetidas ao armazenamento.

2.2 Objetivos específicos

- Avaliar a germinação de sementes de *Passiflora alata*, *P. cincinnata*, *P. mucronata*, e *P. setacea* recém-colhidas e armazenadas por noventa, cento e oitenta e trezentos e sessenta dias.

- Avaliar a germinação de sementes de *P. gibertii* e *P. nitida* armazenadas por noventa, cento e oitenta e trezentos e sessenta dias.

- Avaliar a germinação e o uso de procedimentos com escarificação mecânica, escarificação térmica, embebição em giberelina e escarificação mecânica adicionada à embebição em giberelina na quebra de dormência de sementes de *Passiflora alata*, *P. cincinnata*, *P. mucronata* e *P. setacea* recém-colhidas e armazenadas por noventa, cento e oitenta e trezentos e sessenta dias.

- Avaliar a germinação e o uso de procedimentos com escarificação mecânica, escarificação térmica, embebição em giberelina e mecânica adicionada à embebição em giberelina na quebra de dormência de sementes de *P. gibertii* e *P. nitida* armazenadas por noventa, cento e oitenta e trezentos e sessenta dias.

3 MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram conduzidos no Laboratório de Rotina de Sementes da Universidade Federal de Viçosa - UFV, Viçosa-MG. Foram estudadas seis espécies: *Passiflora alata*, *P. cincinnata*, *P. gibertii*, *P. mucronata*, *P. nitida* e *P. setacea*, sendo cada espécie avaliada de forma independente. As sementes de *P. alata* foram obtidas a partir de frutos adquiridos no comércio de Viçosa em outubro de 2011. As sementes *P. nitida* e *P. gibertii* foram obtidas em julho de 2011 e as de *P. cincinnata*, *P. mucronata*, e *P. setacea* foram obtidas em outubro de 2011, todas retiradas de frutos colhidos de plantas mantidas no pomar da Universidade Federal de Viçosa.

Após a obtenção dos frutos, estes foram levados ao Laboratório de Análise de Frutas da UFV, onde foi realizada a retirada das sementes. Utilizou-se a mesma metodologia de extração das sementes para as seis espécies. O arilo foi separado manualmente pelo método de fricção em peneira de malha fina, acrescentando-se cal. As sementes foram colocadas em um recipiente com água para separar e descartar as que flutuavam, de acordo com as recomendações de Ruggiero et al., (1996), sendo posteriormente secas à sombra, em condições de ambiente, por três dias. O processo para obtenção das sementes pode ser observado na Figura 1.

Foram obtidas entre quatro e cinco mil sementes de cada espécie. Após secas, as sementes foram acondicionadas em sacos de papel, colocados dentro de sacos de polietileno de baixa densidade e acondicionadas em caixa de papel ondulado depositadas em geladeira por até doze meses. Aos zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento, foram retiradas cerca de mil e cem sementes para serem submetidas ao

teste de germinação. Para cada uma das seis espécies foi utilizado um número maior de sementes para realização de todos os procedimentos, haja vista que os procedimentos com escarificação mecânica poderiam danificar as sementes e ser necessário substituí-la.

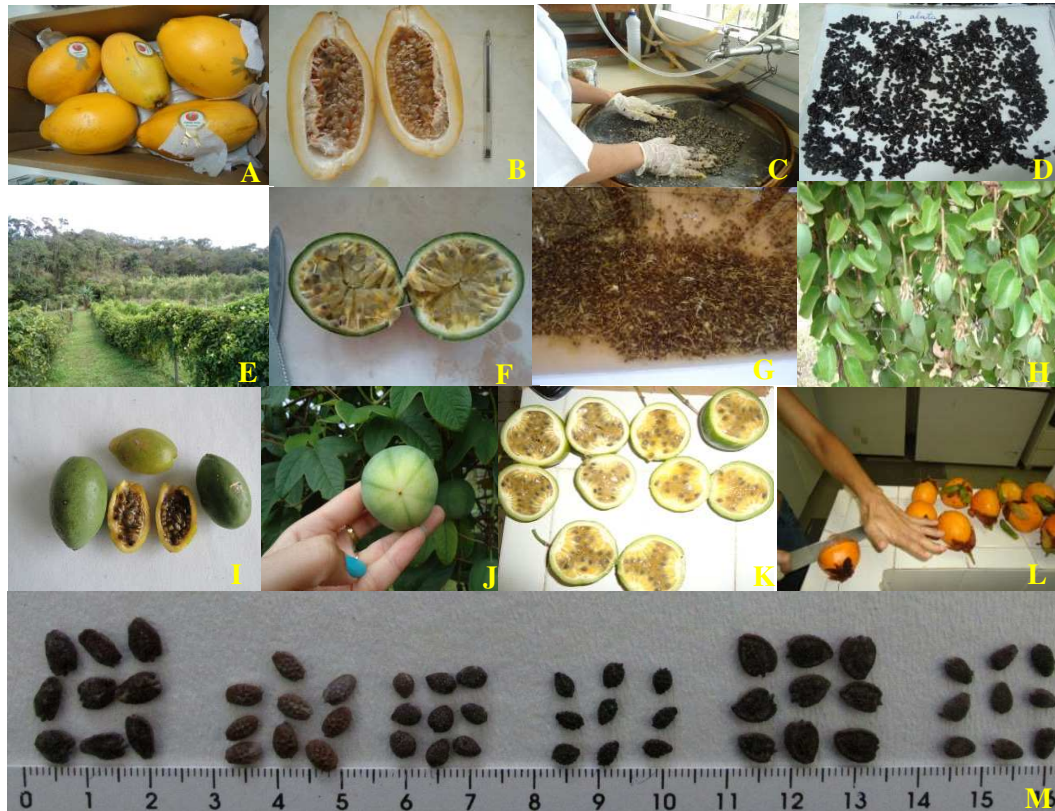


Figura 1 - A-B – Frutos de *Passiflora alata*. C – Fricção das sementes em peneira com cal. D - secagem das sementes. E – coleção de onde foram retirados frutos de *P. cincinnata*, *P. gibertii*, *P. mucronata*, *P. nitida* e *P. setacea*. F e G – frutos e sementes de *P. cincinnata*. H e I – planta e frutos de *P. mucronata*. J e K – frutos de *P. setacea*. L – corte de frutos de *P. nitida*. M – sementes de *P. alata*, *P. cincinnata*, *P. gibertii*, *P. mucronata*, *P. nitida* e *P. setacea* respectivamente.

Foram realizados cinco procedimentos e em cada um deles utilizou-se duzentas e vinte sementes. As sementes das seis espécies foram submetidas às seguintes metodologias para a superação da dormência:

- Nenhum tipo de procedimento mecânico, físico ou hormonal para superação de dormência, constituindo o controle (CO).

- Escarificação mecânica (EM): em todas as sementes realizou-se um corte com alicate na extremidade oposta ao eixo hipocótilo-radícula.

- Escarificação térmica (ET): as sementes foram imersas em água a 55° durante cinco minutos, para isso um béquer com 100 mL de água foi colocado em Banho Maria e sua temperatura mantida a 55°. Após cinco minutos o béquer com as sementes foi retirado do equipamento e sua água foi descartada.

- Aplicação de giberelina (GA): foi feita segundo metodologia de Ferreira (1998), em que as sementes ficaram embebidas em 100 mL de solução com 100 mg L⁻¹ de ácido giberélico (PROGIBB[®] - 100g/kg de ácido giberélico) pelo período de 5 horas. Após cinco horas a solução foi descartada.

- Escarificação mecânica e aplicação de fitorregulador (100 mg/L) (EMGA): primeiramente foi feita escarificação mecânica, realizando-se um corte com alicate na extremidade oposta ao eixo hipocótilo-radícula. Após a escarificação estas sementes ficaram embebidas em 100 mL de solução de giberelina (100 mg L⁻¹) pelo período de 5 horas. Após esse período a solução foi descartada.

Após a realização dos procedimentos descritos acima, as sementes foram colocadas para germinar em papel Germitest umedecido na proporção de 2,5 vezes o seu peso com água destilada. Na água utilizada para embeber os papéis foi diluído 1 g L⁻¹ do fungicida Orthocide 500 (N-(trichloromethylthio)cyclohex-4-ene-1,2-dicarboximide (CAPTANA) 500 g kg (50% m/m) + ingredientes inertes 500 g kg⁻¹ (50% m m⁻¹), para evitar contaminações durante o experimento. Em seguida, as sementes foram levadas a germinadores do modelo Mangelsdorf. Durante todo o experimento as sementes foram mantidas a 20 °C durante 16 horas após esse período eram transferidas para outro germinador a 30 °C por 8 horas. Essa troca de germinadores foi realizada diariamente. O teste foi realizado no escuro, como sugerem as Regras Para Análises de Sementes - RAS (BRASIL, 2009). A Figura 2 mostra imagens do armazenamento, os procedimentos para superação de dormência, a montagem do teste de germinação e avaliações dos testes.

Como não é conhecido o tempo necessário para a germinação das sementes dessas seis espécies estudadas, as avaliações foram realizadas a cada sete dias até 112 dias, em todos os tempos de armazenamento, visando conhecer o comportamento da germinação. A germinação foi representada pela porcentagem de plântulas normais. A porcentagem de plântulas anormais (danificadas, deformadas e deterioradas) foi determinada segundo critérios das RAS (BRASIL, 2009). Junto com o teste de

germinação, foi avaliado o vigor das sementes através do índice de velocidade de germinação (IVG), utilizando a metodologia proposta por Maguire (1962). A primeira contagem foi aos sete dias após a instalação do teste de germinação. As avaliações foram realizadas semanalmente até os 112 dias. O IVG é determinado pela seguinte fórmula:

$$IVG = G_1/N_1 + G_2/N_2 + \dots + G_n/N_n$$

Onde: G_1, G_2, \dots, G_n = número de plântulas germinadas na primeira, segunda, até a última contagem; N_1, N_2, \dots, N_n = número de dias desde a primeira, segunda, até a última contagem.



Figura 2 - A-D – Sementes armazenadas em sacos de papel, colocadas em sacolas plásticas, dentro de caixas de papel ondulado e armazenadas na geladeira. E – semente do procedimento controle. F – escarificação da semente com alicate. G – sementes em Banho Maria a 55 °C por 5 minutos. H – sementes escarificadas embebidas em 100 mL de solução de giberelina. I – teste de germinação em papel Germitest. J – repetições dos testes de germinação devidamente identificados. K – Câmara de germinação tipo Mangelsdorf. L – avaliações de porcentagem de germinação e de plântulas anormais.

Antes do armazenamento, foi determinado o teor de umidade das sementes pelo método da estufa a 105 °C±3 por 24 horas (BRASIL, 2009), os resultados foram: *P. alata* 8,36%, *P. cincinnata* 9,39%, *P. gibertii* 8,93%, *P. mucronata* 9,36%, *P. nitida* 9,26% e *P. setacea* 8,47%.

As espécies foram submetidas ao delineamento experimental inteiramente casualizado no esquema fatorial com cinco procedimentos para quebra de dormência e quatro ou três períodos de armazenamento, com quatro repetições e 50 sementes por parcela. Para *P. alata*, *P. cincinnata*, *P. mucronata* e *P. setacea* foi realizado o teste de germinação após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento. As espécies *P. gibertii* e *P. nitida* não foram submetidas ao teste de germinação quando recém-colhidas em função da indisponibilidade de sementes. O teste de germinação e IVG para as últimas foi realizado após 90, 180 e 360 dias de armazenamento. Os dados foram submetidos à análise de variância de acordo com o modelo fatorial com dois fatores, sendo eles: procedimentos para superação de dormência e dias de armazenamento. Os dados qualitativos, referentes aos procedimentos para superação de dormência, tiveram suas médias comparadas aos pares por meio do teste LSD de Fisher. O fator dias de armazenamento foi estudado por regressão linear, sendo escolhidos modelos cujos coeficientes de regressão foram significativos e o coeficiente de determinação (R^2) acima de 0,50, levando-se em consideração a capacidade do modelo explicar o fenômeno biológico. Todas as inferências foram realizadas considerando o nível de 5% de probabilidade. Todas as análises estatísticas foram realizadas com o software R versão 3.0.3 (R CORE TEAM, 2014).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 *Passiflora alata*

Para as três variáveis (germinação, plântulas anormais e IVG), foram observadas interações significativas ($p < 0,01$) entre os períodos de armazenamento e procedimentos para superação de dormência, indicando que os resultados dos procedimentos comportam-se de forma distinta de acordo com o período de armazenamento, e vice-versa. A análise de variância está exposta nos anexos (Anexo 1). Assim, o desdobramento da interação foi realizado.

4.1.1 Germinação em função dos procedimentos para superação de dormência

Passiflora alata não apresentou dormência de sementes e permitiu o armazenamento por trezentos e sessenta dias. Pela Tabela 1, nota-se que a escarificação mecânica seguida de embebição em giberelina (EMGA) proporcionou as menores médias de germinação (%), com exceção do armazenamento por 90 dias, quando a média não diferiu dos outros procedimentos ($p > 0,05$). É possível notar ainda que a germinação do controle foi superior a todos os outros procedimentos quando se avaliou as sementes recém-colhidas, indicando ser desnecessário realizar procedimento para superação de dormência, contradizendo as recomendações de Morley-Bunker (1974).

Tabela 1 - Comparações múltiplas de médias de germinação (%) de sementes de *Passiflora alata* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento

Procedimento	Dias de armazenamento			
	0	90	180	360
Controle	92,5 a	86,5 a	87,0 a	89,5 a
Escarificação Mecânica	58,0 cd	86,5 a	79,5 a	88,0 a
Escarificação Térmica	63,0 c	85,5 a	86,0 a	93,0 a
Aplicação de Giberelina	80,5 b	82,0 a	84,0 a	90,5 a
Esc. Mecânica + GA ₃	50,5 d	81,0 a	64,0 b	69,5 b

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

Todos os procedimentos de superação de dormência foram prejudiciais à germinação das sementes quando o teste foi realizado sem armazenamento. De acordo com Rosseto et al. (2000), não foi observado efeito benéfico da escarificação com lixa na germinação de *P. alata*. Com isso pode-se dizer que não houve impedimento à absorção de água pelas sementes desta espécie, sendo desnecessário realizar escarificação mecânica.

O uso de água quente não favoreceu a germinação das sementes e ainda prejudicou quando o período de armazenamento foi zero. Com 90, 180 e 360 dias de armazenamento os resultados encontrados para escarificação térmica (ET) foram iguais estatisticamente aos obtidos com o procedimento controle (CO), assim, não é necessário a utilização desse procedimento, pois não apresentou vantagem na germinação das sementes.

Vários autores relatam que o uso de giberelina aumenta a germinação de *P. alata* (FERREIRA, 1998; ROSSETO et al., 2000; FERREIRA; FOGAÇA; MORO 2001; FERREIRA; FOGAÇA; BLOEDORN, 2001; FOGAÇA; FERREIRA; BLOEDORN, 2001; FERREIRA et al., 2005). Segundo Ferreira; Fogaça; Moro, (2001) a partir de 100 mg L^{-1} de ácido giberélico, ocorre aumento da germinação de sementes de *P. alata*. Ferrari et al. (2008) concluíram que aplicações de GA₄₊₇ + fenilmetil-aminopurina, nas concentrações 200 e 250 mg L^{-1} , respectivamente, incrementaram a porcentagem de germinação das sementes de *P. alata*. Porém, a aplicação de GA₃ não aumentou a germinação de *P. ligularis* nem de *P. edulis* f. *flavicarpa* em relação à testemunha (CARDENAS et al., 2013). No presente trabalho utilizou-se apenas uma concentração de giberelina, enquanto que nos trabalhos supracitados os autores avaliaram o efeito de

diferentes concentrações. O procedimento em que se realizou a aplicação de giberelina (GA) não diferiu da testemunha, exceto com tempo zero de armazenamento, quando foi significativamente inferior, corroborando com os resultados obtidos por Souza et al. (2010), que constataram que a aplicação exógena de GA₃ reduziu a germinação de sementes de feijão.

Osipi e Nakagawa (2005a) obtiveram germinação de plântulas normais de *P. alata* entre 58 e 91%, dependendo da planta da qual a semente foi coletada, demonstrando que existe variabilidade entre plantas quanto à dormência. Após 28 dias de avaliação, Ferrari et al. (2008) obtiveram uma porcentagem de germinação abaixo de 80% para todos os procedimentos com fitorreguladores. No presente experimento, a germinação do procedimento controle foi de, no mínimo 86,5%, após 90 dias de armazenamento, demonstrando a boa qualidade das sementes. A diferença entre os resultados de germinação pode estar ligada às condições ou ao genótipo da planta, como sugerido a partir dos resultados de Osipi e Nakagawa (2005a).

4.1.2 Germinação em função dos dias de armazenamento

Na Figura 3 observa-se a porcentagem de germinação das sementes de *P. alata* em função do período de armazenamento. Nota-se que as sementes de *P. alata* mantiveram a viabilidade após 90, 180 e 360 dias de armazenamento. Esses resultados indicam que as sementes não apresentam dormência e mantiveram a viabilidade elevada até 360 dias de armazenamento. Modelos de regressão foram ajustados apenas para os procedimentos EM e ET, nos quais foram observadas tendências lineares ($p < 0,05$).

Para as sementes do CO não foi observado efeito significativo do armazenamento das sementes sobre a porcentagem de germinação com média de 88,9%. O mesmo ocorreu para os procedimentos GA e EMGA, cujas médias foram 84,2 e 66,2%, respectivamente. Para as sementes submetidas à EM, pode-se notar que houve um aumento médio de 0,0653 no percentual de germinação a cada dia de armazenamento, enquanto que àquelas submetidas à ET o aumento foi de 0,0715 no percentual de germinação.

As sementes não perderam poder germinativo com o passar do tempo, sendo que, além de se manterem viáveis, a germinação aos 360 dias de armazenamento foi similar à das sementes recém-colhidas.

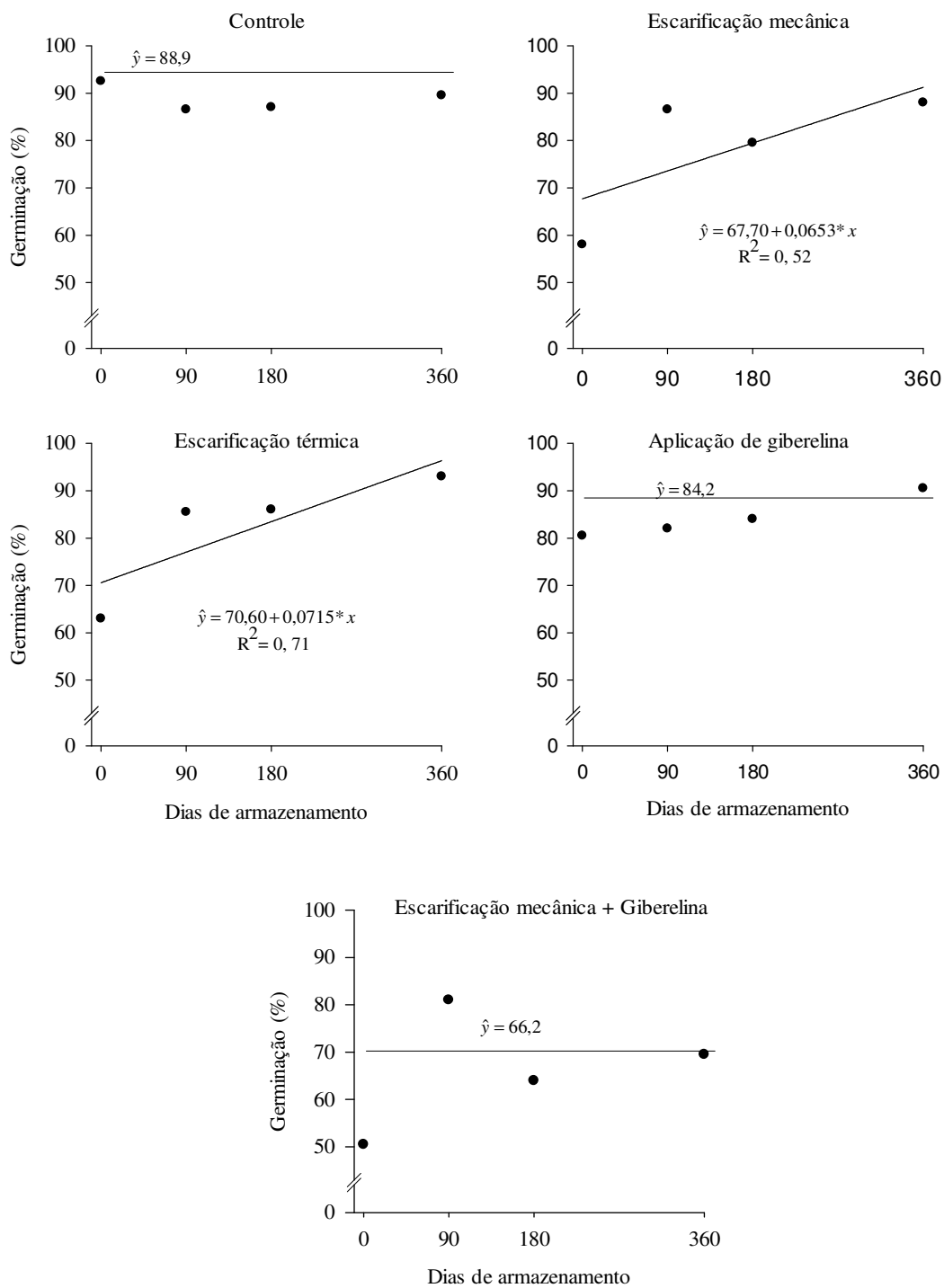


Figura 3 - Porcentagem de germinação de sementes de *Passiflora alata* em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.

Osipi e Nakagawa (2005b) obtiveram mais de 80% de plântulas normais na germinação de *P. alata* com zero dia de armazenamento, mas após 84 e 168 dias, as

sementes apresentaram médias entre 68 e 78% de germinação. Entretanto, aos 374 dias esses valores foram de 65,5% em condições de armazenamento em câmara fria a 10 °C e 52% quando foram armazenadas em câmara seca a 40% UR. No presente experimento aos 360 dias a aplicação de EMGA resultou na germinação de 69,5%, os demais procedimentos apresentam mais de 88% de germinação, confirmando que sementes de *P. alata* mantêm alta viabilidade após um ano de armazenamento em baixa temperatura.

Os resultados contraditórios em relação aos de outros autores podem ser atribuídos a diferenças quanto ao grau de maturidade dos frutos (ARAÚJO et al., 2007), aos genótipos e à idade das plantas (ALEXANDRE et al., 2004; DELOUCHE; BASKIN, 1973), à metodologia de separação do arilo (PEREIRA; DIAS, 2000), à temperatura (OSIPI; NAKAGAWA, 2005a), ao fotoperíodo (ZUCARELLI et al., 2009), às condições de armazenamento a que foram submetidas as sementes (PEREIRA et al., 2011), à umidade das sementes, dentre outros fatores.

Araújo et al. (2007), ao avaliar a influência do estágio de maturação e do armazenamento de frutos na qualidade fisiológica de sementes de maracujá amarelo colhidos após 55, 60 e 65 após a polinização, constataram que as sementes provenientes de frutos extraídos aos 65 dias após a antese e armazenados por sete dias apresentam maior percentual germinativo, evidenciando a influência do grau de maturidade dos frutos. Alexandre et al. (2004), ao avaliarem progênies de maracujazeiro, concluíram que a porcentagem de germinação e o índice de velocidade de emergência das sementes são influenciados pelos genótipo das plantas. Com o objetivo de verificar condições favoráveis de temperatura para a germinação das sementes do maracujá-doce Osipi e Nakagawa (2005a) utilizaram duas temperaturas de germinação, na ausência de luz: 25 °C constante e 20-30 °C alternada. Os autores concluíram que a temperatura alternada 20-30 °C atuou significativamente na obtenção de maior porcentagem de germinação e reduzida porcentagem de sementes dormentes que foi elevada sob temperatura de 25 °C, evidenciando grande influência do fator temperatura na superação de dormência.

4.1.3 Porcentagem de plântulas anormais em função dos procedimentos para superação de dormência

Os procedimentos que envolveram a escarificação mecânica das sementes foram os que apresentaram as maiores médias de porcentagem de plântulas anormais, que incluem as plântulas danificadas, deformadas e deterioradas. O procedimento EMGA

prejudicou a germinação das sementes com armazenamento zero e 180 dias, sendo elevada a porcentagem de plântulas anormais (Tabela 2).

Tabela 2 - Comparações múltiplas de médias de plântulas anormais (%) de *Passiflora alata* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento.

Procedimento	Dias de armazenamento			
	0	90	180	360
Controle	5,5 d	9,0 a	9,0 b	2,0 a
Escarificação mecânica	39,0 b	9,0 a	13,5 b	5,5 a
Escarificação térmica	9,5 cd	6,5 a	11,0 b	0,0 a
Aplicação de giberelina	14,0 c	13,0 a	12,5 b	1,5 a
Esc. mecânica + GA ₃	46,0 a	9,5 a	23,5 a	7,5 a

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

A porcentagem de plântulas anormais variou de 1 a 7% quando sementes de cinco genótipos foram submetidas ao teste de germinação sob temperatura alternada de 20-30 °C (OSIPI; NAKAGAWA, 2005a), resultado similar ao obtido nesse trabalho, em que a porcentagem de plântulas anormais do procedimento controle variou de 2 a 9%.

A escarificação mecânica pode ter danificado a semente, sendo constatado que apenas os cotilédones saíam na região onde foi realizado o corte. A maior porcentagem de plântulas anormais a partir das sementes sem armazenamento pode ser atribuída ao fato de que, por mais que se quisesse padronizar o corte, existe a possibilidade de terem sido mais profundos, o que teria prejudicado a semente.

4.1.4 Porcentagem de plântulas anormais em função dos dias de armazenamento

O tempo zero de armazenamento proporcionou a maior porcentagem de plântulas anormais, especialmente daquelas sementes submetidas à EM e EMGA (Figura 4). Foram ajustados modelos de regressão para todos os procedimentos, exceto CO, nos quais foram observadas tendências lineares ($p < 0,05$).

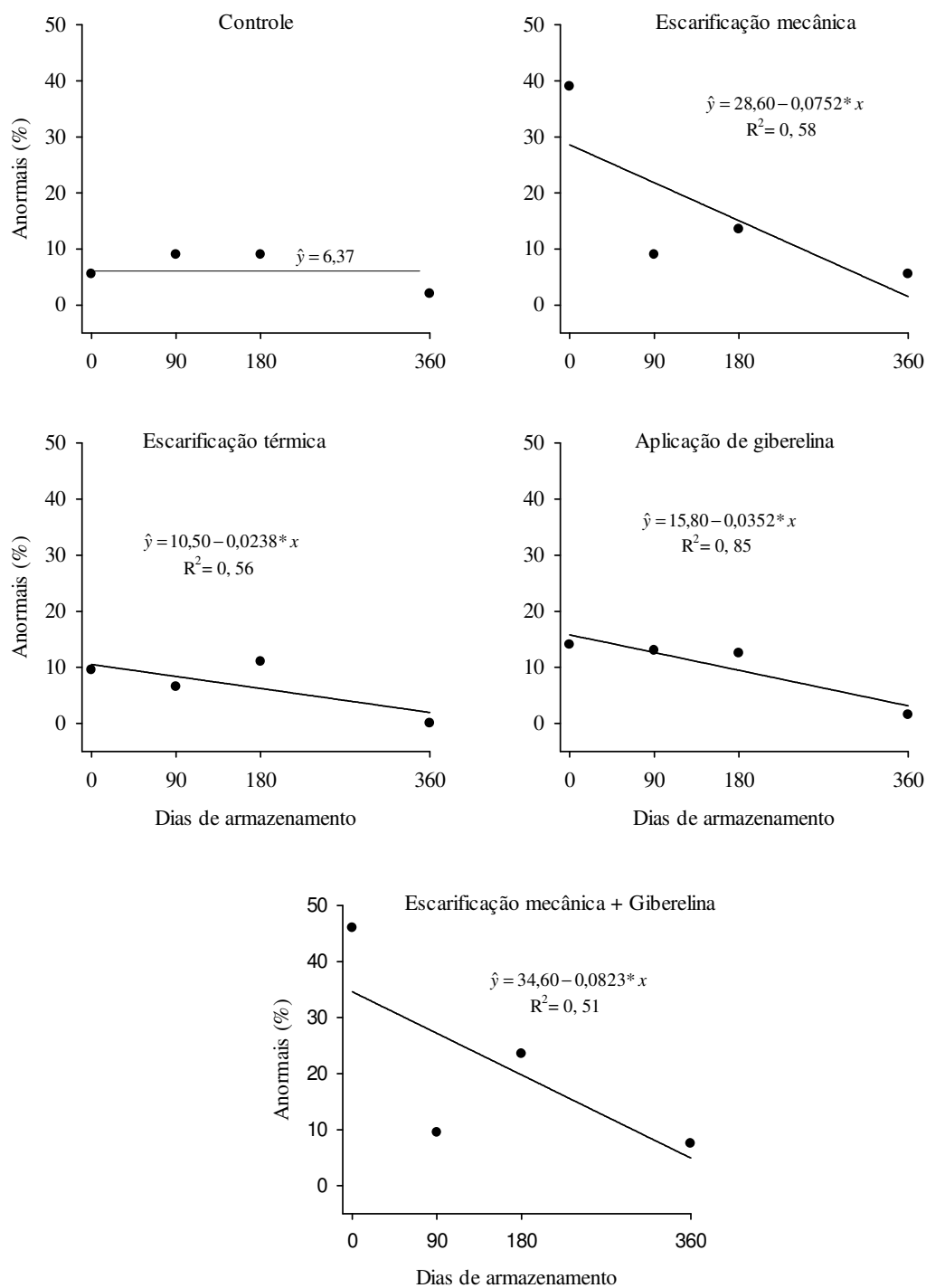


Figura 4 - Porcentagem de plântulas anormais de *Passiflora alata* em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.

No CO não foi observada relação entre o percentual de plântulas anormais e o armazenamento das sementes, verificando-se uma taxa média constante em torno de 6,37% ao longo dos 360 dias. Para os demais procedimentos, pode-se notar que houve uma redução média entre 0,0238 (ET) e 0,0823% (EMGA) no percentual de plântulas anormais a cada dia de armazenamento. Isso indica que os procedimentos para superação de dormência utilizados causam danos na estrutura da semente, impedindo o desenvolvimento normal de uma plântula saudável, esses danos apresentaram menor efeito com o decorrer do tempo de armazenamento. Esse menor efeito pode ser atribuído ao fato de que a técnica de escarificação do tegumento tenha sido aprimorada com o decorrer do experimento proporcionando menores danos às sementes aos 360 dias de armazenamento.

A porcentagem de plântulas anormais foi maior com o tempo zero de armazenamento, exceto para a escarificação térmica, diferente dos resultados obtidos por Osipi e Nakagawa (2005b) em que a porcentagem de plântulas anormais provenientes de sementes de maracujá-doce armazenadas em condições de ambiente não controlado, câmara fria e câmara seca foi aumentando com o armazenamento das sementes ficando entre 15,5 a 54%. As diferenças nas condições de armazenamento podem ter contribuído para essa menor porcentagem de plântulas anormais.

4.1.5 IVG em função dos procedimentos para superação de dormência

Além de apresentar melhor germinação, as sementes sem nenhum procedimento para superação de dormência apresentaram maior IVG com tempo zero de armazenamento (Tabela 3).

Tabela 3 - Comparações múltiplas de médias de IVG de sementes de *Passiflora alata* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento.

Procedimento	Dias de armazenamento			
	0	90	180	360
Controle	3,37 a	3,30 a	3,37 a	3,89 a
Escarificação mecânica	2,47 b	3,60 a	3,37 a	4,02 a
Escarificação térmica	1,88 c	3,29 a	3,28 a	4,04 a
Aplicação de giberelina	2,81 b	3,16 a	3,24 a	3,93 a
Esc. mecânica + GA ₃	2,72 b	3,58 a	3,00 a	3,94 a

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

Houve diferença significativa entre as metodologias adotadas para superação de dormência apenas quando as sementes recém-colhidas foram colocadas para germinar, sendo a ET o procedimento menos indicado.

Em trabalho de Ferreira et al. (2005), com avaliação da germinação a cada dois dias de sementes de *P. alata* embebidas em solução de giberelina por 5 horas, o IVG encontrado foi de 8,65, bem superior àquelas embebidas em água, cujo IVG foi de 2,18. O fato de os autores terem avaliado a cada dois dias pode ter contribuído para que os valores de IVG sejam superiores aos obtidos aqui. Ao avaliar aos sete dias perde-se a informação de quantas sementes germinaram nos dias anteriores, ou seja, aquelas que apresentavam maior vigor. Assim, todas as sementes germinadas ao longo dos sete dias são contabilizadas como se a germinação tivesse ocorrido no dia da avaliação.

Ferreira, Fogaça e Moro (2001) estudaram a germinação de sementes de *P. alata* submetidas a diferentes tempos de embebição e concentrações de ácido giberélico, verificaram que elevadas concentrações são benéficas para aumentar a velocidade de emergência das sementes desta espécie. Assim, recomendaram a concentração de 500 mg L⁻¹. Entretanto, no presente experimento, em que utilizaram-se 100 mg L⁻¹, os procedimentos com giberelina foram inferiores ou similares as sementes sem nenhum procedimento, demonstrando não ter sido satisfatória a embebição em giberelina, nas condições desse experimento, corroborando com os resultados obtidos por Resende et al. (2009), em que a adição de giberelina na embebição de sementes de café reduziu sua velocidade germinação.

Como as sementes de *P. alata* não apresentaram dormência, a avaliação do vigor das sementes deveria ser realizado diariamente ou a cada dois dias, de forma a identificar as sementes que tem maior capacidade de formar plântulas mais vigorosas em menor tempo. Outro ponto interessante é o fato de que as sementes do CO e aquelas submetidas a todos os outros procedimentos apresentam maior vigor após 360 dias de armazenamento. Com isso é possível sugerir que o armazenamento em geladeira é uma boa forma de conservação das sementes de *P. alata* por 360 dias, mantendo alta germinação e vigor das sementes.

4.1.6 IVG em função dos dias de armazenamento

Os maiores valores de IVG foram observados após 360 dias de armazenamento em todos os procedimentos de superação de dormência (Figura 5). O maior IVG foi 4,04 após 360 dias de armazenamento.

Após ajuste dos modelos de regressão ($p < 0,05$), verificou-se que o IVG no CO apresentou relação quadrática com o período de armazenamento, sendo estimado um ponto de mínimo em torno de 81 dias, ou seja, estima-se que o menor IVG seria obtido quando a semente fosse armazenada por volta de 81 dias. Nos demais procedimentos houve um aumento médio entre 0,34 a 0,0029 no percentual de IVG a cada dia de armazenamento.

Quanto maior o IVG, maior a germinação média diária, indicando que o procedimento favoreceu a velocidade da germinação. Além de apresentar as melhores porcentagens de germinação, as sementes apresentaram IVG superior após 360 dias de armazenamento, comparando-se com os demais períodos. Dessa forma, pode-se considerar o armazenamento uma forma de acelerar a germinação de *P. alata*.

4.1.7 Comportamento da germinação

As avaliações foram realizadas até 112 dias (16 semanas) após a instalação do teste de germinação. De acordo com Ferrari, Ferreira e Pinho (2007), as sementes de maracujá-doce demoram 120 horas (seis dias) para emitirem a radícula quando colocadas sobre papel e 200 horas quando submersas em água destilada. No presente trabalho a germinação, considerada como a formação de plântula normal e não apenas a emissão de radícula, foi observada aos 14 dias de avaliação, porém as avaliações eram feitas de sete em sete dias, não sendo possível determinar o número de dias necessários para que as primeiras plântulas fossem formadas.

Aos 28 dias, tempo recomendado pela RAS (BRASIL, 2009) para avaliação de germinação de *P. edulis*, a germinação de *P. alata* sem armazenamento foi de 73,5%, chegando a 92,5% com 49 dias de avaliação. A germinação das sementes, em todos os procedimentos e épocas de armazenamento se prolonga após 28 dias, entretanto, ocorre pouco incremento após a sexta semana (Figura 6). Após 28 dias da implantação do teste, havia germinação de *P. alata*, sendo considerada a emissão de radícula como parâmetro para contagem de germinação (FERREIRA et al., 2005).

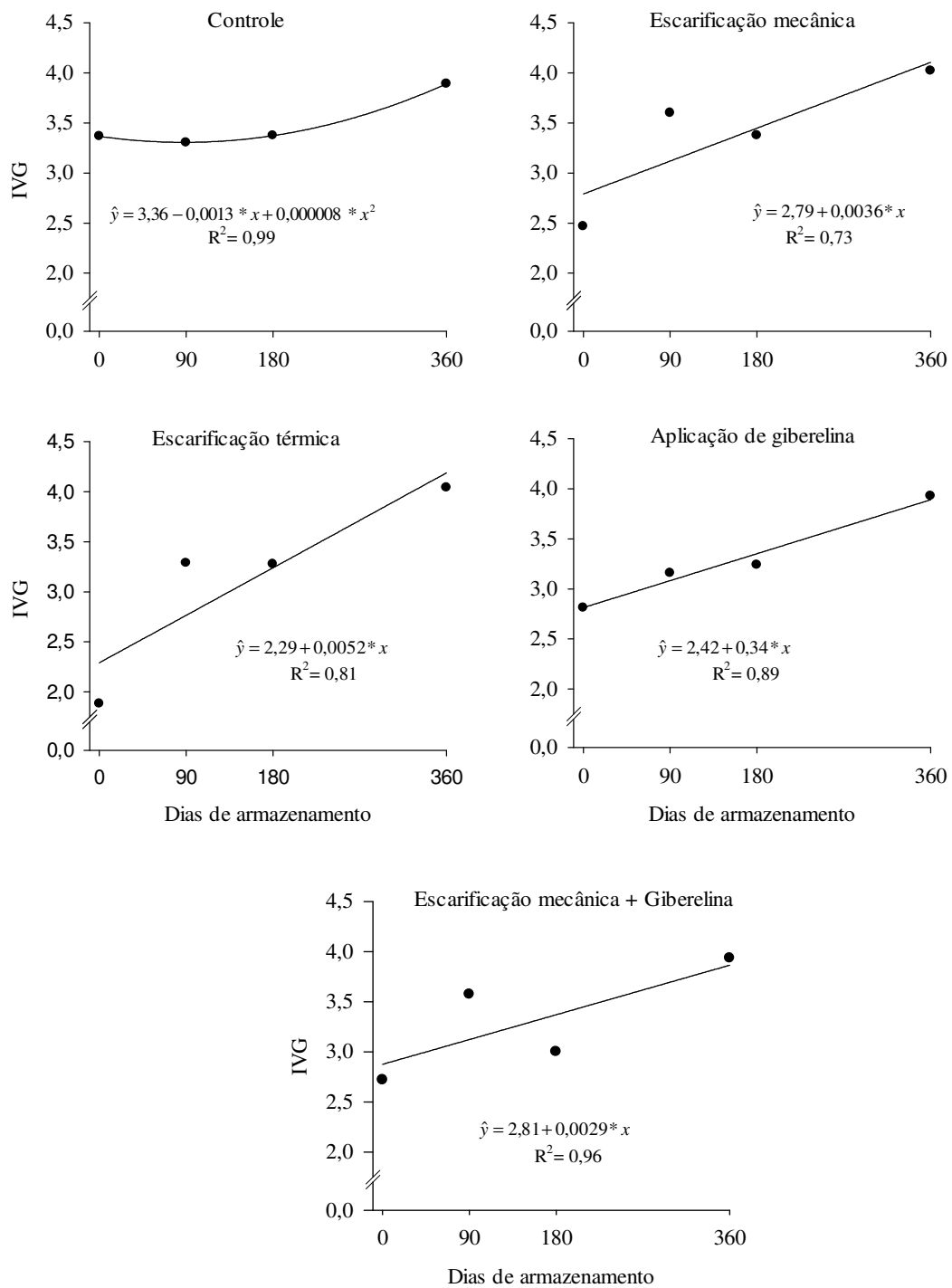


Figura 5 - Índice de velocidade de germinação (IVG) de sementes de *Passiflora alata* em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.

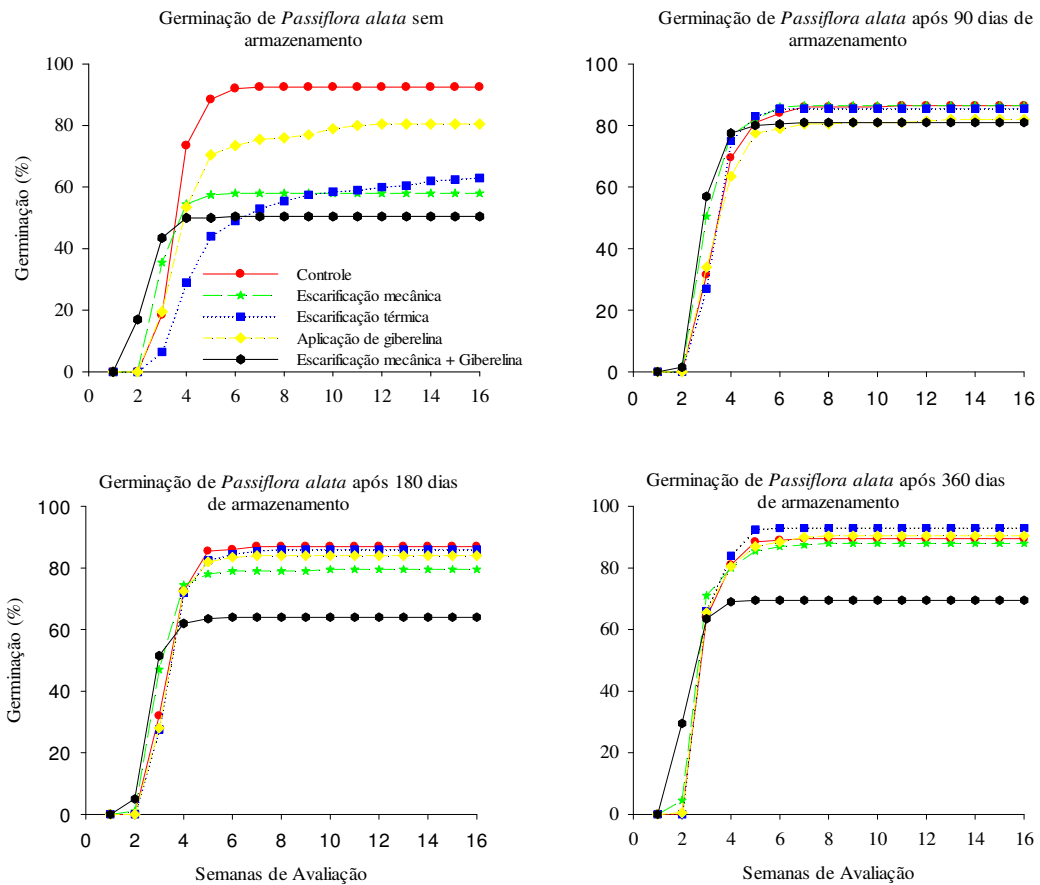


Figura 6 - Curvas de germinação (%) acumulada de *Passiflora alata* durante dezesseis semanas de avaliação nos quatro períodos de armazenamento e em todos os procedimentos para superação de dormência.

O conhecimento sobre a conservação e a manutenção da viabilidade e do vigor das sementes ao longo do período de armazenamento, assim como a velocidade da germinação são importantes tanto para produtores, viveiristas quanto para melhoristas.

Uma germinação rápida e uniforme é crucial para produção de mudas, considerando-se que é preciso adequar a época para iniciar a produção de mudas em função da época de plantio de cada região, quando as mudas serão requisitadas. A obtenção de técnicas simples de conservação e manutenção de sementes é de interesse de pequenos e grandes produtores, por isso a preocupação em estabelecer um protocolo que seja factível a qualquer produtor, especialmente no que diz respeito à conservação das sementes, a qual foi realizada em geladeira, embalando as sementes em sacos de papel, envoltos por sacos de polietileno e dentro de uma caixa de papel ondulado.

4.2 *Passiflora cincinnata*

Para as três variáveis resposta, foi observada interação significativa ($p < 0,05$) entre armazenamento e procedimentos indicando que os procedimentos comportam-se de forma distinta de acordo com o período de armazenamento, e vice-versa. Assim, o desdobramento da interação foi realizado. A análise de variância encontra-se disponível em anexo (Anexo 2).

4.2.1 Germinação em função dos procedimentos para superação de dormência

Passiflora cincinnata apresentou dormência bastante acentuada. Pela Tabela 4, nota-se que as médias de germinação (%) foram distintas em cada época de armazenamento, sendo que nenhum procedimento foi significativamente efetivo na superação de dormência de sementes recém-colhidas, variando de 1,5 a 13,5% de germinação.

Tabela 4 - Comparações múltiplas de médias de germinação (%) de sementes de *Passiflora cincinnata* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento

Procedimento	Dias de armazenamento			
	0	90	180	360
Controle	3,5 a	10,0 b	45,5 a	38,5 ab
Escarificação mecânica	7,0 a	52,0 a	46,0 a	26,0 cd
Escarificação térmica	1,5 a	14,5 b	46,0 a	45,0 a
Aplicação de giberelina	2,0 a	15,5 b	49,5 a	32,0 bc
Esc. mecânica + GA ₃	13,0 a	57,5 a	27,5 b	20,0 d

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

A partir desses resultados, pode-se supor que essa espécie apresenta dormência morfológica, pois, segundo Cardoso (2004), sementes com esse tipo de dormência são separadas da planta com o embrião não diferenciado ou não completamente desenvolvido, de forma que seja necessário um período de maturação da semente separada da planta mãe. Porém para confirmação dessa hipótese, são necessários estudos anatômicos associados à fisiológicos, para acompanhar o crescimento do embrião durante e após a fase de pós-maturação.

Além da dormência morfológica, os resultados indicam que a espécie apresente também dormência mecânica, pois a escarificação mecânica contribuiu para a superação da dormência, antecipando a germinação. Com noventa dias de armazenamento, os procedimentos EM e EMGA mostraram melhor germinação, 52,0 e 57,5% respectivamente, melhores resultados obtidos no experimento. Oliveira Jr. et al. (2010) concluíram que a escarificação é eficiente para quebra de dormência de sementes de *P. cincinnata*, entretanto tais autores utilizaram lixa para escarificação, diferentemente desse trabalho, em que foi realizado um corte utilizando-se um alicate.

O uso do aquecimento a 55 °C por 5 minutos também foi eficiente na superação da dormência de *P. cincinnata*, destacando-se após um ano de armazenamento, com 45% de germinação. Oliveira Junior et al. (2010) obtiveram os melhores resultados para superação de dormência, mais de 50% de germinação de sementes secas à sombra, quando estas foram escarificadas com lixa ou submetidas a 50 °C por 5 minutos.

A contribuição da giberelina isoladamente foi pouco significativa, não havendo diferença significativa do procedimento controle em nenhuma época de armazenamento. Associada a escarificação mecânica (EMGA), não diferiu significativamente da escarificação mecânica (EM) em sementes com até 90 dias de armazenamento. Em sementes com períodos maiores de armazenamento, a associação de giberelina a escarificação mecânica foi prejudicial. Zucarelli et al. (2009) obteve a maior média de germinação (66%) em sementes tratadas com 400 mg L⁻¹ de GA₄₊₇+ N-(fenilmetil)-aminopurina e submetidas à temperatura alternada, 20-30 °C no escuro. Porém, esses autores consideraram germinadas o somatório das plântulas normais e anormais; já no presente experimento, foram consideradas germinadas apenas as sementes que deram origem a plântulas normais seguindo as recomendações das Regras Para Análise de Sementes (BRASIL, 2009).

De acordo com Ferreira e Borguetti (2004), os mecanismos envolvidos na transição do estado dormente para o não dormente ainda não são totalmente compreendidos. As alterações associadas à impermeabilidade do tegumento devem ser as primeiras a serem investigadas, pois a entrada de água é que desencadeia o processo germinativo. O aumento da capacidade de embebição da semente de tabaco são devidas a alterações na expressão de enzimas β -1,3-glucanases, que hidrolisam componentes das paredes celulares (LEUBNER-METZGER, 2003).

4.2.2 Germinação em função dos dias de armazenamento

P. cincinnata apresentou sementes fortemente dormentes logo após a colheita. Com o passar o tempo, a dormência foi naturalmente sendo superada. Modelos de regressão foram ajustados para os todos os procedimentos, nos quais foram observadas tendências lineares e quadráticas ($p < 0,05$), exceto para EMGA (Figura 7).

Para o procedimento EMGA, não foi observada relação entre o percentual de germinação e o período de armazenamento das sementes, verificando-se uma taxa média constante em torno de 29,5% ao longo dos 360 dias. Para os procedimentos CO e ET, pode-se notar que houve aumento médio de 0,1071 e 0,1260, respectivamente, no percentual de germinação a cada dia de armazenamento.

O armazenamento provoca a redução da dormência, sendo que a germinação foi máxima em torno dos 200 dias de armazenamento no procedimento EM e 240 dias no procedimento GA. Assim, verifica-se que após este período, as sementes de *P. cincinnata* tem a viabilidade reduzida, apesar disso, o tempo é superior ao proposto por Pereira et al. (2011), os quais concluíram que o armazenamento de sementes de *P. cincinnata* não deve ser superior a 60 dias. Aos 360 dias, o melhor resultado foi obtido com ET.

Diante destes resultados, verifica-se que não é recomendada a semeadura de sementes sem armazenamento. Após armazenamento refrigerado por 90 dias, recomenda-se a escarificação das sementes antes de sua semeadura. O armazenamento refrigerado por tempo maior foi suficiente para melhorar a germinação, avaliada por até 360 dias neste trabalho.

4.2.3 Porcentagem de plântulas anormais em função dos procedimentos para superação de dormência

Apesar de serem os mais eficientes para superação de dormência, os procedimentos que envolveram escarificação apresentaram a maior porcentagem de plântulas anormais (Tabela 5). A escarificação com alicate de cutícula pode ter causado danos a estruturas vitais da semente, impedindo o desenvolvimento de uma plântula normal. Em função do reduzido tamanho das sementes, da alta dureza e da forma ovalada, foi difícil padronizar o corte que era realizado, tornando muito subjetiva a percepção da localização do embrião na semente. As sementes de *P. cincinnata* são ovais, negras, com dimensões de 0,6 x 0,3 cm de diâmetro (NUNES; QUEIROZ, 2001).

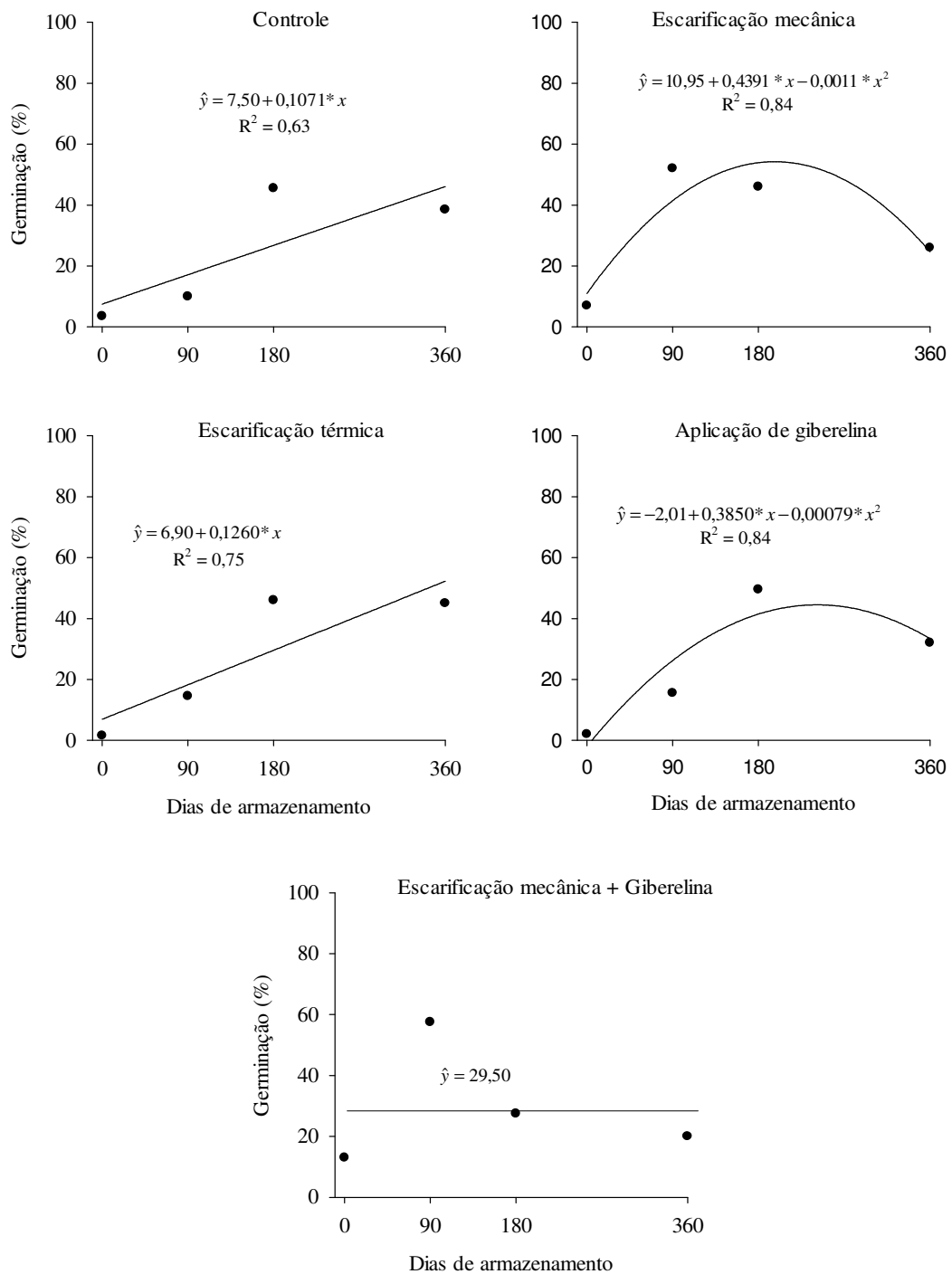


Figura 7 - Porcentagem de germinação de sementes de *Passiflora cincinnata* em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.

Tabela 5 - Comparações múltiplas de médias de plântulas anormais (%) de *Passiflora cincinnata* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento

Procedimento	Dias de armazenamento			
	0	90	180	360
Controle	0,0 c	0,5 b	2,0 c	0,0 a
Escarificação mecânica	9,0 b	22,5 a	33,0 a	5,0 a
Escarificação térmica	0,0 c	1,0 b	3,0 c	0,5 a
Aplicação de giberelina	0,0 c	1,0 b	3,0 c	0,0 a
Esc. mecânica + GA ₃	42,5 a	24,5 a	23,0 b	7,5 a

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

A grande porcentagem de plântulas anormais pode ser atribuída à ocorrência de muitas plântulas deformadas pelas escarificação, especialmente pela ocorrência da saída dos cotilédones pelo orifício causado pelo corte da semente. Dessa forma não ocorria a germinação da semente mais a expulsão das estruturas internas, o que foi contabilizado como plântulas anormais.

4.2.4 Porcentagem de plântulas anormais em função dos dias de armazenamento

A porcentagem de plântulas anormais foi maior nas sementes escarificadas mecanicamente (Figura 8).

Para os procedimentos CO, ET e GA, não foi observada relação entre o percentual de plântulas anormais e o tempo de armazenamento das sementes, verificando-se uma taxa média constante com valores que vão de 0,63 a 1,13% ao longo dos 360 dias, valores bem inferiores aos encontrados quando a semente foi escarificada mecanicamente. Para o procedimento EMGA, pode-se notar que houve uma redução média de 0,0890 no percentual de plântulas anormais a cada dia de armazenamento.

O procedimento EM apresentou relação quadrática com o período de armazenamento sendo estimado o ponto de máximo em torno de 177 dias, ou seja, a maior velocidade de germinação ocorre por volta dos 180 dias de armazenamento. Percebe-se que o armazenamento promove a redução da dormência e da porcentagem de plântulas anormais.

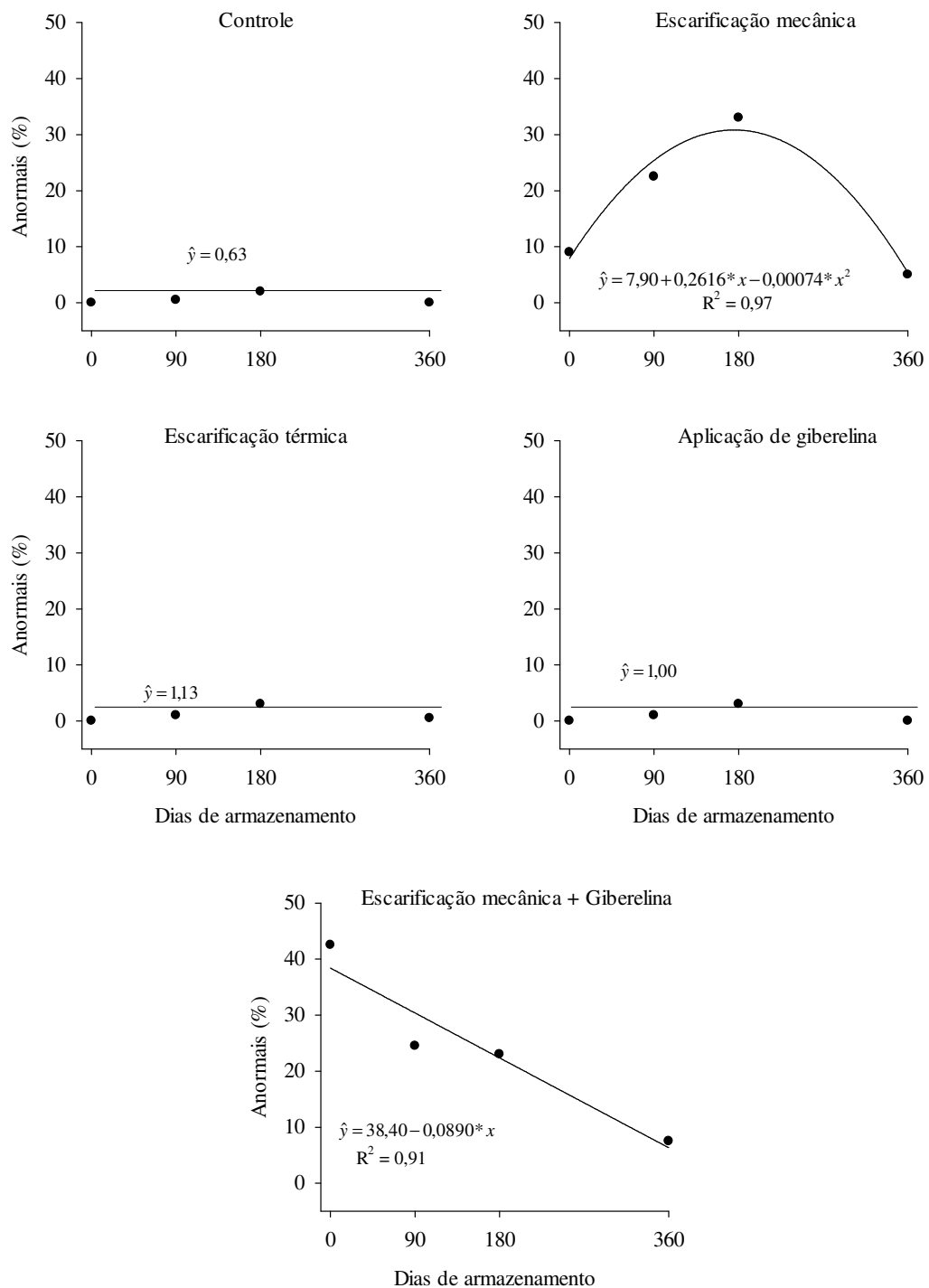


Figura 8 - Porcentagem de plântulas anormais de *Passiflora cincinnata* em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.

4.2.5 IVG em função dos procedimentos para superação de dormência

O melhor IVG foi obtido quando as sementes foram submetidas aos procedimentos EMGA e EM, aos noventa dias de armazenamento. Esses resultados indicam que a escarificação, além de proporcionar maior germinação, faz com ela seja mais rápida (Tabela 6).

Tabela 6 - Comparações múltiplas de médias de IVG de sementes de *Passiflora cincinnata* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento

Procedimento	Dias de armazenamento			
	0	90	180	360
Controle	0,06 a	0,14 b	0,87 bc	0,83 ab
Escarificação mecânica	0,13 a	1,17 a	1,11 a	0,50 cd
Escarificação térmica	0,04 a	0,25 b	0,94 ab	0,99 a
Aplicação de giberelina	0,04 a	0,22 b	0,99 ab	0,67 bc
Esc. mecânica + GA ₃	0,24 a	1,32 a	0,67 c	0,46 d

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

A EM reduziu a velocidade de germinação em sementes armazenadas por 360 dias, uma vez que a ET apresentou maior IVG. Sementes de *P. cincinnata* apresentaram maior IVE, quando submetidas à escarificação com lixa, seguidas por aquelas aquecidas a 50 °C por cinco minutos em banho-maria (OLIVEIRA JR. et al., 2010). O IVE, no trabalho citado, é o índice de velocidade de emergência pois o trabalho supracitado foi realizado em solo. Com trezentos e sessenta dias de armazenamento, a escarificação térmica apresentou maior IVG que os demais procedimentos, enquanto que a escarificação mecânica deixou de beneficiar a germinação.

Sementes de *P. cincinnata* apresentaram IVG de 11,4 (ZUCARELLI et al., 2009) quando o teste de germinação foi realizado em condições de luminosidade e temperatura similares às do presente trabalho, onde o maior IVG encontrado foi 1,32. Essa diferença pode ter ocorrido em função da frequência de avaliações, no primeiro caso foram realizadas avaliações diárias, no presente trabalho as avaliações foram realizadas a cada sete dias.

4.2.6 IVG em função dos dias de armazenamento

Os valores obtidos para o IVG foram baixos na condição zero dia de armazenamento (Figura 9). A germinação do CO é muito lenta em sementes recém-colhidas ou mesmo armazenadas por 90 dias.

O IVG nos procedimentos EM e GA apresentaram uma relação quadrática com o período de armazenamento, sendo estimado um ponto de máximo em torno de 196 e 260 dias respectivamente. Com isso, pode-se dizer que o armazenamento por mais de 180 dias acelera a germinação de *P. cincinnata*. Assim o armazenamento pode ser uma estratégia viável quando se pretende obter mudas dessa espécie, principalmente pelo fato de que, caso prefira, o produtor não precisa realizar escarificação nas sementes, apesar de a germinação ser um pouco mais lenta o trabalho será menor. No entanto o produtor, viveirista ou pesquisador precisa se programar para armazenar essas sementes no tempo certo para que as mesmas tenham reduzido a dormência e acelerem a germinação no período em que ele precisa obter mudas.

4.2.7 Comportamento da germinação ao longo das avaliações semanais

O pico da germinação ocorreu entre duas e cinco semanas após a implantação do teste de germinação, independente do procedimento avaliado. Em sementes com zero dia de armazenamento, a germinação ocorreu mais lentamente e em menor porcentagem (Figura 10).

4.3 *Passiflora mucronata*

Para as três variáveis (germinação, plântulas anormais e IVG), foi observada interação significativa ($p < 0,05$) entre armazenamento e procedimentos de superação de dormência, indicando que os procedimentos geram resultados de forma distinta de acordo com o período de armazenamento, e vice-versa. Assim, o desdobramento da interação foi realizado. A análise de variância pode ser consultada em anexo (Anexo 3).

4.3.1 Germinação em função dos procedimentos para superação de dormência

Passiflora mucronata apresentou germinação superior nos procedimentos CO, ET e GA, demonstrando não apresentar dormência em suas sementes (Tabela 7).

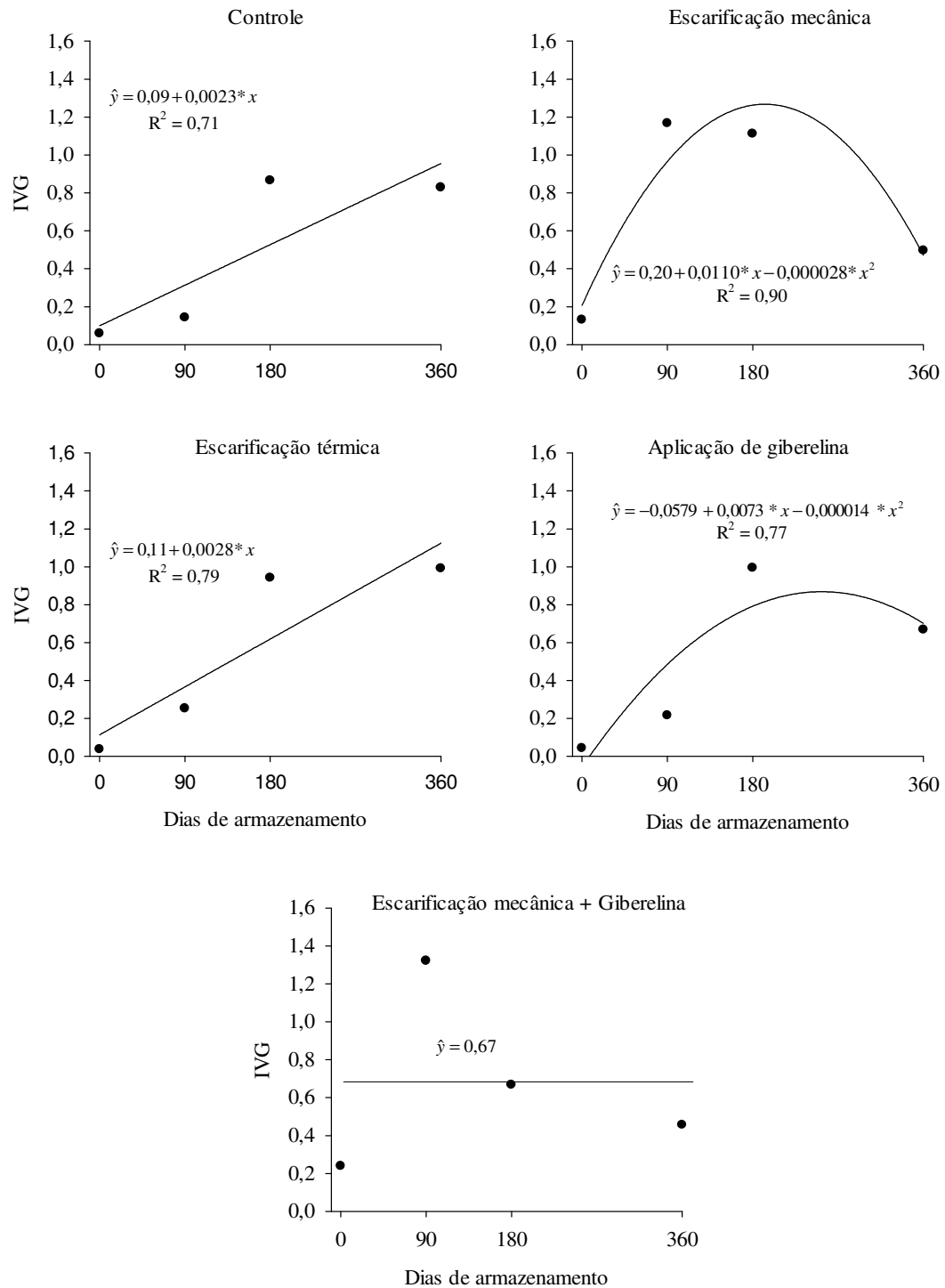


Figura 9 - Índice de velocidade de germinação (IVG) de sementes de *Passiflora cincinnata* em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.

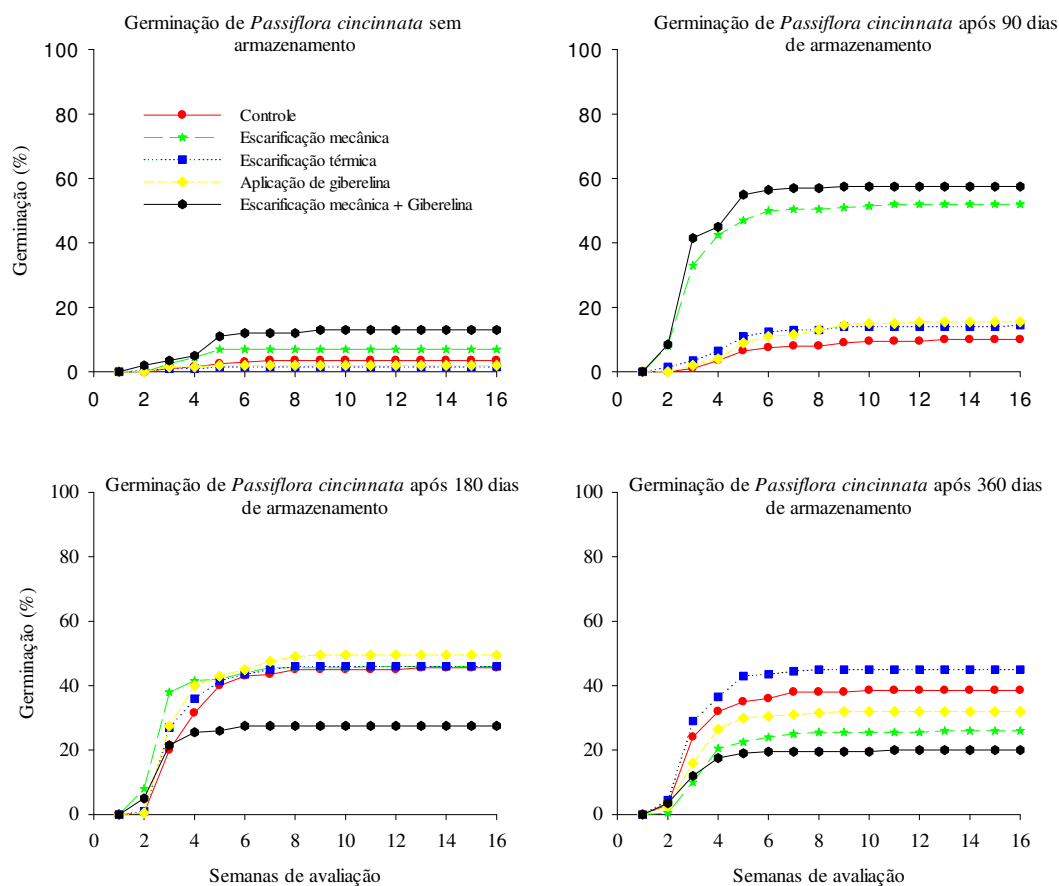


Figura 10 - Curvas de germinação (%) acumulada de sementes de *Passiflora cincinnata*, durante dezesseis semanas de avaliação, submetidas aos procedimentos de superação de dormência.

Tabela 7 - Comparações múltiplas de médias de germinação (%) de sementes de *Passiflora mucronata* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento

Procedimento	Dias de armazenamento			
	0	90	180	360
Controle	76,5 a	76,0 a	81,0 a	88,0 a
Escarificação mecânica	30,0 b	16,5 b	9,5 b	14,5 c
Escarificação térmica	72,0 a	80,5 a	74,5 a	76,5 b
Aplicação de giberelina	70,5 a	78,5 a	71,5 a	78,5 ab
Esc. mecânica + GA ₃	12,5 c	10,5 b	9,0 b	11,0 c

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

A EM e EMGA mostraram-se prejudiciais às sementes em todos os tempos de armazenamento. Nesses tratamentos foi observado um grande ataque por fungos. Ao final das avaliações essas sementes encontravam-se apodrecidas. Isso pode ter ocorrido em função do diminuto tamanho das sementes e de sua irregularidade de forma que a escarificação possa ter inviabilizado muitas sementes. A ET não diferiu significativamente da testemunha, exceto quando aplicada a sementes armazenadas por 360 dias, quando sua aplicação foi prejudicial.

As sementes de *P. mucronata* não necessitam de procedimentos de superação de dormência, haja vista que nenhum dos procedimentos foi superior à testemunha. Esses resultados não corroboram com aqueles encontrados por Meletti et al. (2011), que concluem que as sementes recém-colhidas de *P. mucronata* necessitam de procedimentos para superar dormência, pois nas condições daquele experimento a germinação foi de 8,4%. Uma observação é que os autores avaliaram a germinação até 28 dias e no presente experimento as avaliações se estenderam até 112 dias. Entretanto na Figura 14, será possível perceber que aos 28 dias havia mais de 60% de germinação de sementes recém-colhidas.

4.3.2 Germinação em função dos dias de armazenamento

Sementes recém-colhidas de *P. mucronata* apresentaram baixo grau de dormência, com 76,5% de germinação sem a aplicação de qualquer procedimento de superação de dormência (Figura 11).

A germinação no procedimento EM apresentou relação quadrática com o período de armazenamento, sendo estimado um ponto de mínimo em torno de 231 dias. Para os demais procedimentos, não foi observada relação entre o percentual de germinação e o armazenamento das sementes. O CO apresentou uma taxa média constante em torno de 80,37% ao longo dos 360 dias, enquanto que a EMGA essa porcentagem foi de 10,75%.

Os resultados obtidos indicam que as sementes de *P. mucronata* não apresentam dormência, mesmo quando recém-colhidas, corroborando com Santos et al. (2012), que concluem que as sementes apresentam alto poder germinativo quando recém-colhidas.

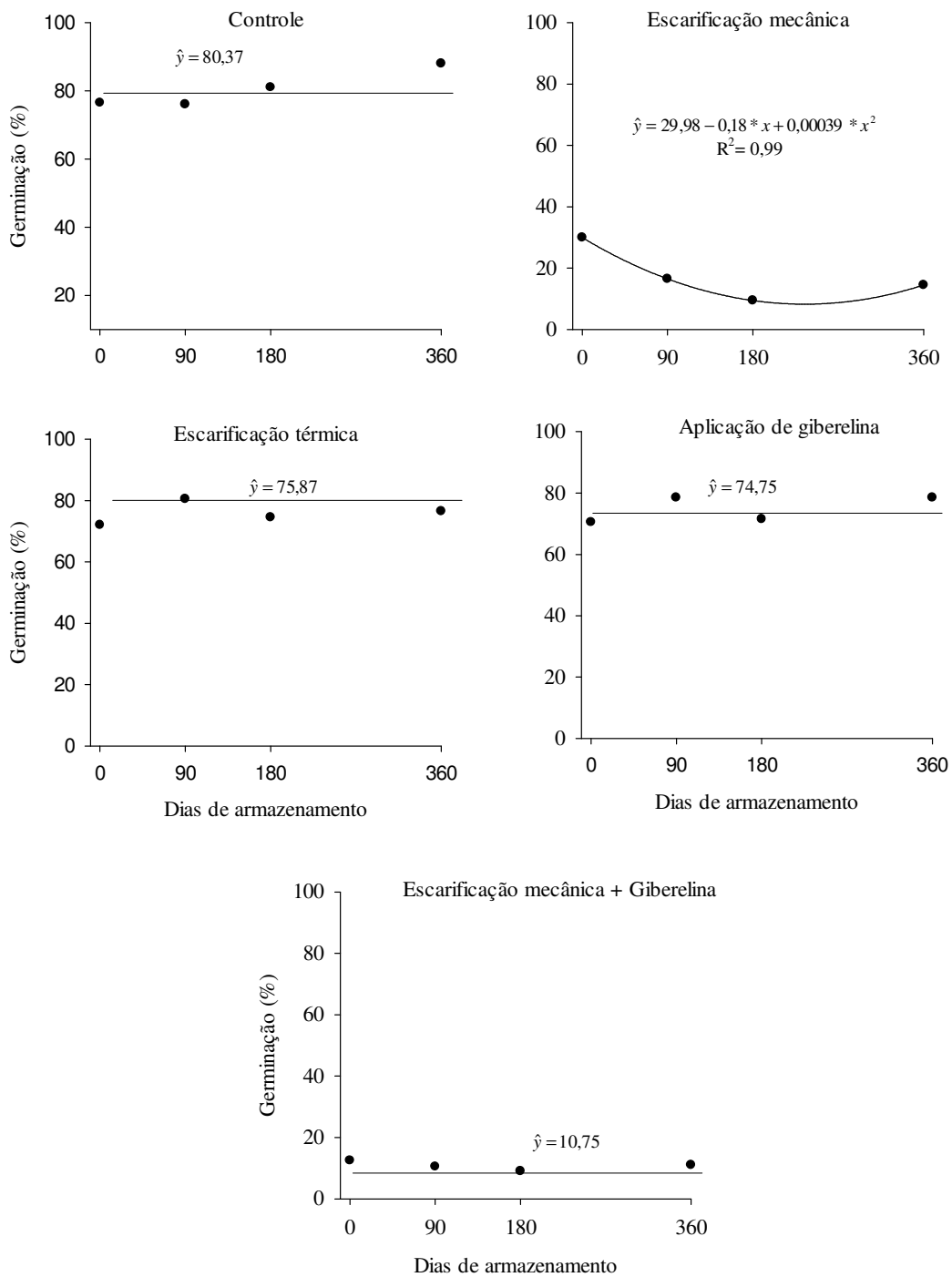


Figura 11 - Porcentagem de germinação de *Passiflora mucronata* em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.

O armazenamento das sementes foi possível no período estudado, sem que isso tenha influenciado significativamente a germinação das sementes. Esses resultados contradizem o trabalho realizado anteriormente por Santos et al. (2012), em que não houve germinação após doze meses de armazenamento, entretanto os autores não informam as condições em que foi realizado o armazenamento. De acordo com Meletti et al. (2011), as sementes de *P. mucronata* necessitam de procedimentos para superar dormência, sendo que esses autores encontram 8,4% de germinação em sementes recém-colhidas, 72,8% sementes armazenadas por seis meses e 67,1% naquelas armazenadas por doze meses.

As diferenças dos resultados podem ser atribuídas a possíveis diferenças nas condições iniciais das sementes, especialmente no que diz respeito à umidade presente na semente no momento do armazenamento, além das condições em que as mesmas foram colhidas e armazenadas. O genótipo também influencia na germinação das sementes. Mas é relevante ressaltar que Meletti et al. (2011) utilizou fermentação para retirada do arilo das sementes e as mesmas foram armazenadas com 11% de água em câmara fria e seca. Tais sementes foram submetidas a um choque térmico sendo imersas em água quente a 40 °C por 15 minutos. Essas diferenças entre metodologias podem estar relacionadas à baixa germinação encontrada pelos autores em sementes de *P. mucronata* recém-colhidas.

4.3.3 Porcentagem de plântulas anormais em função dos procedimentos para superação de dormência

A ET apresentou menor porcentagem de plântulas anormais quando o teste foi realizado no tempo zero de armazenamento (Tabela 8). O processo de escarificação pode danificar as sementes, pela dificuldade de manuseio em virtude do tamanho e da forma irregular da semente.

A porcentagem de plântulas anormais foi aleatória em função dos procedimentos. O fato de ser uma espécie não domesticada pode ter influenciado nos resultados. Foi possível observar uma elevada contaminação fúngica quando as sementes submetidas a EM e EMGA.

Tabela 8 - Comparações múltiplas de médias de plântulas anormais (%) de *Passiflora mucronata* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento

Procedimento	Dias de armazenamento			
	0	90	180	360
Controle	6,0 abc	7,0 ab	8,0 ab	0,5 a
Escarificação mecânica	4,0 bc	6,0 ab	4,0 bc	0,0 a
Escarificação térmica	1,5 c	2,5 bc	6,0 ab	4,5 a
Aplicação de giberelina	8,5 ab	9,5 a	10,5 a	2,0 a
Esc. mecânica + GA ₃	10,5 a	1,0 c	0,5 c	0,5 a

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

4.3.4 Porcentagem de plântulas anormais em função dos dias de armazenamento

Nota-se que a porcentagem de plântulas anormais reduz com o tempo de armazenamento (Figura 12). Com trezentos e sessenta dias de armazenamento ocorreu redução das plântulas anormais, exceto quando estas passaram pela ET.

A porcentagem de plântulas anormais nos procedimentos CO, GA e EMGA apresentou relação quadrática com o período de armazenamento, sendo estimado um ponto de máximo em torno de 129 (CO e GA) e de mínimo em torno de 247 (EMGA) dias. Não foi observada relação entre a porcentagem de germinação e o período de armazenamento das sementes quando submetidas à EM e a ET.

4.3.5 IVG em função dos procedimentos para superação de dormência

A germinação foi mais rápida nas sementes sem nenhum procedimento e naquelas do procedimento GA, quando o teste foi realizado com tempo zero de armazenamento (Tabela 9). A ET proporcionou germinação mais rápida após noventa dias de armazenamento. O CO apresentou maior IVG aos 360 dias de armazenamento, indicando maior vigor das sementes.

Os procedimentos EM e EMGA reduziram o IVG em relação ao CO e os demais procedimentos em todos os períodos de armazenamento.

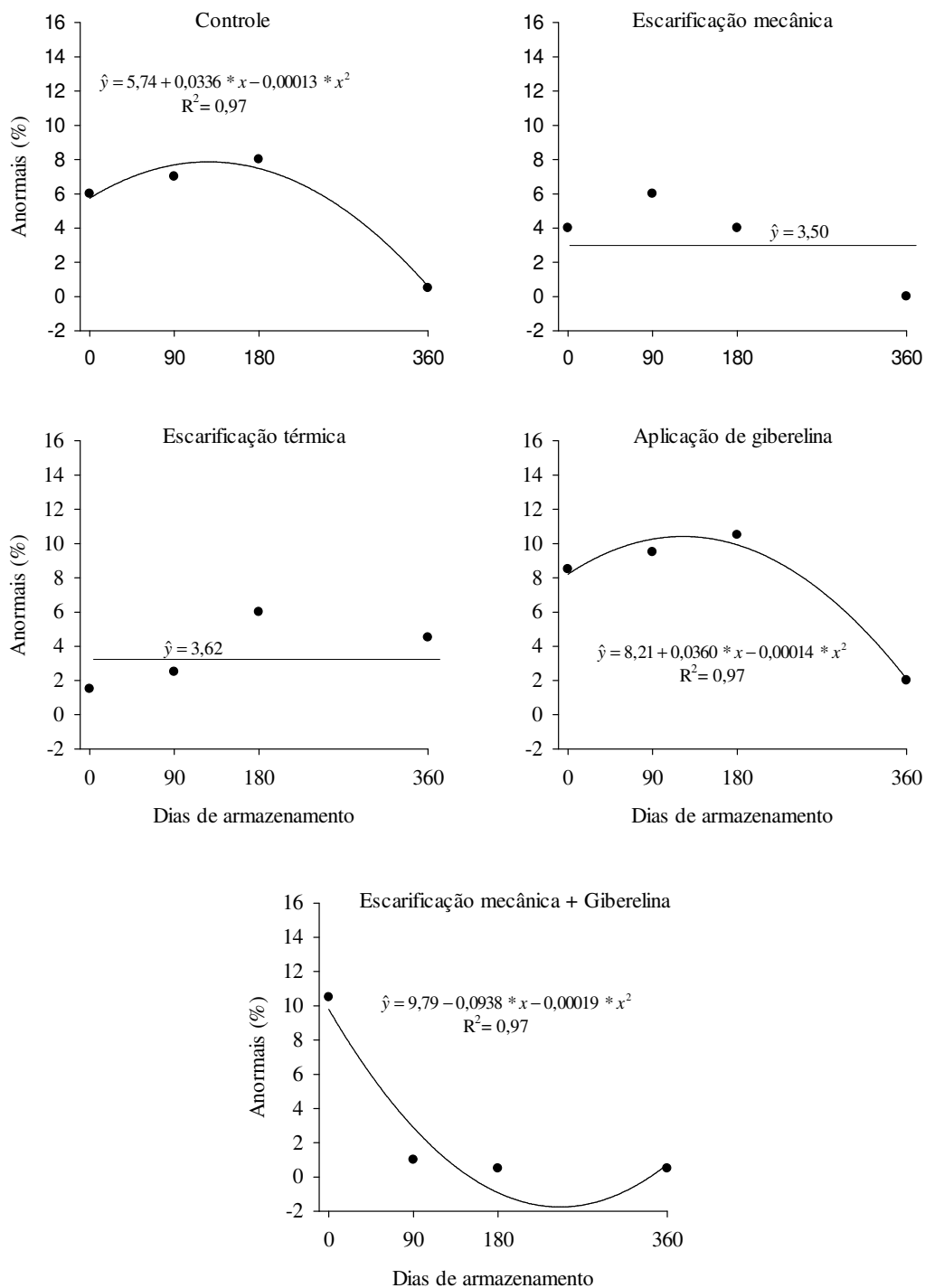


Figura 12 - Porcentagem de plântulas anormais (%) de *Passiflora mucronata* em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.

Tabela 9 - Comparações múltiplas de médias de IVG de sementes de *Passiflora mucronata* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento

Procedimento	Dias de armazenamento			
	0	90	180	360
Controle	1,70 a	1,99 ab	1,77 a	2,24 a
Escarificação mecânica	0,60 c	0,31 c	0,22 b	0,30 c
Escarificação térmica	1,22 b	2,04 a	1,75 a	1,94 b
Aplicação de giberelina	1,52 a	1,78 b	1,62 a	1,89 b
Esc. mecânica + GA ₃	0,25 d	0,23 c	0,21 b	0,25 c

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

4.3.6 IVG em função dos dias de armazenamento

As sementes germinaram mais rápido após 360 dias de armazenamento no procedimento CO (Figura 13). Com o passar o tempo, a escarificação mecânica torna-se ainda mais prejudicial à velocidade de germinação das sementes de *P. mucronata*.

O IVG no procedimento EM apresentou relação quadrática com o período de armazenamento, sendo estimado um ponto de mínimo em torno de 250 dias.

Para o procedimento CO, pode-se notar que houve um aumento médio de 0,0012% no percentual de germinação a cada dia de armazenamento. O procedimento EMGA apresentou o IVG constante em torno de 0,24 ao longo dos 360 dias.

4.3.7 Comportamento da germinação

Ocorreu um pico de germinação das sementes de *P. mucronata* durante o período que vai dos 14 aos 21 dias. Após cinco semanas ocorreu a estabilização da germinação para a maioria dos procedimentos (Figura 14). Mesmo após 360 dias de armazenamento, a germinação de *P. mucronata* não se prolongou por muito tempo.

Apesar de não apresentar diferença estatística, ao observar a germinação do CO pode-se supor que as sementes de *P. mucronata* apresentem uma leve dormência morfológica, que ocorre quando a sementes são dispersas com o embrião não totalmente desenvolvido (CARDOSO, 2004), pois a germinação melhorou com o armazenamento refrigerado.

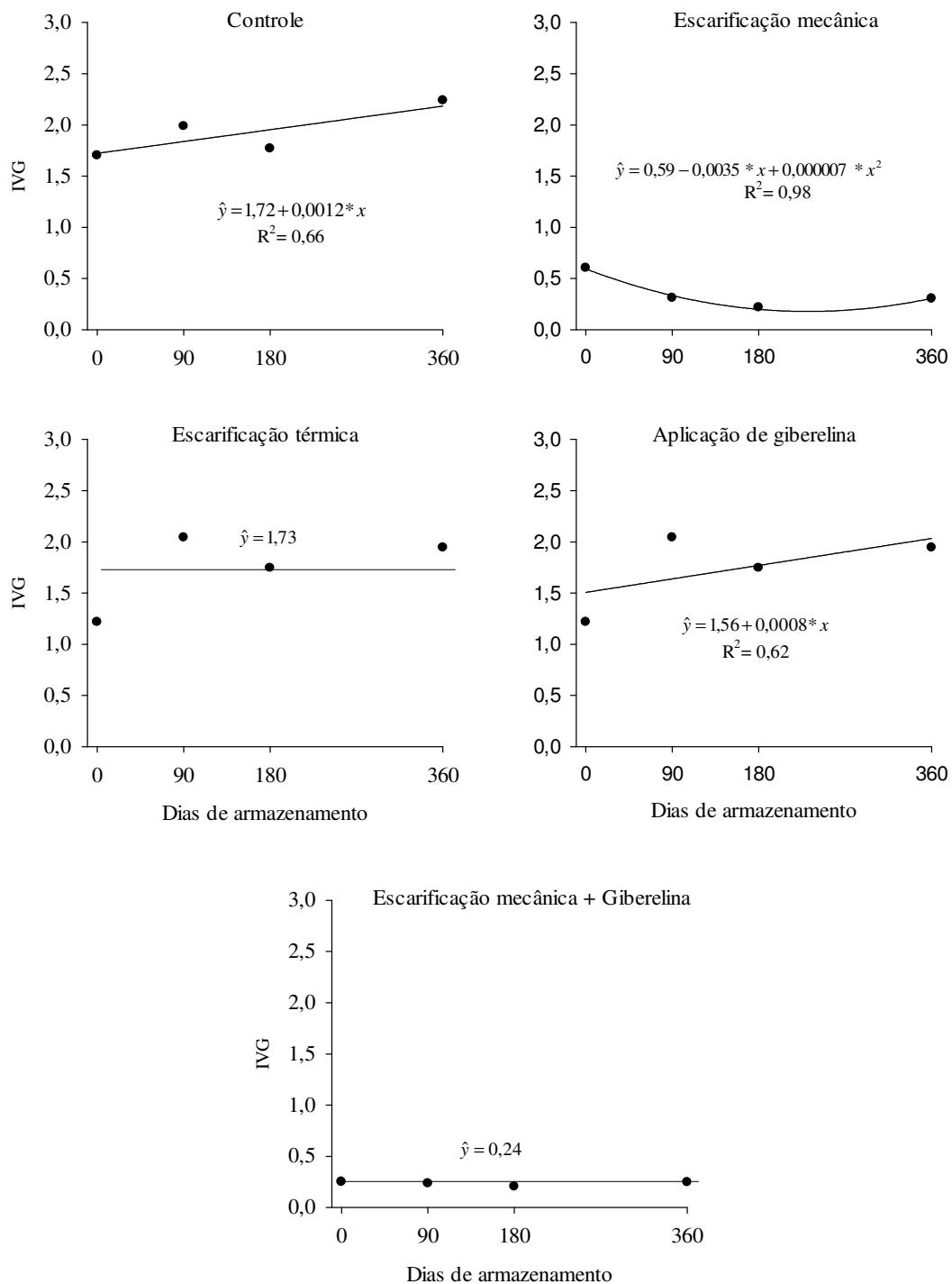


Figura 13 - Índice de velocidade de germinação (IVG) de sementes de *Passiflora mucronata* em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.

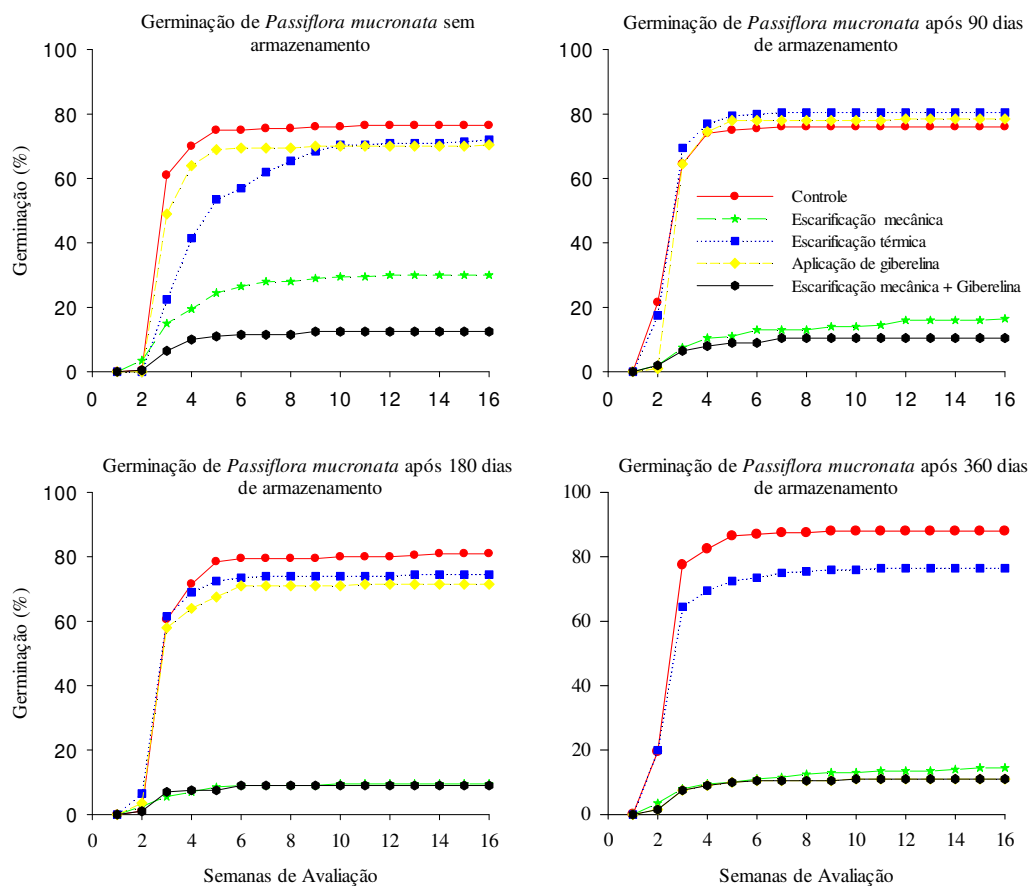


Figura 14 - Curvas de germinação (%) acumulada de *Passiflora mucronata* durante dezesseis semanas de avaliação submetidas aos procedimentos: CO: Controle; EM: Escarificação mecânica; ET: Escarificação térmica; GA: Embebição em Giberelina; EMGA: Escarificação mecânica seguida de embebição em giberelina.

4.4 *Passiflora setacea*

Foi observada interação significativa ($p < 0,05$) para as três variáveis (germinação, plântulas anormais e IVG), entre armazenamento e procedimentos, indicando que os procedimentos comportam-se de forma distinta de acordo com o período de armazenamento, e vice-versa. Assim, o desdobramento da interação foi realizado. A análise de variância encontra-se disponível nos anexos (Anexo 4).

4.4.1 Germinação em função dos procedimentos para superação de dormência

Sementes de *P. setacea* apresentaram dormência (Tabela 10). As sementes submetidas aos procedimentos ET, GA e o CO apresentaram germinação de 3,5, 8,5 e 3,5% de suas sementes, respectivamente.

Tabela 10 - Comparações múltiplas de médias de germinação (%) de sementes de *Passiflora setacea* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento

Procedimento	Dias de armazenamento			
	0	90	180	360
Controle	3,5 b	9,5 b	12,5 c	13,5 c
Escarificação mecânica	43,5 a	30,0 a	33,0 b	38,5 b
Escarificação térmica	3,5 b	4,0 b	13,0 c	15,0 c
Aplicação de giberelina	8,5 b	7,5 b	12,5 c	16,5 c
Esc. mecânica + GA ₃	46,5 a	37,5 a	45,5 a	49,5 a

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

A germinação foi estatisticamente superior quando foi realizada a EM e a EMGA. Esse resultado reforça a suposição levantada por Santos et al. (2010), que a espécie possui algum tipo de dormência física. A dormência física é causada pela impermeabilidade dos tecidos da semente, restringindo a difusão de água no embrião (CARDOSO, 2004), assim quando as sementes foram escarificadas, provocando a abertura do tegumento, houve aumento significativo da germinação.

A ET e a GA não foram eficientes para promover a superação da dormência, apresentando resultados semelhantes aos da testemunha em todos os tempos de armazenamento. Santos et al. (2010) estudaram a superação de dormência na germinação *in vitro* de *P. setacea*, e não obtiveram germinação de sementes que não foram escarificadas, mesmo com a presença do GA₃ no meio. A germinação máxima foi de 2% das sementes de *P. setacea* quando imersas por cinco horas em solução de GA₄₊₇ + N (fenilmetil)-aminopurina, estando a semente escarificada ou não.

Sem armazenamento, os procedimentos EMGA e EM proporcionaram melhor porcentagem de germinação de sementes de *P. setacea*, 46,5 e 43,5% respectivamente, contra 3,5% do CO, o mesmo comportamento ocorreu aos 90 dias. A EMGA mostrou-se superior aos demais procedimentos, após 180 e 360 dias de armazenamento, superando a eficiência de quando se realizou EM, demonstrando que a semente apresenta restrição à embebição, característica da dormência física. Esses resultados corroboram com os obtidos por Santos et al. (2010), que obtiveram para a variável porcentagem de germinação, o melhor resultado de 46,8% de germinação, utilizando 19,84 mg L⁻¹ de GA₃ e realizando a escarificação na extremidade da semente. Sem

utilização de fitorreguladores, Pereira et al. (2011) obtiveram 25,5% de emergência de plântulas quando as sementes foram estratificadas em areia por 120 dias.

Houve superação da dormência quando a semente foi escarificada. Este resultado difere do obtido por Costa, Simões e Costa (2010), que ao estudarem a escarificação mecânica e o uso de reguladores vegetais para a superação de dormência em sementes de *P. setacea* recém-colhidas, constataram que as sementes não escarificadas apresentaram melhores resultados em relação às escarificadas. É possível que os reguladores tenham atingido toxidez com a escarificação ou ainda, a diferença de resultados pode estar associada à metodologia utilizada, pois os autores realizaram o experimento *in vitro*, submetendo as sementes à desinfecção em álcool 70% e hipoclorito de sódio 4%. Esse procedimento pode ter influenciado nos resultados obtidos nas sementes escarificadas pelo fato de tais substâncias entrarem em contato direto com o embrião da semente.

No presente trabalho foram consideradas germinadas as sementes que produziram uma plântula normal, diferente de Costa et al. (2010), Santos et al. (2010) e Pádua et al. (2011), que consideram germinadas as sementes com simples emissão da raiz primária, no entanto, isso não garante que a semente irá originar uma planta normal.

4.4.2 Germinação em função dos dias de armazenamento

Na Figura 15, observa-se a germinação em função do armazenamento. A taxa de germinação de sementes sem procedimentos de superação de dormência no presente trabalho foi baixa, entre 3,50% (recém-colhida) e 13,5% (360 dias de armazenamento), confirmando a presença de dormência e indicando que o armazenamento auxilia na superação da dormência dessa espécie.

Pereira et al. (2011), observaram uma baixa emergência de sementes não armazenadas, indicando presença de dormência. Os melhores resultados em todos os tempos de armazenamento foram obtidos quando ocorreu escarificação mecânica da semente. Contrariamente, Costa et al. (2010), observaram que sementes de *P. setacea* não apresentam dormência tegumentar, pois, sementes sem escarificação, mas tratadas com reguladores vegetais, germinaram.

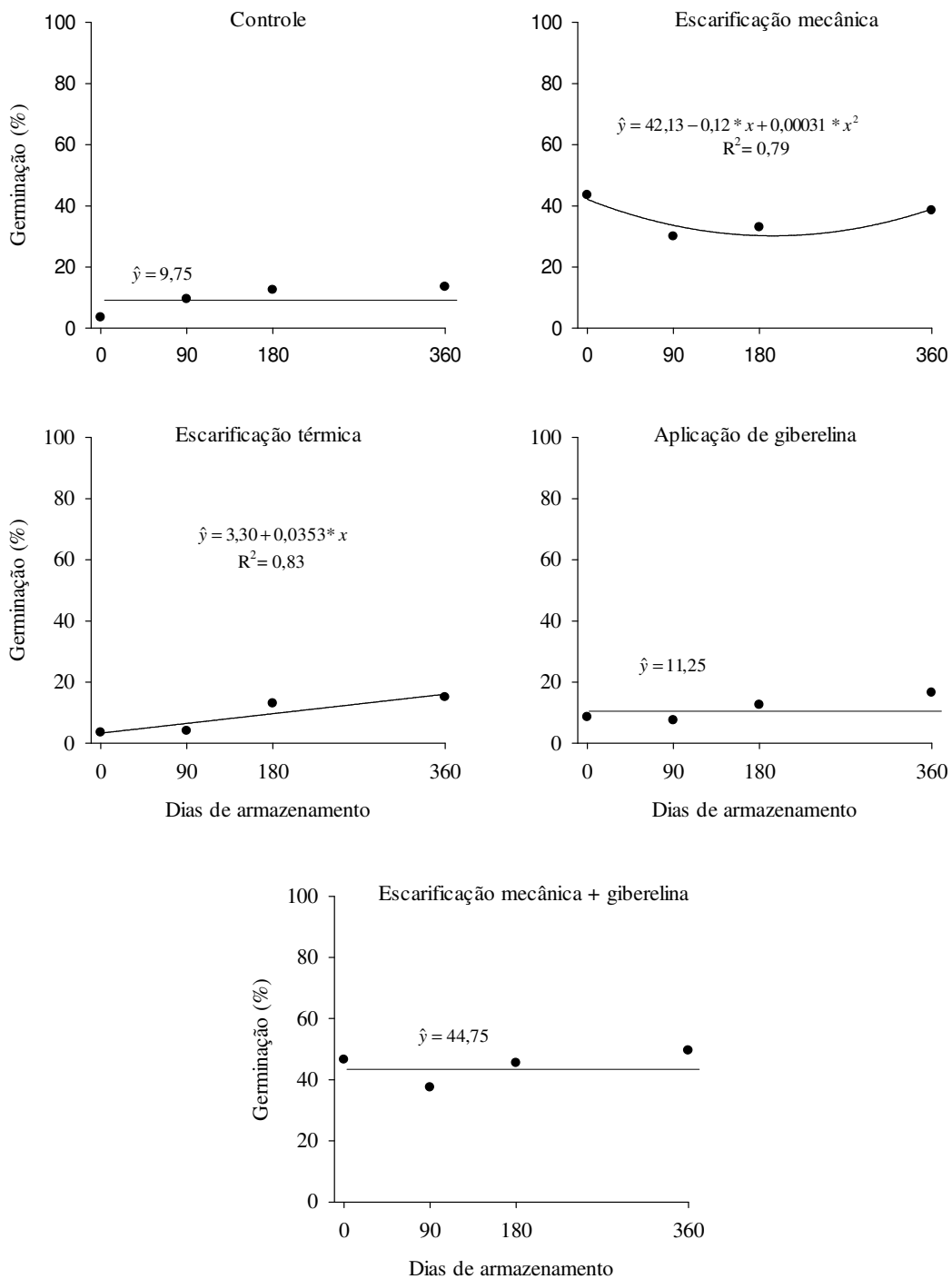


Figura 15 - Porcentagem de germinação de *Passiflora setacea* em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.

A taxa de germinação de sementes sem procedimentos de superação de dormência no presente trabalho foi baixa, entre 3,50% (recém-colhida) e 13,5% (360 dias de armazenamento), confirmando a presença de dormência e indicando que o armazenamento auxilia na superação da dormência dessa espécie. Do mesmo modo, Pereira et al. (2011), observaram baixa emergência de sementes não armazenadas, indicando presença de dormência. Os melhores resultados deste trabalho, em todos os tempos de armazenamento foram obtidos quando ocorreu escarificação mecânica da semente. Contrariamente, Costa et al. (2010), observaram que sementes de *P. setacea* não apresentam dormência tegumentar, pois, sementes sem escarificação, mas tratadas com reguladores vegetais, germinaram.

Modelos de regressão foram ajustados para os procedimentos ET, apresentando aumento de 0,03% a cada dia de armazenamento e EM que apresentou uma relação quadrática com o período de armazenamento, sendo estimado um ponto de mínimo em torno de 294 dias.

Para o procedimento EMGA, não foi observada relação entre o percentual de germinação e o armazenamento das sementes, verificando-se uma taxa média constante em torno de 44,75% ao longo dos 360 dias, valor bem superior ao CO, cuja média foi 9,75%.

De acordo com Oliveira e Ruggiero (2005), as sementes de *P. setacea* são de tamanho reduzido em relação às de outras passifloráceas e perdem rapidamente a capacidade de germinação. Pádua et al. (2011), constatam que a viabilidade reduz-se após 6 meses. Até o quinto mês de armazenamento, as sementes ainda apresentavam viabilidade elevada, mas, sem o procedimento com GA₃, a germinação foi muito baixa, segundo os autores. Após o sexto mês, o procedimento com ácido giberélico foi ineficiente em superar a dormência. Porém as sementes foram armazenadas sob baixas temperatura (4 °C) e umidade de (3,7%) (PADUA et al., 2011).

Os resultados do presente experimento demonstram que as sementes mantêm a capacidade de germinação por 360 dias, inclusive ocorrendo aumento da germinação, mas apenas o armazenamento não foi suficiente para superação da dormência.

4.4.3 Porcentagem de plântulas anormais em função dos procedimentos para superação de dormência

A porcentagem de plântulas anormais foi superior quando a semente foi submetida ao procedimento EMGA na condição de zero dia de armazenamento (Tabela 11).

Tabela 11 - Comparações múltiplas de médias de plântulas anormais (%) de *Passiflora setacea* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento

Procedimento	Dias de armazenamento			
	0	90	180	360
Controle	0,5 c	1,0 b	0,5 c	1,0 a
Escarificação mecânica	3,5 b	5,5 a	12,5 a	0,0 a
Escarificação térmica	1,0 bc	1,0 b	2,0 c	1,0 a
Aplicação de giberelina	0,5 c	1,0 b	2,0 c	0,0 a
Esc. Mecânica + GA ₃	7,5 a	7,5 a	5,0 b	3,5 a

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

O CO foi similar a GA com zero de armazenamento, similar a ET e GA com 90 e 180 dias de armazenamento, enquanto que aos 360 dias não houve diferença entre os procedimentos adotados.

O fato de serem pequenas faz com que o processo de escarificação seja dificultado, sendo difícil padronizar a profundidade do corte realizado em cada semente, até porque, estas apresentavam tamanhos diferentes. Isso pode ter influenciado esse aumento de plântulas anormais quando as sementes passavam pelo procedimento de escarificação.

4.4.4 Porcentagem de plântulas anormais em função dos dias de armazenamento

Na Figura 16, observa-se as médias de germinação de sementes anormais de *P. setacea*. O procedimento EM, apresentou relação quadrática com o período de armazenamento, sendo estimado um ponto de máximo em torno de 172 dias, assim como a EMGA que a cada dia de armazenamento reduziu a porcentagem de plântulas anormais em 0,0122 pontos percentuais.

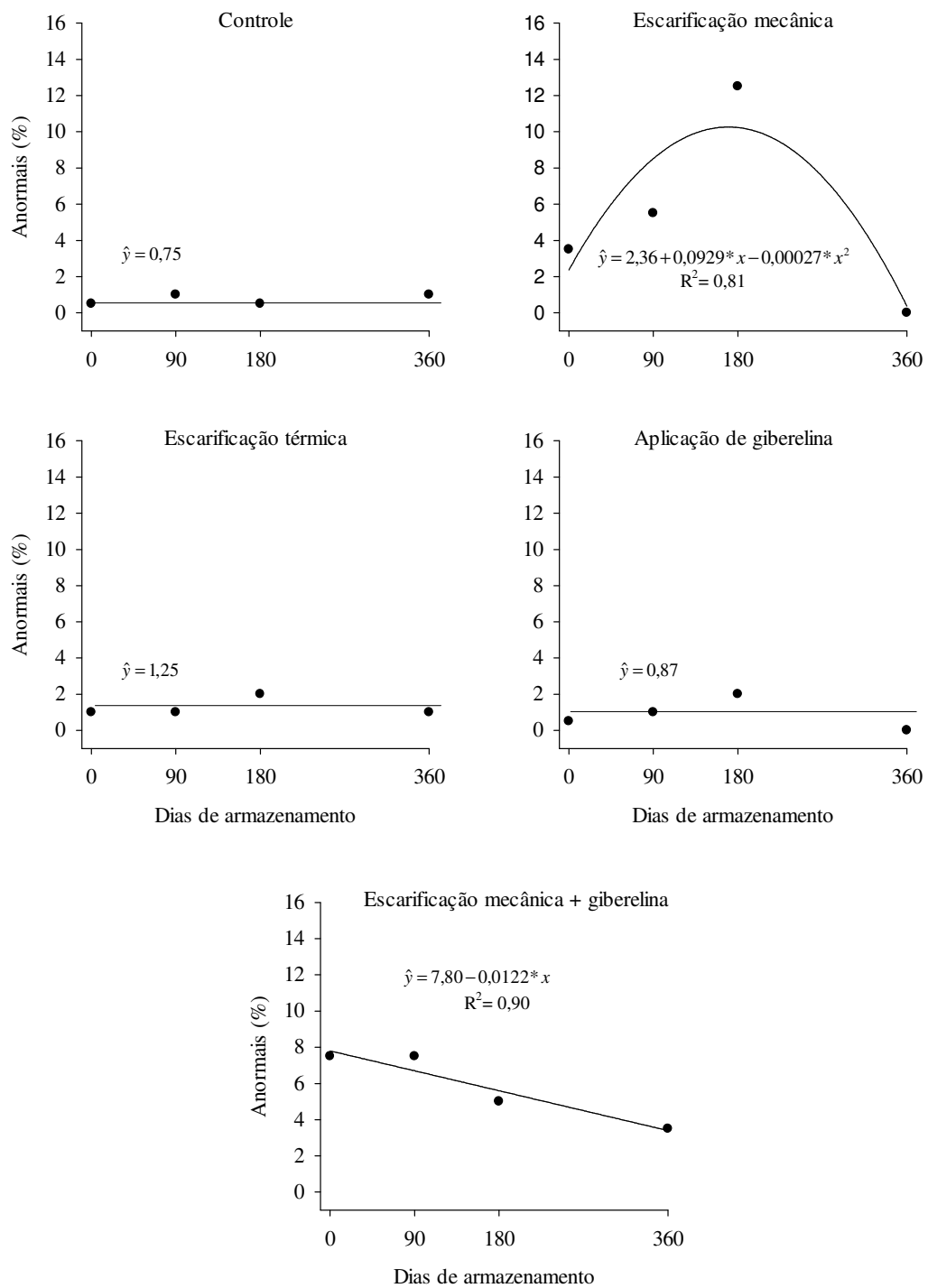


Figura 16 - Porcentagem de plântulas anormais (%) de *Passiflora setacea* em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.

Nos procedimentos CO, ET e GA não foram observadas relações entre a porcentagem de plântulas anormais e o armazenamento das sementes, verificando-se um valor de 0,75, 1,25 e 0,87 respectivamente.

4.4.5 IVG em função dos procedimentos para superação de dormência

A maior velocidade de germinação foi obtida quando as sementes foram submetidas ao procedimento EMGA, seguida pelo EM (Tabela 12). As sementes de *P. setacea* germinaram lentamente quando submetidas aos procedimentos CO, ET e GA, não diferindo entre si.

Tabela 12 - Comparações múltiplas de médias de IVG de sementes de *Passiflora setacea* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento

Procedimento	Dias de armazenamento			
	0	90	180	360
Controle	0,05 c	0,10 c	0,17 c	0,18 c
Escarificação mecânica	0,52 b	0,32 b	0,46 b	0,54 b
Escarificação térmica	0,05 c	0,05 c	0,17 c	0,20 c
Aplicação de giberelina	0,12 c	0,12 c	0,15 c	0,25 c
Esc. mecânica + GA ₃	0,97 a	0,76 a	0,86 a	1,09 a

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

Esses resultados corroboram com Santos et al. (2010), que obtiveram melhor IVG em sementes embebidas em giberelina e escarificadas na extremidade.

Quando a semente é escarificada mecanicamente há um incremento na germinação e também uma antecipação desta, independentemente do tempo de armazenamento da semente. Isso demonstra que a semente apresenta dormência física e fisiológica, que pode ser superada com EMGA. A dormência fisiológica é causada por mecanismos inibitórios que envolvem os processos metabólicos e o controle do desenvolvimento, podendo ser localizados no embrião, tegumento e endosperma (CARDOSO, 2004).

4.4.6 IVG em função dos dias de armazenamento

O IVG no procedimento EMGA apresentou relação quadrática com o período de armazenamento, sendo estimado o ponto de mínimo em torno de 141 dias (Figura 17).

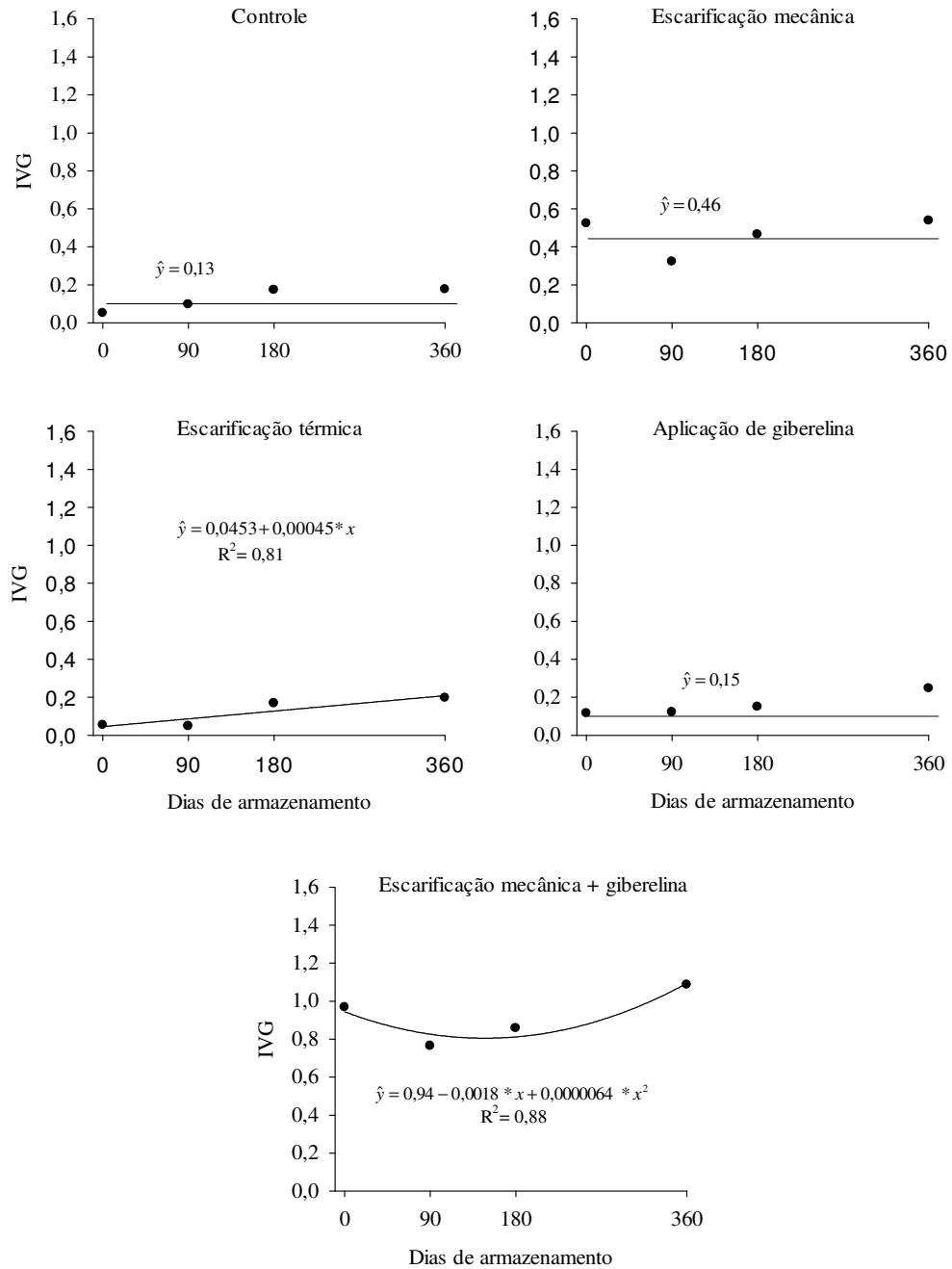


Figura 17 - Índice de velocidade de germinação (IVG) de sementes de *Passiflora setacea* em função do período de armazenamento e dos procedimentos para superação de dormência.

Para o procedimento ET, pode-se notar que houve aumento médio de 0,00045 no IVG a cada dia de armazenamento, enquanto que nos procedimentos CO, EM e GA não foi observada relação entre o IVG e o armazenamento das sementes, verificando-se um valor de 0,13, 0,46 e 0,15 respectivamente.

4.4.7 Comportamento da germinação

Com quatro semanas, as sementes sem armazenamento submetidas à EMGA atingiram 34% de germinação, contra 9% da EM e 0,5% do CO. Com o passar do tempo a germinação foi aumentando, entretanto continuou lenta (Figura 18).

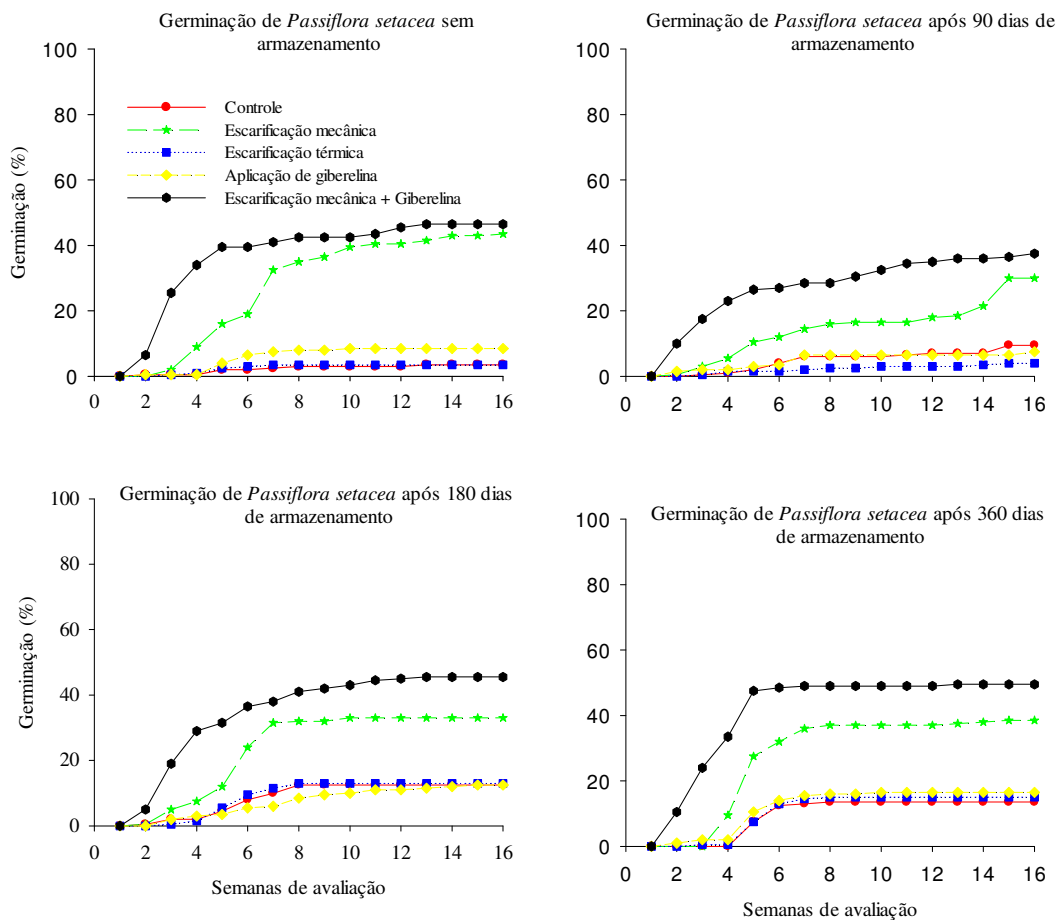


Figura 18 - Curvas de germinação (%) acumulada de *Passiflora setacea* durante dezesseis semanas de avaliação submetidas aos procedimentos: CO: Controle; EM: Escarificação mecânica; ET: Escarificação térmica; GA: Embebição em giberelina; EMGA: Escarificação mecânica seguida de embebição em giberelina.

Após trezentos e sessenta dias de armazenamento, a germinação da testemunha chegou a 13,5% na oitava semana de avaliação. De acordo com as Regras de Análise de Sementes (BRASIL, 2009), a avaliação da germinação de *P. edulis* é feita aos 28 dias, entretanto quando se trata de *P. setacea*, com 28 dias a germinação de sementes sem nenhum procedimento foi de no máximo 2%, aos cento e oitenta dias de armazenamento. É necessário esperar mais tempo para que se obtenha melhor germinação. A EMGA antecipa a germinação indicando que a espécie apresenta dormência mecânica e fisiológica.

4.5 *Passiflora gibertii*

Não foi detectado efeito da interação ($p > 0,05$), para porcentagem de germinação e porcentagem de plântulas anormais com o armazenamento, conforme análise de variância em anexo (Anexo 5). Assim, os testes de médias a seguir referem-se às comparações das médias de procedimento desconsiderando o fator armazenamento. Não foram realizados testes de germinação com sementes recém-colhidas de *P. gibertii* pela indisponibilidade de sementes.

4.5.1 Germinação em função dos procedimentos para superação de dormência

A germinação das sementes de *P. gibertii* submetidas ao procedimento CO, foi similar aos resultados obtidos quando estas foram submetidas à EM, ET e GA, entretanto quando submetidas à EMGA a germinação foi inferior nos três tempos de armazenamento (Tabela 13).

Tabela 13 - Comparações múltiplas de médias de germinação (%) de sementes de *Passiflora gibertii* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após 90, 180 e 360 dias de armazenamento

Procedimento	Dias de armazenamento		
	90	180	360
Controle	80,0 a	86,0 a	93,5 a
Escarificação mecânica	85,0 a	86,0 a	91,5 a
Escarificação térmica	79,0 a	88,5 a	95,0 a
Aplicação de giberelina	80,5 a	88,5 a	92,5 a
Esc. mecânica + GA ₃	77,0 b	74,5 b	80,0 b

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

A germinação das sementes CO foi de no mínimo 80%, demonstrando que a espécie apresenta boa germinação após 90 dias de armazenamento. Sementes de *P. gibertii* não apresentam impedimento à absorção de água (FERREIRA, 1998).

Junghans, Viana e Junghans (2010), avaliando sementes de *P. gibertii* com dois anos e sete meses de armazenamento, constataram que as sementes intactas obtiveram melhor germinação do que as escarificadas, entretanto quando avaliaram as sementes recém-colhidas o resultado foi o inverso, a escarificação proporcionou maior germinação que as intactas, 64 e 23% respectivamente, indicando que sementes recém-colhidas de *P. gibertii* apresentam dormência tegumentar e a quebra de dormência por escarificação ocorre apenas em semente novas. Resultados similares foram obtidos por Ribeiro et al. (2013), avaliando por 28 dias a germinação de sementes recém-colhidas, concluíram que sementes de *P. gibertii* apresentam maior germinação quando submetidas à escarificação mecânica seguida por embebição em giberelina.

4.5.2 Germinação em função dos dias de armazenamento

Os dados de germinação em função dos dias de armazenamento não foram submetidos a regressão em função de terem sido apenas três observações pois não foram realizados os testes de germinação e IVG em sementes sem armazenamento.

Sementes de *P. gibertii* apresentam menor germinação após 90 dias de armazenamento, sendo esta aumentada aos 180 e 360 dias. Com o armazenamento, aumentou a capacidade de germinação das sementes, que foi de 80,0%, nas sementes armazenadas por 90 dias para 93,5% naquelas armazenadas por 360 dias. Esses resultados sugerem que o armazenamento é eficiente na superação da dormência, por melhorar a germinação sem necessidade da execução de outras técnicas que são morosas e apresentam maiores custos. Entretanto, Junghans, Viana e Junghans (2010) perceberam uma queda na viabilidade das sementes, mesmo quando estas foram submetidas à retirada parcial do tegumento, obtendo germinação de no máximo 28% após dois anos e sete meses de armazenamento.

4.5.3 Porcentagem de plântulas anormais de *P. gibertii* em função dos procedimentos para superação de dormência

Os procedimentos de EMGA e EM foram os que apresentaram maior porcentagem de plântulas anormais, nos três tempos de armazenamento (Tabela 14).

Tabela 14 - Comparações múltiplas de médias de plântulas anormais (%) de *Passiflora gibertii* originadas de sementes submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após 90, 180 e 360 dias de armazenamento

Procedimento	Dias de armazenamento		
	90	180	360
Controle	4,0 b	6,0 b	2,5 b
Escarificação mecânica	7,5 a	8,5 a	6,5 a
Escarificação térmica	5,5 b	4,0 b	2,5 b
Aplicação de giberelina	5,0 b	5,0 b	2,0 b
Esc. mecânica + GA ₃	13,0 a	11,5 a	6,0 a

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

O CO apresentou porcentagem de plântulas anormais similar às sementes ET e GA. As aplicações de EM e EMGA causaram maior percentual de plântulas anormais. Esses resultados indicam que, ao se realizar a escarificação, a semente é danificada, favorecendo a ocorrência de plântulas anormais, como foi observado também nas outras espécies que foram avaliadas neste experimento.

4.5.4 Porcentagem de plântulas anormais em função dos dias de armazenamento

Com o armazenamento, o número de plântulas anormais de *P. gibertii* foi reduzido, entretanto continuou sendo superior quando as sementes foram submetidas a EM ou EMGA. A escarificação pode ter danificado a sementes contribuindo para o aumento da proporção de plântulas anormais.

4.5.5 IVG em função dos procedimentos para superação de dormência

Aos 90 dias de armazenamento, as sementes *P. gibertii* do CO apresentaram menor IVG, enquanto que àquelas submetidas à EM e EMGA apresentaram germinação mais rápida (Tabela 15).

Com 180 dias de armazenamento, não houve diferença de IVG diante dos procedimentos adotados para superação de dormência. Aos 360 dias a EMGA apresentou menor IVG, enquanto que ET e GA se sobressaíram, proporcionando os valores mais altos do experimento. Tanto a germinação quanto o índice de velocidade de germinação foram maiores com o armazenamento, independente do procedimento avaliado.

Tabela 15 - Comparações múltiplas de médias de IVG de sementes de *Passiflora gibertii* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após 90, 180 e 360 dias de armazenamento

Procedimento	Dias de armazenamento		
	90	180	360
Controle	2,01 c	2,77 a	3,10 ab
Escarificação mecânica	2,75 a	2,91 a	2,98 ab
Escarificação térmica	2,48 ab	2,83 a	3,26 a
Aplicação de giberelina	2,28 bc	3,03 a	3,24 a
Esc. mecânica + GA ₃	2,60 a	2,59 a	2,87 b

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

4.5.6 IVG em função dos dias de armazenamento

Após 360 dias de armazenamento, todos os procedimentos apresentaram maior IVG indicando que o armazenamento favorece a velocidade de germinação das sementes de *P. gibertii*. Ao estudar a germinação e o crescimento de *P. gibertii* em substrato, Lima et al. (2006) obtiveram índice de velocidade de emergência (IVE) de 16,10, entretanto as avaliações foram realizadas diariamente. A retirada de parte do tegumento aumentou a velocidade e uniformidade de emergência de sementes novas e armazenadas por dois anos e sete meses (JUNGHANS; VIANA; JUNGHANS 2010), conclusões que corroboram com os resultados obtidos no presente trabalho no caso das sementes armazenadas por 90 dias.

4.5.7 Comportamento da germinação

A germinação de *P. gibertii* foi rápida, considerando todos os procedimentos, em todos os tempos de armazenamento. Aos 28 dias a germinação mínima foi de 72%, justamente quando a semente não passou por nenhum tipo de procedimento, porém deve-se levar em consideração, que no presente trabalho, foi avaliada como germinada a semente que originou uma plântula normal e não apenas emissão de radícula.

Independente do procedimento e do tempo de armazenamento, as sementes de *P. gibertii* apresentaram a maior germinação entre a segunda e quarta semana de avaliação (Figura 19), concordando com Lima et al. (2006), que obtiveram 72% de plantas emergidas de *P. gibertii* após 14 dias de semeadura em substrato, quando estas

foram semeadas imediatamente após a secagem. Souza (2012) obteve 65,75% de germinação de *P. gibertii* aos 28 dias. A maioria das sementes germinou aos 14 dias após a semeadura, no trabalho de Duarte Filho et al. (2000).

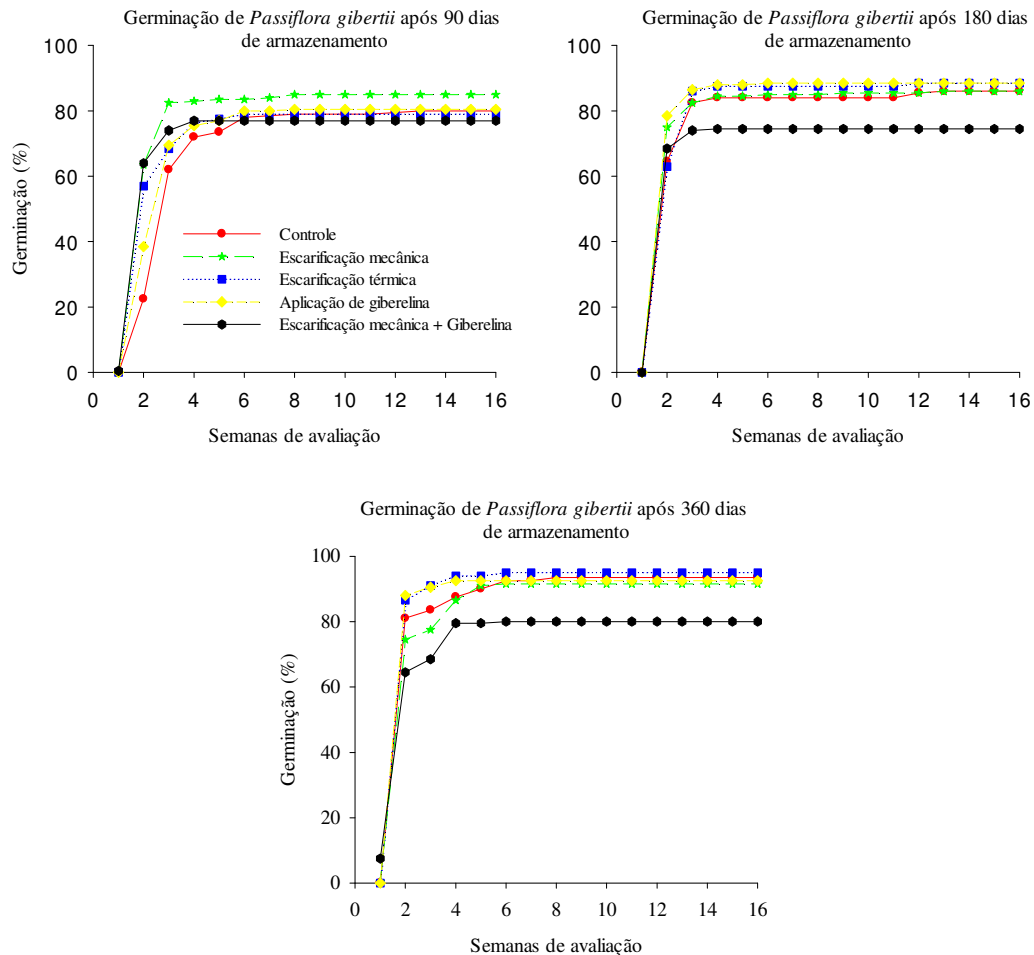


Figura 19 - Curvas de germinação (%) acumulada de sementes de *Passiflora gibertii* durante dezesseis semanas de avaliação submetidas aos procedimentos: CO: Controle; EM: Escarificação mecânica; ET: Escarificação térmica; GA: Embebição em giberelina; EMGA: Escarificação mecânica seguida de embebição em giberelina.

4.6 *Passiflora nitida*

Para as três variáveis (germinação, plântulas anormais e IVG), foi observada interação significativa ($p < 0,01$) entre armazenamento e procedimentos, indicando que os procedimentos comportam-se de forma distinta de acordo com o período de

armazenamento, e vice-versa. Assim, o desdobramento da interação foi realizado. A análise de variância encontra-se em anexo (Anexo 6).

4.6.1 Germinação de *Passiflora nitida* em função dos procedimentos para superação de dormência

Pelos dados observados (Tabela 16), pode-se inferir que existe dormência nas sementes de *P. nitida*, pois o procedimento CO apresentou-se estatisticamente inferior a ET aos noventa dias de armazenamento.

Tabela 16 - Comparações múltiplas de médias de germinação (%) de sementes de *Passiflora nitida* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento

Procedimento	Dias de armazenamento		
	90	180	360
Controle	39,0 b	62,0 b	54,0 c
Escarificação mecânica	32,0 c	42,5 c	52,5 c
Escarificação térmica	54,5 a	70,0 a	60,5 ab
Aplicação de giberelina	17,0 d	63,5 b	55,5 bc
Esc. mecânica + GA ₃	40,0 b	66,5 ab	63,0 a

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

A escarificação térmica foi o melhor procedimento para favorecer a germinação das sementes de *P. nitida* com armazenamento aos noventa e aos cento e oitenta dias. O emprego de calor úmido é uma forma de amolecimento do tegumento. O uso de água quente é um procedimento muito mais prático do que a lixa ou punção dos envoltórios quando se trabalha com sementes pequenas (PEREZ, 2004). A EM foi prejudicial, mas quando se realizou a EMGA, embora não tenha diferido da testemunha nas avaliações aos noventa dias, proporcionou germinação superior nas sementes armazenadas por 360 dias. Isoladamente, a embebição com giberelina não contribuiu com aumento na germinação. Melo et al. (2000), estudaram a germinação em sementes de *P. nitida* armazenadas por oito meses e verificaram que a imersão em ácido giberélico foi efetiva na superação da dormência, entretanto no presente trabalho não houve diferença em relação ao CO quando a semente foi apenas embebida em giberelina.

Não foram realizados os testes de germinação com sementes recém-colhidas. Segundo Andrade et al. (2010) sementes frescas sem nenhum tipo de procedimento de

quebra de dormência apresentam a melhor taxa de germinação quando comparada com procedimentos com imersão em GA₃, em que não houve efeito positivo na taxa de germinação. Isso indica que provavelmente a dormência não é de origem fisiológica.

4.6.2 Germinação de *P. nitida* em função dos dias de armazenamento

O armazenamento em geladeira por cento e oitenta dias tendeu a aumentar a germinação das sementes de *P. nitida*. É sabido que o armazenamento exerce efeito benéfico sobre a germinação em *P. nitida* (HIDALGO; TAVEIRA, 1996), entretanto os resultados obtidos por Andrade et al. (2010) não condizem com essa informação, pois, para esses autores, as sementes perdem viabilidade rapidamente ao longo do período de armazenamento em temperatura ambiente. Entretanto, no presente experimento, 70% de germinação foi obtida com sementes armazenadas por 180 dias e submetidas ET, porém as sementes foram conservadas em geladeira.

4.6.3 Porcentagem de plântulas anormais de *P. nitida* em função dos procedimentos para superação de dormência

Verificou-se que as sementes submetidas ao procedimento EMGA apresentaram maiores porcentagens de plântulas anormais aos 90 e 180 dias de armazenamento (Tabela 17).

Tabela 17 - Comparações múltiplas de médias de plântulas anormais (%) de *Passiflora nitida* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento

Procedimento	Dias de armazenamento		
	90	180	360
Controle	3,5 c	5,5 b	1,5 a
Escarificação mecânica	10,0 b	4,0 b	1,0 a
Escarificação térmica	4,5 c	4,0 b	0,5 a
Aplicação de giberelina	2,5 c	6,5 b	1,5 a
Esc. mecânica + GA ₃	15,5 a	10,5 a	5,0 a

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

Houve maior porcentagem de plântulas anormais quando as sementes foram submetidas ao procedimento EM apenas aos noventa dias. Após 180 dias de

armazenamento apenas as sementes submetidas à EMGA apresentaram diferenças estatísticas quanto aos demais procedimentos.

4.6.4 Porcentagem de plântulas anormais em função dos dias de armazenamento

A porcentagem de plântulas anormais foi reduzida com o armazenamento. Esse resultado demonstra que o armazenamento minimiza a ocorrência de plântulas anormais.

A EMGA proporcionou a maior porcentagem de plântulas anormais, mas o armazenamento reduziu essa ocorrência mesmo nesse procedimento.

4.6.5 IVG em função dos procedimentos para superação de dormência

As sementes de *P. nitida* germinaram mais rápido quando as sementes foram submetidas ao procedimento EMGA, em todos os tempos de armazenamento (Tabela 18). Apenas a EM não foi suficiente para aumentar a velocidade de germinação das sementes de *P. nitida*.

Tabela 18 - Comparações múltiplas de médias de IVG de *Passiflora nitida* submetidas aos procedimentos controle (ET), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (EM), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após 90, 180 e 360 dias de armazenamento

Procedimento	Dias de armazenamento		
	90	180	360
Controle	0,35 c	0,70 c	0,59 d
Escarificação mecânica	0,36 c	0,49 d	0,75 b
Escarificação térmica	0,50 b	0,82 b	0,67 c
Aplicação de giberelina	0,15 d	0,72 c	0,60 cd
Esc. mecânica + GA ₃	0,68 a	0,96 a	0,97 a

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p > 0,05$) pelo teste LSD de Fisher.

A GA apresentou o menor IVG aos 90 dias, demonstrando que apenas o uso da giberelina não foi suficiente para acelerar a germinação. Esses resultados sugerem que a dormência na espécie está relacionada ao impedimento à embebição, causada pelo tegumento que pode ser superado com o uso de água quente. Ao permitir a embebição e consequente contato com o hormônio, o IVG foi maior em todos os períodos de armazenamento. As giberelinas promovem a síntese de enzimas envolvidas no

enfraquecimento dos tegumentos e/ou hidrólise de reservas que estão relacionadas com a protrusão radicular (BEWLEY; BLACK, 1994), estimulam a síntese a α -amilase, que degradam amido, liberando energia para o desenvolvimento dos embriões (TAIZ; ZEIGER, 2009), isso pode justificar o fato de a germinação ser mais rápida na presença exógena de GA₃.

4.6.6 IVG em função dos dias de armazenamento

O IVG aumenta com o armazenamento, mostrando-se superior para todos os procedimentos comparando-se os 90 e 360 dias de armazenamento.

Esse resultado sugere que o armazenamento por 180 dias acelera a germinação das sementes quando submetidas aos procedimentos EM, ET e GA. Aos trezentos e sessenta dias a velocidade de germinação diminui levemente para todos os procedimentos, exceto para a EM, que apresenta elevação do IVG.

4.6.7 Comportamento da germinação

A germinação de *P. nitida* foi lenta. Aos 28 dias de avaliação, ainda não havia ocorrido germinação das sementes CO com 90 dias de armazenamento. A germinação chegou a 39% após 112 de avaliação. Considerando todas as épocas de armazenamento, a germinação foi de 5,17% aos 28 dias para 51,7% aos 112 dias (Figura 20).

Dessa forma, é possível recomendar que testes de germinação de *P. nitida* não deverão ser realizados considerando o tempo de avaliação para *P. edulis*, previsto nas RAS (BRASIL, 2009). O conhecimento de técnicas que possibilitem a antecipação e homogeneização da germinação é importante para viveiristas e melhoristas que necessitam produzir mudas de qualidade.

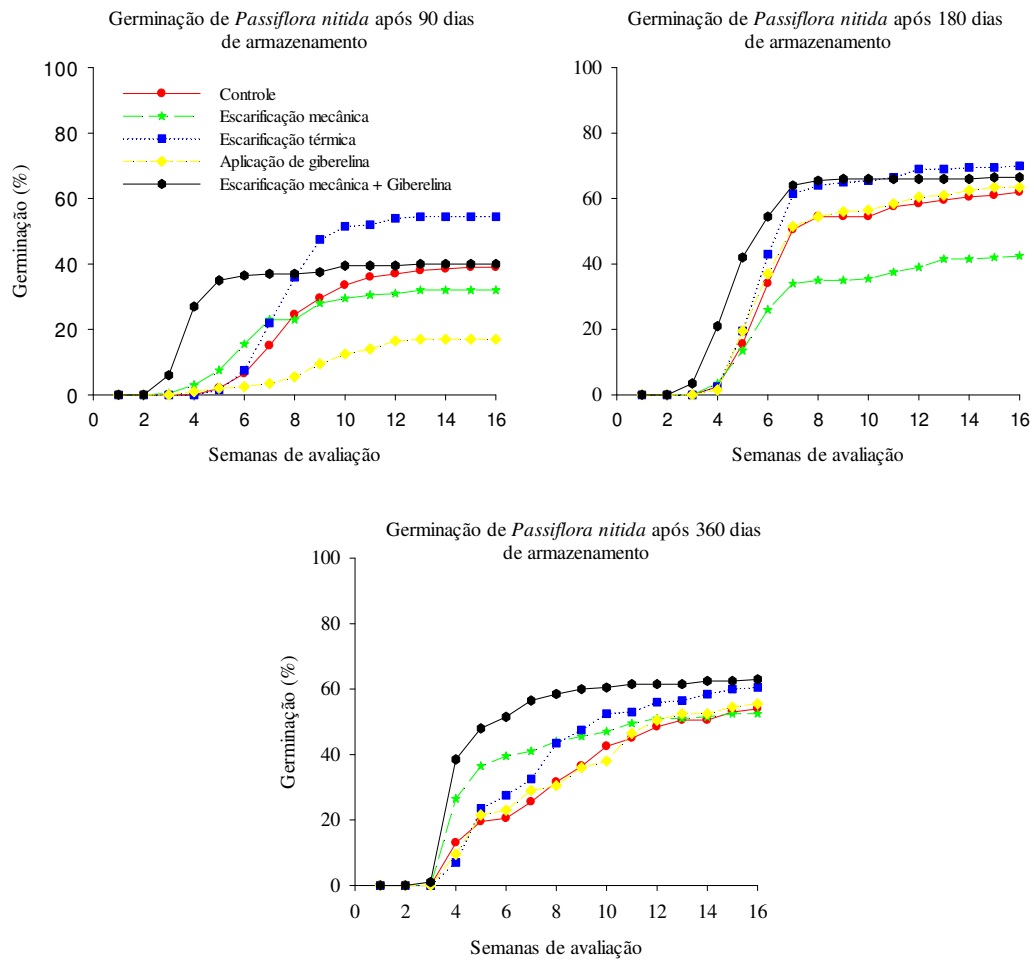


Figura 20 - Curvas de germinação (%) acumulada de *Passiflora nitida* durante dezesseis semanas de avaliação submetidas aos procedimentos: TE: Controle; EM: Escarificação mecânica; ET: Escarificação térmica; GA: Embebição em giberelina; EMGA: Escarificação mecânica seguida de embebição em giberelina.

5 CONSIDERAÇÕES

É importante conhecer o comportamento das espécies silvestres de interesse econômico, já que as informações disponíveis muitas vezes são contraditórias, até mesmo pelas diferentes metodologias utilizadas. A possibilidade de armazenamento das sementes é importante para técnicos e pesquisadores.

Levando em consideração todas as espécies avaliadas no presente estudo, o (Quadro 1) mostra os métodos de superação de dormência mais eficientes para cada espécie, em todos os períodos de armazenamentos estudados, entretanto para a elaboração do quadro não foi levado em consideração diferenças estatísticas entre os tratamentos e sim o maior valor absoluto.

Quadro 1 - Porcentagens de germinação de *Passiflora alata*, *P. cincinnata*, *P. gibertii*, *P. mucronata*, *P. nitida* e *P. setacea* no melhor procedimento de superação de dormência em sementes recém-colhidas, com 90, 180 e 360 dias de armazenamento

Espécie	Recém-colhida	90 dias	180 dias	360 dias
<i>Passiflora alata</i>	92,5 CO	86,5 CO	87,0 CO	93,0 ET
<i>Passiflora cincinnata</i>	13,0 EMGA	57,5 EMGA	49,5 ET	45,0 ET
<i>Passiflora gibertii</i>	-	85,0 EM	85,8 EMGA	93,5 CO
<i>Passiflora mucronata</i>	76,5 CO	80,5 ET	81,0 CO	88,0 CO
<i>Passiflora nitida</i>	-	40,0 EMGA	70,0 ET	63,5 ET
<i>Passiflora setacea</i>	46,5 EMGA	37,5 EMGA	45,5 EMGA	49,5 EMGA

- Não foi avaliada a semente recém-colhida; CO: controle; EM: escarificação mecânica; ET: escarificação térmica; GA; aplicação de giberelina; EMGA: escarificação mecânica seguida de embebição em giberelina.

Nota-se que nas espécies *P. alata*, *P. gibertii* e *P. mucronata*, o controle foi o que proporcionou maior porcentagem de germinação, indicando que as espécies não apresentam dormência e podem ser armazenadas por 360 dias sem perda de viabilidade, muito pelo contrário, melhorando os resultados de germinação. Em sementes de *P. cincinnata*, *P. nitida* e *P. setacea* as escarificações foram eficientes para permitir a embebição das sementes e assim proporcionar melhores porcentagens de germinação dessas espécies.

Entretanto, mais estudos são necessários, pois as condições de germinação foram fixadas para todas as espécies. Cada espécie possui uma faixa característica de temperatura dentro da qual suas sementes podem germinar (BEWLEY; BLACK, 1994).

Os resultados encontrados na literatura nem sempre são similares. Além de haver grande diversidade dentro das espécies silvestres de *Passiflora*, consequência da pouca domesticação, existem diferenças metodológicas que envolvem diferenças nos procedimentos empregados e nas variáveis analisadas. Além disso, fatores ligados à qualidade da semente, que englobam as condições ambientais e o local de desenvolvimento da planta, condições nutricionais às quais ela foi submetida, o grau de maturidade do fruto no momento da colheita, a forma de extração e secagem, o teor de umidade da semente, os procedimentos submetidos e as condições de armazenamento.

6 CONCLUSÕES

As sementes de *P. alata*, *P. gibertii* e *P. mucronata* não têm dormência.

As sementes de *P. cincinnata*, *P. nitida* e *P. setacea* apresentam dormência.

Sementes de *P. cincinnata* germinam de forma rápida e uniforme quando escarificadas mecanicamente após 90 dias de armazenamento. O armazenamento em geladeira por 180 dias melhora a germinação de *P. cincinnata*. *P. cincinnata* apresenta dormência física.

O armazenamento em geladeira por 360 dias mantém ou aumenta a germinação e a velocidade de germinação de sementes de *P. alata*, *P. gibertii* e *P. mucronata*, *P. nitida* e *P. setacea*.

Em *P. nitida*, a escarificação térmica proporciona melhor germinação. Enquanto a escarificação mecânica seguida de embebição em giberelina proporcionou germinação mais rápida.

Escarificação mecânica e escarificação mecânica seguida de embebição em giberelina são eficientes na superação de dormência de *P. setacea*, indicando que a espécie apresenta dormência física.

De forma geral, o uso de escarificação mecânica seguida ou não da embebição em giberelina, aumentou a porcentagem de plântulas anormais.

O padrão de avaliação da germinação por até 28 dias, usada para *P. edulis*, não é suficiente para avaliar germinação de *P. nitida* e *P. setacea*.

REFERÊNCIAS

ALEXANDRE, R. S.; WAGNER JR., A.; NEGREIROS, J. R. S.; PARIZZOTTO, A.; BRUCKNER, C. H. Germinação de sementes de genótipos de maracujazeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 39, n. 12, p. 1239-1245, 2004.

ALMEIDA, A. M.; NAKAGAWA, J.; ALMEIDA, R. M. Maturação de sementes de maracujá amarelo: experimento 1. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 9., Campinas, 1987. **Anais...** Campinas: Sociedade Brasileira de Fruticultura, 1988. p. 625-630.

ANDRADE, S. R. M.; ROSA, S. D.; ARAUJO, C. S.; FALEIRO, F. G.; JUNQUEIRA, N. T. V. **Estudos preliminares sobre a germinação de *Passiflora nitida***. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2010 (Publicações Embrapa Cerrados – Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento).

BEWLEY, J. D.; BLACK, M. **Seeds: physiology of development and germination**. New York: Plenum Press, 1994. 445 p.

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Secretaria Nacional de Defesa Agropecuária. Departamento Nacional de Defesa Vegetal. Coordenação de Laboratório Vegetal. **Regras para análise de sementes**. Brasília, DF, 2009. 365 p.

CARDENAS, J.; CARRANZA, C.; MIRANDA, D.; MAGNITSKIY, S. Effect of GA₃, KNO₃, and removing of basal point of seeds on germination of sweet granadilla (*Passiflora ligularis* Juss) and yellow passion fruit (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 35, n. 3, p. 853-859, 2013.

CARDOSO, V. J. M. Dormência: estabelecimento do processo. In: FERREIRA, A. G. e BORGHETTI, F. **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 95-108.

COSTA, C. J.; SIMÕES, C. O.; COSTA, A. M. **Escarificação mecânica e reguladores vegetais para superação da dormência de sementes de *Passiflora setacea***. Embrapa, março, 2010. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento 271)

DELOUCHE, J. C.; BASKIN, C. C. Accelerates aging techniques for predicting the relative storability of seed lots. **Seed Science and Technology**, v. 1, p. 427-452, 1973.

DUARTE FILHO, J.; VASCONCELLOS, M. S.; CARVALHO, C. M.; LEONEL, S. Germinação de sementes de *Passiflora giberti* N. E. Brown sob temperatura controlada. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 22, n. 3, p. 468-470, 2000.

FALEIRO, F. G.; JUNQUEIRA, N. T. V.; BRAGA, M. F. Germoplasma e melhoramento genético do maracujazeiro – desafios da pesquisa. In: FALEIRO, F. G.; JUNQUEIRA, N. T. V.; BRAGA, M. F. (Eds.). **Maracujá: germoplasma e melhoramento genético**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, p. 187-210, 2005.

FERRARI, T. B.; FERREIRA, G.; PINHO, S. Z. Fases da Germinação de Sementes de Maracujazeiro-Doce (*Passiflora alata* Curtis). **Revista Brasileira de Biociências**, Porto Alegre, v. 5, supl. 2, p. 345-347, jul. 2007.

FERRARI, T. B.; FERREIRA, G.; MISCHAN, M. M.; PINHO, S. Z. Germinação de sementes de maracujá-doce (*Passiflora alata* Curtis): Fases e efeito de reguladores vegetais. **Revista Biotemas**, v. 21, n. 3, p. 65-74, 2008.

FERREIRA, A. G.; BORGHETTI, F. **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004. 323 p.

FERREIRA, G.; FOGAÇA, L. A.; BLOEDORN, M. Efeito do ácido giberélico (GA3) aplicado em sementes de maracujá-doce (*Passiflora alata* Dryander) para a produção de mudas em diferentes embalagens. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 23, n. 1, p. 152-155, 2001.

FERREIRA, G.; FOGAÇA, L. A.; MORO, E. Germinação de sementes de *Passiflora alata* Dryander (maracujá doce) submetidas a diferentes tempos de embebição e concentrações de ácido giberélico. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 23, n. 1, p. 160-163, 2001.

FERREIRA, G. **Estudo da embebição e do efeito de fitorreguladores na germinação de sementes de Passifloráceas**. 1998, 139 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade Estadual Paulista, Botucatu, SP, 1998.

FERREIRA, G.; OLIVEIRA, A.; RODRIGUES, J. D.; DIAS, G. B.; DETONI, A. M.; TESSER, S. M.; ANTUNES, A. M. Efeito de arilo na germinação de sementes de *Passiflora alata* curtis em diferentes substratos e submetidas a tratamentos com giberelina. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 27, n. 2, p. 277-280, 2005.

FOGAÇA, L. A.; FERREIRA, G.; BLOEDORN, M. Efeito do ácido giberélico (GA3) aplicado em sementes de maracujá-doce (*Passiflora alata* Dryander) para a produção de mudas em diferentes embalagens. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 23, p. 152-155, 2001.

HIDALGO, A. F.; TAVEIRA, M. B. Germinação de sementes de maracujá-do-mato (*Passiflora nitida* H. B. K.). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA 14, REUNIÃO INTERAMERICANA DE HORTICULTURA TROPICAL, 42, 1996, Curitiba. **Anais...** Londrina: IAPAR, 1996. p. 333.

JUNGHANS, T. V.; VIANA, A. J. C.; JUNGHANS, D. T. **Armazenamento e tratamento mecânico na emergência de plântulas de *Passiflora gibertii***. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura, 2010. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento/Embrapa Mandioca e Fruticultura, ISSN 1809-5003, 45).

KAVATI, R.; PIZA JUNIOR, C. T. **Cultura do maracujá doce**. Campinas: CATI, 2002. p. 10-12. (Boletim técnico 244).

KUHNE, F.A. Cultivation of granadillas. **Farming in South Africa**, v. 43, n. 11, p. 29-32, 1968.

LEUBNER-METZGER, G. Functions and regulation of b-1,3-glucanase during seed germination, dormancy release and after ripening. **Seed Science Research**, v. 13, p. 17-34, 2003.

LIMA, A. A.; CALDAS, R. C.; SANTOS, V. S. Germinação e crescimento de espécies de maracujá. **Revista Brasileira Fruticultura**, v. 28, p. 125-127, 2006.

MAGUIRE, J. D. Speed of germination-aid in selection in evaluation for seedling emergence and vigor. **Crop Science**, Madison, v. 2, n. 1, p. 176-177, 1962.

MELETTI, L. M. M.; SANTOS, R. R.; MINAMI, K. Melhoramento do maracujazeiro-amarelo: obtenção do cultivar 'composto IAC-27'. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 57, n. 3, p. 491-498, 2000.

MELETTI, L. M. M.; BRÜCKNER, C. H. Melhoramento genético. In: BRÜCKNER, C. H.; PICANÇO, M. C. **Maracujá: tecnologia de produção, pós-colheita, agroindústria, mercado**. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2001, p. 345-385.

MELETTI, L. M. M. Avanços na cultura do maracujá no Brasil. **Revista Brasileira Fruticultura**, v. 33, n. 1, p. 83-91, 2011.

MELO, A. L.; OLIVEIRA, J. C.; VIEIRA, R. D. Superação de dormência de sementes de *Passiflora nitida* H. B. K. com hidróxido de cálcio, ácido sulfúrico e ácido giberélico. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 22, n. 2, p. 260-263, 2000.

MORLEY-BUNKER, M. J. S. **Some aspects of seed dormancy with reference to *Passiflora* spp. and other tropical and subtropical crops**. London: University of London, 1974. 43 p.

NUNES, T. S.; QUEIROZ, L. P. A família Passifloraceae na Chapada Diamantina, Bahia, Brasil. **Sitientibus Série Ciências Biológicas**, v. 1, p. 33-46, 2001.

OLIVEIRA, J. C.; RUGGIERO, C. Espécies de maracujá com potencial agrônômico. In: FALEIRO, F. G.; JUNQUEIRA, N. T. V.; BRAGA, M. F. (Eds.). **Maracujá: germoplasma e melhoramento genético**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2005. p. 55-78.

OLIVEIRA JUNIOR, M. X.; SÃO JOSÉ, A. R.; REBOUÇAS, T. N. H.; MORAIS, O. M.; DOURADO, F. W. N. Superação de dormência de maracujá-do-mato (*Passiflora cincinnata* MAST.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 32, n. 2, p. 584-590, 2010.

OSIPI, E. A. F.; NAKAGAWA, J. Efeito da temperatura na avaliação da qualidade fisiológica de sementes do maracujá-doce (*Passiflora alata* Dryander). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 27, n. 1, p. 179-181, 2005a.

OSIPI, E. A. F.; NAKAGAWA, J. Avaliação da potencialidade fisiológica de sementes de maracujá-doce (*Passiflora alata* Dryander) submetidas ao armazenamento. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 27, n. 1, p. 52-54, 2005b.

PÁDUA, J. G.; SCHWINGEL, L. C.; MUNDIM, R. C.; SALOMÃO, A. N.; ROVERIJOSE, S. C. B. Germinação de sementes de *Passiflora setacea* e dormência induzida pelo armazenamento. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 33, n. 1, p. 80-85, 2011.

PEREIRA, K. J. C.; DIAS, D. C. F. S. Germinação e vigor de sementes de maracujá-amarelo (*Passiflora edulis* Sims. f. *flavicarpa* Deg.) submetidas a diferentes métodos de remoção da mucilagem. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 22, n. 1, p. 288-291, 2000.

PEREIRA, W. V. S.; VIEIRA, L. M.; RIBEIRO, L. M.; MERCADANTE-SIMÕES, M. O.; OLIVEIRA, T. G. S. Passionfruit seeds storage. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 41, n. 2, p. 273-278, 2011.

PEREZ, S. C. J. G. A. Envoltórios. In: FERREIRA, A. G.; BORGHETTI, F. **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 126-134.

R CORE TEAM. R: **A language and environment for statistical computing**. Vienna: R Foundation for Statistical Computing, 2014. Disponível em: <<http://www.R-project.org>>. Acesso em: 4 mar. 2014.

RESENDE, M. L.; SILVA, T. T. A.; GUIMARÃES, R. M.; SILVA, E. A. A. Influência da luz e giberelina na velocidade de germinação das sementes de cafeeiro (*coffea arabica* L.). **Coffee Science**, v. 4, n. 2, p. 149-154, 2009.

RIBEIRO, M. R.; OLIVEIRA, S. P.; SANTOS, T. M.; HILST, P. C.; DIAS, D. C. F. S.; BRUCKNER, C. H. Avaliação da germinação e eficiência de tratamentos pré-germinativos em sementes de *Passiflora gibertii*. Florianópolis **Anais...** Florianópolis, Santa Catarina, SC, 2013.

ROSSETTO, C. A. V.; CONEGLIAN, R. C. C.; NAKAGAWA, J.; SHIMIZU, M. K.; MARIN, V. A. Germinação de sementes de maracujá-doce (*Passiflora alata* Dryand) em função de tratamento pré-germinativo. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 22, p. 247-252, 2000.

RUGGIERO, C.; SÃO JOSÉ, A. R.; VOLPE, C. A.; OLIVEIRA, J. C.; DURIGAN, J. F.; BAUMGARTNER, J. G.; SILVA, J. R.; NAKAMURA, K.; FERREIRA, M. E.; KAVATI, R.; PEREIRA, V. P. **Maracujá para exportação: aspectos técnicos da produção**. Brasília: EMBRAPA SPI, 1996. 64 p. (Publicação Técnicas Frupep, 19).

SANTOS, F. C.; RAMOS, J. D.; PASQUAL, M.; REZENDE, J. C.; SANTOS, F. C. VILLA, F. Micropropagação do maracujazeiro-do-sono. **Revista Ceres**, v. 57, n. 1, p. 112-117, 2010.

SOUZA, C. A.; COELHO, C. M. M.; GUIDOLIN, A. F.; ENGELSING, M. J.; BORDIN, L. C. S. Influência do ácido giberélico sobre a arquitetura de plantas de feijão no início de desenvolvimento. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 32, n. 2, p. 325-332, 2010.

SOUZA, S. A. M. **Fenologia reprodutiva, germinação de sementes e morfologia polínica em *Passiflora* spp.** 2012. 183 f. Tese (Doutorado em Genética e Melhoramento de Plantas) – Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Campos dos Goytacazes, RJ, 2012.

TAIZ. L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. Porto Alegre: Artmed, 2009. 819 p.

ZUCARELI, V.; FERREIRA, G.; AMARO, A. C. E.; ARAUJO, F. P. Fotoperíodo, temperatura e reguladores vegetais na germinação de sementes de *Passiflora cincinnata* Mast. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 31, n. 3, p. 106-114, 2009.

CAPÍTULO 2

SELEÇÃO DE GENÓTIPOS RESISTENTES À *Fusarium* ssp.

RESUMO

O objetivo deste trabalho foi avaliar, em condições controladas, a resistência de plantas de *Passiflora alata*, *P. cincinnata*, *P. gibertii*, *P. ligularis*, *P. mucronata*, *P. nitida* e *P. edulis* UFV M-19 e BRS Sol do Cerrado a um isolado e a uma mistura de isolados de *Fusarium* spp. Após 60 dias da semeadura em substrato, as mudas de maracujazeiro foram retiradas, suas raízes lavadas em água corrente e, com auxílio de uma agulha, realizaram-se microferimentos no colo da planta. Em seguida, as raízes foram imersas em suspensão de conídios na concentração de 10^6 conídiosmL⁻¹ de *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP) ou *Fusarium solani* (FS), em agitação periódica a cada 10 minutos durante 60 minutos. Posteriormente, as mudas foram transplantadas, e cada planta recebeu 50 ou 10 mL da suspensão de conídios, depositada na região próxima ao colo da planta. As mudas do tratamento testemunha foram irrigadas com água destilada. Foram estudadas sete espécies de *Passiflora* inoculadas com o isolado 19 de *F. solani* (FS 19); com uma mistura de 13 isolados de *F. solani* (MIX FS); com o isolado 35 de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP 35) e com a mistura de 13 isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (MIX FOP). O delineamento foi inteiramente casualizado. Cada unidade experimental foi constituída por um vaso contendo uma planta, sendo seis as repetições. Foram realizados dois experimentos. No primeiro experimento, as mudas de *P. alata*, *P. gibertii*, *P. ligularis*, *P. mucronata*, e *P. edulis* UFV M-19 foram inoculadas com 50 mL de suspensão de esporos e as plantas foram avaliadas por 210 dias. No segundo experimento, as mudas de *P. alata*, *P. cincinnata*, *P. ligularis*, *P. mucronata*, *P. nitida* e *P. edulis* BRS Sol do Cerrado foram inoculadas com 10 mL de suspensão e foram avaliadas por 504 dias. As plantas inoculadas foram plantadas em vasos de 0,5 (experimento 1) ou 1,5 dm³ (experimento 2). Avaliou-se o número de dias da inoculação à morte das plantas, a porcentagem de plantas mortas e sobreviventes e dentro destas quantificou-se a porcentagem daquelas isentas de mancha interna e aquelas que apresentaram pontuações ou lesões no colo ou raiz. As plantas que não apresentaram lesão e com ausência de infecção do patógeno foram selecionadas e clonadas. As plantas selecionadas foram reinoculadas para confirmação da resistência.

Em todas as espécies de *Passiflora* avaliadas foi possível selecionar plantas resistentes comprovando que existe variabilidade quanto à resistência a diferentes isolados de *F. solani* e *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*. A ocorrência de morte de plantas variou entre sete e 504 dias, concentrando-se entre 42 e 70 após a inoculação. Plantas assintomáticas podem estar infectadas com *Fusarium* spp. *Passiflora mucronata*, *P. alata* e *P. edulis* apresentaram maior resistência aos isolados de *Fusarium* spp. inoculados, com imunidade de 83,3, 68,75 e 66,7% respectivamente. Foram selecionadas 104 plantas: 29 de *P. mucronata*, 11 de *P. alata*, 28 de *P. edulis*, 14 de *P. ligularis*, 20 de *P. nitida*, 7 de *P. gibertii*. Das plantas selecionadas 52 foram resistentes a *F. solani* e 57 resistentes a *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*.

Palavras chave: *Passiflora*, resistência, murcha de *Fusarium*, podridão-do-colo.

CHAPTER 2

SELECTION OF GENOTYPES RESISTANT TO *Fusarium* spp.

ABSTRACT

The resistance to a single and a mix of isolates of each of two species of *Fusarium* spp., were evaluated in *Passiflora alata*, *P. cincinnata*, *P. gibertii*, *P. ligularis*, *P. mucronata*, *P. nitida* and two accessions of *P. edulis* (UFV M-19 and BRS Sol do Cerrado). Sixty days old seedlings were removed of the substrate, the roots were washed under running water and the root collar were wounded with the aid of a needle. Then the roots were dipped in conidial suspension at a concentration of 10^6 conidia mL⁻¹ of *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP) or *Fusarium solani* (FS) and agitated every 10 minutes for 60 minutes. Thereafter, the seedlings were transplanted, and each plant received 50 or 10 mL of the spore suspension deposited around the stem base. The seedlings of the control treatment were irrigated with distilled water. Seven species of Passiflora were inoculated with isolate 19 of *F. solani* (FS 19), with a mixture of thirteen isolates of *F. solani* (MIX FS); with the isolate 35 of *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP 35) and a mixture of thirteen isolates of *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (MIX FOP). The experimental design was completely randomized with replications and one plant per pot as experimental unit. Two experiments were conducted. In the first experiment, the seedlings *P. alata*, *P. gibertii*, *P. ligularis*, *P. mucronata* and *P. edulis* UFV M-19 were inoculated with 50 mL of spore suspension and the plants were evaluated for 210 days. In the second experiment, the seedlings *P. alata*, *P. cincinnata*, *P. ligularis*, *P. mucronata*, *P. nitida* and *P. edulis* BRS Sol do Cerrado were inoculated with 10 ml of suspension and were evaluated for 504 days. The inoculated plants were planted in 0.5 dm³ pots (experiment 1) or 1.5 dm³ pots (experiment 2). We evaluated the number of days from inoculation to death of plants, the percentage of dead and survived plants. The survived plants had the percentage of plant with and without internal and external spots or injuries evaluated. Plants without injuries and visible pathogen infection were selected and propagated. The selected plants were re-inoculated for resistance confirmation. It was possible to select plants resistant to different isolates of *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* and *F. solani* all tested species of *Passiflora*. The occurrence of plant death ranged from seven to 504 days, but

mainly between 42 and 70 days after inoculation. Asymptomatic plants can be infected by *Fusarium* spp., *Passiflora mucronata*, *P. alata* and *P. edulis* showed higher resistance to the inoculated isolates of *Fusarium* spp., with 83.3, 68.75 and 66.7% immunity, respectively. One hundred and four plants were selected: 29 *P. mucronata*, 11 *P. alata*, 28 *P. edulis*, 14 *P. ligularis*, 20 *P. nitida*, and 7 *P. gibertii*. Among the selected plants, 52 were resistant to *F. solani* 57 were resistant to *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*.

Keywords: *Passiflora*, resistance, *Fusarium* wilt, hot-the-neck.

1 INTRODUÇÃO

O Brasil é o maior produtor mundial de maracujá-amarelo (*P. edulis*) com uma produção de 776.097 em 2012 em uma área de aproximadamente 57 mil hectares. A área plantada no país aumentou cerca de 64% entre 2002 e 2012 (AGRIANUAL, 2014). Embora o Brasil seja o maior produtor, a produtividade média do país de 13,42 t ha⁻¹ (IBGE, 2013) é considerada baixa quando comparada ao potencial de produção da cultura, estimado entre 40 a 50 t ha⁻¹ (FREITAS et al., 2011; MELETTI; SANTOS; MINAMI, 2000).

Um dos fatores que influencia negativamente a produtividade do maracujazeiro é a ocorrência de problemas fitossanitários, especialmente os causados por patógenos habitantes do solo. Existem duas espécies de *Fusarium* spp., que ocorrem na cultura do maracujazeiro, afetando drasticamente a produtividade e a longevidade dos pomares. A Podridão-do-colo é causada pelo fungo *Nectria haematococca* Berk. & Br. (forma anamorfa *Fusarium solani* (Mart.) Sacc.), e a Murcha-de-Fusarium, causada por *Fusarium oxysporum* (Schlecht.) emend. Snyder & Hans. f. sp. *passiflorae* Gordon apud Purss. Por serem fitopatógenos de difícil controle, um dos métodos mais apropriados para o seu manejo do ponto de vista econômico e ambiental, é o uso de genótipos resistentes (FISCHER; KIMATI; RESENDE, 2011).

O uso de porta-enxertos resistentes mostra-se interessante para o controle das doenças causadas por patógenos de solo (CHAVES et al., 2004; MALDONADO, 1991; MELETTI; BRUCKNER, 2001; MENEZES et al., 1994; SÃO JOSÉ, 1991). A propagação vegetativa por meio da técnica da enxertia apresenta vantagens na

manutenção das boas características agronômicas, favorecendo a multiplicação de plantas produtivas e tolerantes a pragas e doenças (LIMA; CALDAS; SANTOS; 2006).

Espécies de passifloras silvestres, como *Passiflora nitida*, alguns acessos de *P. alata*, *P. gibertii* e *P. setacea*, tem apresentado resistência à morte prematura e a outras doenças causadas por patógenos de solo (MENEZES et al., 1994; OLIVEIRA et al., 1994; FISCHER, 2003). Existe variabilidade intraespecífica em *P. cincinnata*, sendo possível selecionar acessos resistentes a doenças ocasionadas pelos patógenos *F. oxysporum* e *F. solani*. (ARAÚJO et al., 2012). A espécie *P. mucronata* também foi citada como fonte de resistência a *F. solani* (FISCHER et al., 2005b).

Para selecionar genótipos resistentes é preciso inocular o patógeno nas plantas submetidas à seleção. Na literatura existem poucos trabalhos em que se realizaram inoculações dos patógenos em condições controladas (GARDNER, 1989; FISCHER et al., 2005a; FISCHER et al., 2010; BUENO et al., 2010; SILVA et al., 2013b; FLORES; BRUCKNER, 2014), utilizando apenas um isolado, com avaliação que variou de 21 a no máximo 150 dias após a inoculação. Para a seleção de genótipos resistentes a patógenos, é recomendável a inoculação não somente com um isolado agressivo, mas também com uma mistura de isolados, de modo que permita que as plantas submetidas à seleção sejam expostas a uma população do patógeno que apresente grande variabilidade (BUENO et al., 2010).

Experimentos foram realizados em pomares com histórico de podridão-do-colo ou morte prematura (OLIVEIRA et al., 1986; MENEZES et al., 1994; FISCHER et al., 2010; CAVICHIOLLI et al., 2011) onde não se tem controle de quais microrganismos estão presentes. Nessas condições não se pode afirmar se o agente causal da morte foi o *Fusarium* nem mesmo se a planta entrou em contato com o patógeno.

A identificação de plantas com resistência ou tolerância aos principais patógenos do maracujazeiro é uma demanda urgente de pesquisa (FALEIRO et al., 2006).

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Selecionar genótipos de passifloras resistentes à *Fusarium* spp.

2.2 Objetivos específicos

Avaliar, em condições controladas, a resistência de plantas de *Passiflora alata*, *Passiflora cincinnata*, *Passiflora gibertii*, *Passiflora ligularis*, *Passiflora mucronata*, *Passiflora nitida* e *Passiflora edulis* a um isolado e a uma mistura de isolados de cada complexo: *Fusarium solani* ou *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae*.

Confirmar e selecionar dos genótipos resistentes via reinoculação dos patógenos em estacas.

3 MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram realizados na Universidade Estadual de Montes Claros (UNIMONTES), Campus Janaúba, no período de março de 2012 a setembro de 2014. Foram utilizadas culturas monospóricas do complexo *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae* e do complexo *F. solani* obtidos de maracujazeiros doentes na região do Norte de Minas Gerais. Os isolados dos fungos foram identificados por Dariva (2011) e mantidos na coleção do Laboratório de Fitopatologia da Unimontes. Utilizaram-se ainda dois isolados fornecidos pela EMBRAPA, um de *F. solani* e outro de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*. Os isolados monospóricos foram multiplicados em meio Malte-Ágar (MA: 20 g de Malte; 20 g de Ágar) mantidas em câmara de incubação, sob escuro contínuo, à temperatura de 25 °C.

3.1 Experimento 1

As espécies de maracujazeiro avaliadas foram: *Passiflora alata*, *P. gibertii*, *P. ligularis*, *P. mucronata* e *P. edulis* (UFV M-19). As sementes de *P. gibertii*, *P. ligularis*, *P. mucronata* e *P. edulis* (UFV M-19) foram obtidas de plantas mantidas em uma coleção no Pomar da Universidade Federal de Viçosa. As sementes de *P. edulis* (UFV M-19) foram obtidas a partir da polinização livre de plantas previamente selecionadas quanto à resistência ao *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* por Flores et al. (2012) e Flores e Bruckner (2014). As sementes de *P. alata* foram retiradas de frutos

adquiridos no comércio de Viçosa em outubro de 2011. O experimento foi conduzido no período entre março de 2012 a fevereiro de 2014.

Após 60 dias da semeadura em substrato Bioplant®, as mudas contendo em média duas folhas verdadeiras foram retiradas e suas raízes lavadas em água corrente e, com auxílio de uma agulha, realizaram-se microferimentos no colo da planta para propiciar um meio de entrada para o patógeno (Figura 1A). Em seguida, as raízes foram imersas em 50 mL de suspensão de 10^6 conídios mL^{-1} de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP) ou *F. solani* (FS) previamente ajustada em hemacitômetro, onde permaneceram por 60 minutos em agitação periódica a cada 10 minutos (Figura 1B). Posteriormente, as mudas foram transplantadas para copos plásticos com volume de $0,5 \text{ dm}^3$ contendo substrato comercial Bioplant® (Figura 1C). Cada planta recebeu 50 mL da suspensão de conídios, depositada na região próxima ao colo da planta, de forma que a concentração final no substrato fosse de 10^5 conídios por dm^3 de solo. As mudas do tratamento testemunha foram irrigadas com 50 mL de água destilada. Após três semanas, as mudas inoculadas foram transferidas para vasos de quatro litros contendo substrato composto por 50% de solo argiloso, 25% de esterco bovino e 25% de areia lavada (Figura 1D). O substrato foi previamente tratado com Basamid®.



Figura 1 - A – Realização de microferimentos no colo da planta com uma agulha; B – mudas imersas em 50 mL de suspensão; C – transplantio de mudas para copos contendo $0,5 \text{ dm}^3$ de substrato; D – visão geral do experimento após transplantio.

Foram utilizadas cinco espécies de *Passiflora*, listadas acima, submetidas a cinco tratamentos: sem inoculação de patógenos, inoculadas com o isolado 19 de *F. solani* (FS 19); com uma mistura de 13 isolados de *F. solani* (MIX FS); com o isolado 35 de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP 35) e com a mistura de 13 isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (MIX FOP). Os isolados de *F. solani* utilizados na mistura foram: FS 7, FS 8, FS 23, FS 28, FS 36, FS 37, FS 39, FS 41, FS 46, FS 50, FS 67, FS 82 e também o FS 19. Os isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*

utilizados na mistura foram: FOP 10, FOP 13, FOP 17, FOP 25, FOP 26, FOP 27, FOP 30, FOP 32, FOP 33, FOP 70, FOP 77, FOP 78 e também o FOP 35. O experimento foi conduzido no esquema de parcelas subdivididas em delineamento de blocos ao acaso. Em cada bloco, cada espécie constituiu uma parcela, e os isolados foram distribuídos aleatoriamente às sub-parcelas. Foram utilizadas seis repetições de cada tratamento. Cada subparcela era representada por uma planta por vaso. Não houve casualização da espécie em função do crescimento peculiar das plantas de cada uma delas e da necessidade de padronização do tutoramento.

Até 90 dias após a inoculação, avaliou-se semanalmente a ocorrência de murcha e morte das plantas. Após este período, as avaliações foram realizadas quinzenalmente, até os 210 dias, quando as plantas foram retiradas dos vasos, tiveram suas raízes lavadas e foram levadas ao laboratório de fitopatologia. As plantas foram seccionadas transversalmente e longitudinalmente no caule e na raiz para verificação da presença de lesão dos patógenos. Nas plantas sintomáticas, realizou-se o isolamento em meio Synthetic nutrient-poor ágar (SNA: 1,0 g de KH_2PO_4 , 1,0 g de KNO_3 ; 0,5 g de MgSO_4 ; 0,5 g de KCl ; 0,2 g de glicose; 0,2 g de sacarose, 12,0 g de ágar) para confirmação da presença do patógeno, de acordo com metodologia descrita por Alfenas et al. (2007), de forma a atender as premissas do Postulado de Koch.

A porcentagem de plantas mortas e sobreviventes foi calculada e dentro das sobreviventes quantificou-se a porcentagem de plantas isentas de manchas internas e daquelas que apresentaram pontuações ou lesões no caule, colo ou raiz. As plantas foram classificadas como mortas (plantas que morreram em decorrência da inoculação com os fungos), imunes (plantas que não apresentaram nenhum sintoma externo ou lesão interna causada pelos patógenos) e resistentes com lesão (plantas que não apresentavam sintomas externos, mas que ao serem avaliadas internamente apresentaram lesões e foi confirmada a presença do patógeno pelo isolamento do mesmo).

As plantas que não apresentaram nenhuma lesão e com ausência de infecção do patógeno foram selecionadas e clonadas. Para isso, estacas do caule das plantas contendo dois nós foram coletadas, tiveram suas folhas cortadas e posteriormente foram plantadas em copos de $0,3 \text{ dm}^3$ com substrato comercial Bioplant®. Não foi aplicado nenhum produto com intuito de favorecer o enraizamento. Após, aproximadamente 60 dias, as estacas enraizadas foram transferidas para vasos contendo solo (composto por 50% de solo argiloso, 25% de esterco bovino e 25% de areia lavada). O solo foi previamente

esterilizado em autoclave durante 30 minutos a 12 °C a 1,2 kgf/cm² por dois dias consecutivos. Estas plantas constituíram plantas matrizes e foram utilizadas para clonagem deste material para testes de confirmação de resistência (Figura 2).



Figura 2 - A – Estacas de *Passiflora edulis* (UFV M-19); B – matrizes de *Passiflora edulis* (UFV M-19) em desenvolvimento; C – matrizes de *Passiflora mucronata* e *Passiflora gibertii* em desenvolvimento; D – matrizes de *Passiflora alata* desenvolvidas e prontas para retirada de novas estacas.

A partir das plantas matrizes, retiraram-se novas estacas, as quais foram enraizadas mediante a mesma técnica descrita anteriormente. Após 60 dias do estaqueamento, as mudas encontravam-se enraizadas e foram retiradas do substrato e tiveram suas raízes lavadas em água corrente. As estacas enraizadas foram plantadas em copos com 0,5 dm³ com substrato comercial Bioplant®. Um dia após o plantio das estacas, realizou-se a inoculação de 50 mL de suspensão na concentração de 10⁶ conídios mL⁻¹ (Figura 3). As estacas foram inoculadas com o mesmo isolado ou mistura de isolados ao qual o genótipo havia apresentado imunidade.



Figura 3 - A – Desenvolvimento de clones para retirada de estacas; B-E – estacas enraizadas de *P. edulis* (UFV M-19), *P. alata*, *P. mucronata* e *P. gibertii* respectivamente; F – inoculação das estacas enraizadas.

Três semanas após a inoculação, as mudas foram transplantadas para vasos contendo 4 dm³ de substrato autoclavado (composto por 50% de solo argiloso, 25% de esterco bovino e 25% de areia lavada). As plantas foram avaliadas semanalmente. Após quatro meses, as plantas sobreviventes foram levadas ao laboratório para análise interna de sintomas. Na presença destes, foram realizados isolamentos conforme metodologia descrita no ensaio anterior. Calculou-se a porcentagem de plantas resistentes à reinoculação.

3.2 Experimento 2

As espécies de maracujazeiro avaliadas foram: *Passiflora alata*, *P. cincinnata*, *P. ligularis*, *P. mucronata*, *P. nitida* e *P. edulis* BRS Sol do Cerrado. As sementes de *P. cincinnata*, *P. ligularis*, *P. mucronata* e *P. nitida* foram obtidas de plantas mantidas em coleção no Pomar da Universidade Federal de Viçosa. Da espécie *P. edulis* utilizaram-se sementes da cultivar BRS Sol do Cerrado, adquirido da EMBRAPA. As sementes de *P. alata* foram obtidas a partir de frutos adquiridos no comércio de Viçosa em outubro de 2011. O experimento foi conduzido entre agosto de 2012 e setembro de 2014.

Após 60 dias da semeadura em substrato Bioplant®, as mudas foram retiradas das bandejas e suas raízes lavadas em água corrente e, com auxílio de uma agulha, realizaram-se microferimentos no colo da planta para propiciar um meio de entrada para o patógeno. Em seguida, as raízes foram imersas em 10 mL de suspensão de conídios, previamente ajustada em hemacitômetro para concentração de 10⁶ conídios mL⁻¹ de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP) ou *F. solani* (FS), em agitação periódica a cada 10 minutos durante 60 minutos. Posteriormente, as mudas foram transplantadas para vasos plásticos com volume de 1,5 dm³ contendo substrato composto por 50% de solo argiloso, 25% de esterco bovino e 25% de areia lavada, previamente esterilizado em autoclave durante 30 minutos a 121 °C a 1,2 kgf/cm² por dois dias consecutivos. Cada planta recebeu 10 mL da suspensão de conídios, depositada na região próxima ao colo da planta, de forma que a concentração final no substrato atingisse 6,67 x 10³ conídios por dm³ de solo. As mudas do tratamento testemunha foram irrigadas com 10 mL de água destilada.

Foram avaliadas seis espécies de *Passiflora* submetidas aos cinco tratamentos: sem inoculação de patógenos; inoculadas com o isolado 19 de *F. solani* (FS 19);

inoculadas com uma mistura de 13 isolados de *F. solani* (MIX FS); inoculadas com o isolado 35 de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP 35) e com a mistura de 13 isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (MIX FOP). Os isolados utilizados na mistura foram os mesmos empregados no experimento 1. O experimento foi conduzido no esquema de parcelas subdivididas em delineamento de blocos ao acaso. Em cada bloco, cada espécie constituiu uma parcela, e as inoculações foram casualizadas nas subparcelas. Foram utilizadas seis repetições de cada tratamento. Cada subparcela era, constituída por uma planta por vaso. Não foi realizada casualização das espécies por motivos operacionais, como a dificuldade de transporte das plantas por elas exigirem tutoramento compatível com o crescimento de cada espécie.

No momento da inoculação, as mudas de *P. alata*, *P. ligularis*, *P. mucronata*, *P. nitida*, *P. edulis* apresentavam de duas a quatro folhas verdadeiras, enquanto que as mudas de *P. cincinnata* apresentavam de quatro a sete folhas. Apesar de cinco das espécies serem silvestres e apresentarem desenvolvimento bastante desuniforme, tentou-se homogeneizar ao máximo o tamanho das mudas de cada espécie (Figura 4A-G).

Até 90 dias, avaliou-se semanalmente a ocorrência de morte das plantas. Após este período, as mudas foram transplantadas para vasos contendo 50 L de substrato (Figura 4H-J) (composto por $\frac{1}{4}$ de substrato comercial Bioplant®; $\frac{1}{4}$ de areia lavada e $\frac{1}{2}$ de solo - composto por 50% de solo argiloso, 25% de esterco bovino e 25% de areia lavada). O solo e a areia foram previamente esterilizados em autoclave durante 30 minutos a 121 °C a 1,2 kgf cm⁻² por dois dias consecutivos. A partir desse momento, as avaliações foram realizadas quinzenalmente, até os 504 dias, quando as plantas foram retiradas dos vasos, tiveram suas raízes lavadas (Figura 4M) e foram levadas ao Laboratório de Fitopatologia onde os procedimentos foram similares aos adotados no experimento 1.

A porcentagem de plantas mortas e sobreviventes foi calculada e dentro das sobreviventes quantificou-se a porcentagem de plantas isentas de manchas internas e daquelas que apresentaram pontuações ou lesões no caule, colo ou raiz. As plantas foram classificadas como mortas (plantas que morreram em decorrência da inoculação dos fungos), imunes (plantas que não apresentaram nenhum sintoma externo ou interno dos patógenos) e suscetíveis com lesão (plantas que não apresentavam sintomas externos, mas que ao serem avaliadas internamente apresentaram lesões e foi confirmada a presença do patógeno pelo isolamento do mesmo).



Figura 4 – A - F – Mudas de *P. alata*, *P. cincinnata*, *P. ligularis*, *P. mucronata*, *P. nitida* e *P. edulis* respectivamente; G – realização de ferimentos no colo das mudas; H – mudas plantadas em vasos de 1,5 dm³; I – plantio de mudas em vasos de 50 kg; J – mudas plantadas em vasos de 50 L. K e L – desenvolvimento das plantas em vasos em casa de vegetação; M – retirada das plantas sobreviventes 504 dias após a inoculação, detalhe da lavagem dos sistema radicular para retirada do excesso de solo.

As plantas que não apresentaram nenhuma lesão e com ausência de infecção do patógeno foram selecionadas e clonadas. Para isso, estacas do caule das plantas contendo dois nós foram retiradas, tiveram suas folhas cortadas e foram plantadas em copos de 0,3 dm³ com substrato comercial Bioplant®. Não foi aplicado produto para favorecer o enraizamento das estacas. Após aproximadamente 60 dias, as estacas enraizadas foram transferidas para vasos contendo solo (composto por 50% de solo argiloso, 25% de esterco bovino e 25% de areia lavada). Estas plantas constituíram as

plantas matrizes e foram utilizadas para clonagem deste material para testes de confirmação de resistência. As plantas resistentes aos tratamentos FS e MIX FS foram misturadas e utilizadas para reinoculação da mistura de isolados de *F. solani* da Unimontes (MIX FS UNI) e do isolado de *F. solani* da Embrapa (FS EM). O mesmo foi feito com as plantas resistentes a FOP e MIX FOP. Foram misturadas e utilizadas para reinoculação da mistura de isolados de *F. oxysporum* f. sp *passiflorae* da Unimontes (MIX FS UNI) e do isolado de *F. oxysporum* f. sp *passiflorae* da Embrapa (FS EM). Assim, genótipos resistentes à *F. solani* ou *F. oxysporum* f. sp *passiflorae* foram submetidos à reinoculação com os mesmos isolados já utilizados e também com um isolado diferente, tornando possível detectar diferenças de respostas a resistência quando se altera o isolado inoculado.

A partir das plantas matrizes, retiraram-se novas estacas, as quais foram enraizadas utilizando a mesma técnica descrita anteriormente. Após 60 dias do estaqueamento, as mudas encontravam-se enraizadas e foram retiradas do substrato e tiveram suas raízes lavadas em água corrente. As estacas enraizadas foram plantadas em vasos com 4 dm³ de substrato comercial Bioplant® (Figura 5).



Figura 5 - A – Preparo das estacas; B – Estacas enraizadas de *P. mucronata*; C – estacas de *P. edulis* BRS Sol do Cerrado antes da inoculação.

Dois semanas após o transplante, as mudas foram retiradas dos vasos e tiveram suas raízes lavadas. As plantas foram imersas por uma hora em 50 mL de suspensão concentração 10^6 conídios mL⁻¹. Depois desse tempo, as mudas foram replantadas em vasos contendo solo (composto por 50% de solo argiloso, 25% de esterco bovino e 25% de areia lavada) onde verteu-se 10 mL da suspensão supracitada. Duas semanas após a primeira inoculação, foi realizada mais uma inoculação, sendo depositados no vaso 75 mL de suspensão a 10^5 conídios mL⁻¹. Não foram realizados ferimentos nas raízes dessas plantas.

As plantas clonadas que apresentaram resistência aos tratamentos com FS 19 ou MIX FS foram inoculadas com suspensões preparadas com um isolado de *F. solani* cedida pela Embrapa (FS EM) ou com uma mistura de isolados de *F. solani* da coleção da Unimontes (MIX FS UN), enquanto que aquelas que apresentam resistência a FOP 35 ou MIX FOP foram inoculadas com um isolado de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP EM) cedido pela Embrapa ou com uma mistura de isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* da coleção da Unimontes (MIX FOP UN). Foram inoculadas cinco plantas por tratamento (Figura 6). Para a testemunha, realizou-se adição de água.



Figura 6 - A – Mudas provenientes de estaquia de *Passiflora edulis* BRS Sol do Cerrado; B - *Passiflora mucronata* e C - *Passiflora nitida* após inoculação.

As mudas foram avaliadas semanalmente. Aquelas que apresentavam morte foram levadas ao laboratório para análise interna e realização de isolamento caso apresentassem lesões. Após quatro meses, as plantas sobreviventes foram levadas ao laboratório para análise de lesões internas. Foi realizado isolamento de todas as estacas que apresentavam lesões. Foi avaliada a porcentagem de sobrevivência das estacas inoculadas.

4 RESULTADOS

4.1 Experimento 1

A resposta de resistência das espécies: *Passiflora alata*, *P. edulis*, *P. gibertii*, *P. ligularis* e *P. mucronata* variou com a espécie de *Fusarium* spp. inoculada. O período de morte de planta foi entre 28 e 84 dias após a inoculação dos patógenos (Tabela 1). Após essa data não ocorreram mais mortes até o momento da avaliação, aos 210 dias.

Tabela 1 - Número de dias da inoculação à morte de plantas de *Passiflora alata*, *P. edulis* UFV M-19, *P. gibertii*, *P. ligularis* e *P. mucronata* após a inoculação com o isolado 19 de *F. solani* (FS 19), com Mix preparado com 13 isolados de *F. solani* (MIX FS), com o isolado 35 de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP 35) e com Mix de 13 isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (MIX FOP) em Janaúba, MG

Espécie	Número de dias da inoculação a morte de plantas			
	FS 19	MIX FS	FOP 35	MIX FOP
<i>Passiflora alata</i>	63	28-70	63-70	63-70
<i>Passiflora edulis</i> UFV M-19	70-84	63-70	70	63-70
<i>Passiflora gibertii</i>	42-70	70	42-70	42-77
<i>Passiflora ligularis</i>	42-70	35-63	63	35-63
<i>Passiflora mucronata</i>	63	63-70	(-)	63-70

(-) Não houve morte de plantas.

De forma geral, a maior mortalidade das plantas foi concentrada entre 42-70 dias após a inoculação nas diferentes interações estudadas, exceto em *P. alata* e *P. ligularis*. Na espécie de *P. alata* observou-se 16,7% de morte de plantas aos 28 dias na presença da mistura de isolados de *F. solani* (MIX FS), enquanto que em *P. ligularis*, aos 35 dias após a inoculação, observou-se 16,7% de morte de plantas quando inoculadas tanto com MIX FS quanto com a mistura de isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (MIX FOP).

A espécie que apresentou maior porcentagem de plantas resistentes aos patógenos foi *P. mucronata*, seguida de *P. alata* e *P. gibertii* (Tabela 2). A sobrevivência de plantas de *P. mucronata* foi de 100 e 50,0% quando foram inoculadas com o isolado 35 de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP 35) ou com o isolado 19 de *F. solani* (FS 19), respectivamente. Todas as plantas sobreviventes de *P. mucronata* foram imunes, ou seja, não apresentavam nenhuma lesão interna dos patógenos. Entretanto, quando foram inoculadas com MIX FS ou com MIX FOP, houve 66,7% de sobrevivência (33,3% de morte).

Tabela 2 - Porcentagem de sobrevivência de plantas de *Passiflora alata*, *P. edulis* UFV M-19, *P. gibertii*, *P. ligularis* e *P. mucronata* após 210 de inoculação com o isolado 19 de *F. solani* (FS 19), com a mistura de 13 isolados de *F. solani* (MIX FS), com o isolado 35 de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP 35) e com a mistura de 13 isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (MIX FOP) em Janaúba, MG

Espécie	Sobrevivência (%)*				Total
	FS 19	MIX FS	FOP 35	MIX FOP	
<i>Passiflora alata</i>	66,6	50,0	50,0	66,7	58,3
<i>Passiflora edulis</i> UFV M-19	33,3	33,3	83,7	50,0	50,0
<i>Passiflora gibertii</i>	66,7	66,7	50,0	50,0	58,3
<i>Passiflora ligularis</i>	0,0	16,7	50,0	0,0	16,7
<i>Passiflora mucronata</i>	50,0	66,7	100,0	66,7	70,8
Total	43,3	46,7	66,7	46,7	50,8

* No tratamento a porcentagem é referente às seis repetições. Na coluna Total a porcentagem é referente as 24 plantas inoculadas de cada espécie e na linha Total refere-se às 30 plantas inoculadas com o patógeno.

A porcentagem de sobrevivência de plantas de *P. gibertii* inoculadas com *F. solani* ou *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* foram de 66,6 e 50,0% respectivamente, independentemente de ser inoculado apenas um isolado ou a mistura de isolados.

Na espécie *P. alata* observaram-se 50 a 66,7% de sobrevivência de plantas. Quando se utilizou MIX FS a sobrevivência foi menor (50%) do que quando foi

utilizado apenas FS 19 (66,7%), entretanto o oposto aconteceu com *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*, uma vez que a sobrevivência foi menor na presença FOP 35 (50%) em relação a MIX FOP (66,7%).

O genótipo de maracujá-amarelo (*Passiflora edulis* UFV M-19) utilizado apresentou menor sobrevivência (33,3%) quando inoculado com FS 19 ou MIX FS. Porém, a sobrevivência chegou a 83,7% quando as plantas foram inoculadas com FOP 35 e 50,0% quando se utilizou MIX FOP.

Nenhuma planta de *P. ligularis* sobreviveu à inoculação com FS 19, mas no tratamento em que se utilizou MIX FS a sobrevivência foi de 16,7%. Com o outro patógeno o resultado foi o oposto. Nenhuma planta sobreviveu a MIX FOP, mas 50% das plantas sobreviveram na presença de FOP 35. Isso demonstra que existem diferenças quando se utiliza apenas um isolado do patógeno em relação a quando são utilizados vários isolados.

Algumas plantas sobreviventes de *Passiflora alata*, *P. edulis* UFV M-19, *P. gibertii*, *P. ligularis*, apesar de não apresentarem nenhum sintoma externo, internamente apresentavam pequenas lesões no córtex e pontuações nas raízes, nas quais foram confirmadas presenças do patógeno (Figura 7).

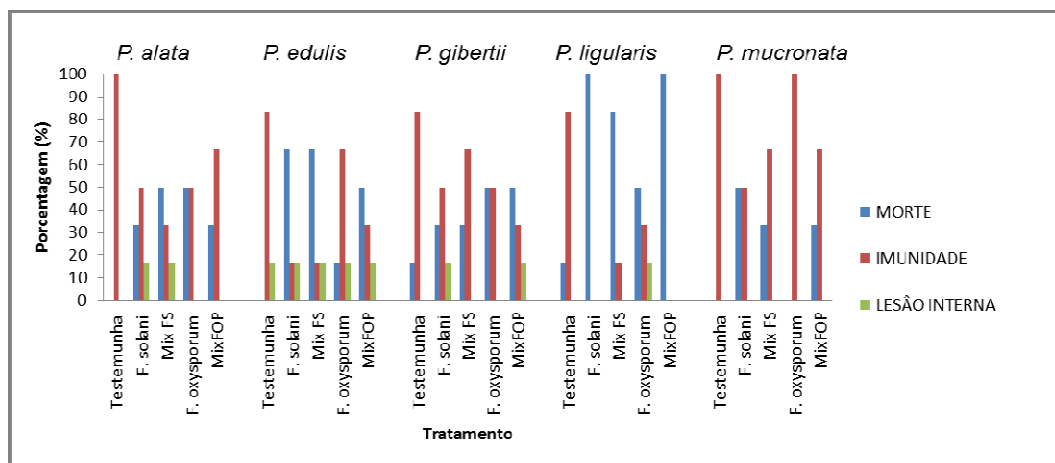


Figura 7 - Porcentagem de plantas de *Passiflora alata*, *P. edulis*, *P. gibertii*, *P. ligularis* e *P. mucronata* mortas (Morte), imunes (Imunidade) e suscetíveis com apenas lesões internas (Lesão interna) após 210 dias da inoculação de *Fusarium* spp.

Nenhuma planta de *P. alata* inoculada com FOP ou MIX FOP apresentou lesão interna, mas uma planta inoculada com FS apresentou pontuações nas raízes enquanto

que em outra inoculada com MIX FS foi encontrada uma lesão de 1,4 cm na raiz da planta. Em *P. edulis*, uma planta inoculada com FS e outra inoculada com MIX FS apresentaram pontuações na raiz enquanto que uma das plantas inoculadas com FOP apresentou uma lesão de 2,3 cm enquanto outra inoculada com MIX FOP apresentou lesão de 5,4 cm, maior lesão encontrada no experimento 1. Em *P. gibertii* uma planta inoculada com MIX FOP apresentou pontuações na raiz enquanto que uma inoculada com FS tinha uma lesão de 0,6 cm. Em *P. ligularis* apenas uma planta apresentou lesão de 0,3 cm quando foi inoculada com FOP.

As plantas consideradas imunes foram propagadas vegetativamente. Em *P. alata* foram identificadas 12 plantas imunes. Essas plantas foram denominadas genótipos. Desses genótipos selecionados foi realizada reinoculação em 11 deles. Em *P. edulis* UFV M-19 selecionaram-se oito plantas e reinocularam-se sete desses genótipos. Em *P. gibertii* selecionaram-se 12 e reinocularam-se sete deles. *P. mucronata* teve 17 plantas imunes e reinocularam-se nove delas. Em *P. ligularis* houve apenas três plantas imunes, entretanto não foi reinoculada nenhuma delas porque o enraizamento não foi bem sucedido. Os genótipos selecionados, assim como os tratamentos, o número de estacas inoculadas para cada genótipo e a porcentagem de resistência destes são demonstrados na Tabela 3.

Foram inoculadas 33 mudas provenientes de estaquia de *P. edulis*, 47 de *P. alata*, 28 de *P. mucronata* e 17 de *P. gibertii*. Na avaliação das plantas provenientes de estaquia, nenhum sintoma de amarelecimento e murcha foi observado durante a condução do experimento. Após 120 dias da inoculação, nenhuma das plantas apresentou manchas no colo e no tecido interno do caule ou da raiz, característicos de infecção de *F. solani* ou *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (Figura 8).

Como em todas as reinoculações houve confirmação do resultado anterior, todos os genótipos foram mantidos via propagação vegetativa. Dessa forma, ao final do experimento 1 foram selecionados 11 genótipos de *P. alata*, 8 de *P. edulis* UFV M-19, sete de *P. gibertii* e nove de *P. mucronata*, entretanto a última não está sendo mantida como matriz em função do insucesso no processo de enraizamento das estacas que não permitiu sequer a reinoculação das estacas.

Tabela 3 - Genótipos, tratamentos, número de estacas inoculadas (NEI) e porcentagem de plantas de *Passiflora edulis* UFV M-19 (UFV), *Passiflora alata* (PA), *Passiflora gibertii* (PG) e *Passiflora mucronata* (PM) resistentes (% PR) a *F. oxysporum* f.sp. *passiflorae* e *Fusarium solani*

Genótipo	Tratamento	NEI	% PR
UFV 25	<i>F. solani</i> 19	5	100
UFV 33	Mix de <i>F. solani</i>	3	100
UFV 42	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> 35	4	100
UFV 43	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> 35	3	100
UFV 45	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> 35	5	100
UFV 46	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> 35	4	100
UFV 53	Mix de <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i>	4	100
UFV 54	Mix de <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i>	5	100
PA 23	<i>F. solani</i> 19	4	100
PA 24	<i>F. solani</i> 19	5	100
PA 25	<i>F. solani</i> 19	5	100
PA 33	Mix de <i>F. solani</i>	3	100
PA 34	Mix de <i>F. solani</i>	4	100
PA 42	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> 35	5	100
PA 43	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> 35	3	100
PA 45	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> 35	5	100
PA 54	Mix de <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i>	3	100
PA 55	Mix de <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i>	5	100
PA 56	Mix de <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i>	5	100
PM 23	<i>F. solani</i> 19	3	100
PM 31	Mix de <i>F. solani</i>	5	100
PM 34	Mix de <i>F. solani</i>	3	100
PM 41	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> 35	4	100
PM 42	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> 35	3	100
PM 43	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> 35	2	100
PM 45	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> 35	3	100
PM 46	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> 35	3	100
PM 56	Mix de <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i>	2	100
PG 22	<i>F. solani</i> 19	4	100
PG 23	<i>F. solani</i> 19	4	100
PG 33	Mix de <i>F. solani</i>	2	100
PG 34	Mix de <i>F. solani</i>	2	100
PG 43	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> 35	4	100
PG 46	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> 35	3	100
PG 52	Mix de <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i>	3	100



Figura 8 - A - C – Sistema radicular e corte do caule de *Passiflora edulis* UFV-M19 inoculada com *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae*; D a F – sistema radicular de *Passiflora alata*, *Passiflora gibertii* e *Passiflora mucronata* inoculadas com *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae*.

4.2 Experimento 2

Neste experimento, observou-se menor tempo de morte de plantas e maiores percentuais de sobrevivência de plantas do que no experimento 1 na maioria das inoculações realizadas. No experimento 2, as mudas utilizadas encontravam-se mais jovens e tenras do que as do experimento 1. Em todas as espécies testadas, houve murcha e morte de plantas entre sete e 504 dias após a inoculação, com maior concentração de morte no período de sete a 21 dias, exceto dentro da espécie de *Passiflora edulis* BRS Sol do Cerrado que não apresentou morte de plantas até fim do experimento (Tabela 4).

Mudas de *P. alata*, *P. ligularis* e *P. mucronata* apresentaram murcha, lesões na região do colo e morte sete dias após a inoculação com FS 19 (Figura 9).

A espécie *P. cincinnata* foi a que apresentou menor porcentagem de sobrevivência de plantas, 62,5%, enquanto que *P. edulis* teve 100% de sobrevivência (Tabela 5).

Tabela 4 - Número de dias da inoculação à morte de plantas de *Passiflora alata*, *P. cincinnata*, *P. edulis* BRS Sol do Cerrado, *P. ligularis*, *P. mucronata* e *P. nitida* após a inoculação com o isolado 19 de *F. solani* (FS 19), com Mix preparado com 13 isolados de *F. solani* (MIX FS), com o isolado 35 de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP 35) e com Mix de 13 isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (MIX FOP) em Janaúba, MG

Espécie	Número de dias da inoculação à morte de plantas			
	FS	MIX FS	FOP	MIX FOP
<i>Passiflora alata</i>	7	-	-	-
<i>Passiflora cincinnata</i>	21	21-504	56	504
<i>Passiflora edulis</i> BRS SC	-	-	-	-
<i>Passiflora ligularis</i>	7	-	-	21
<i>Passiflora mucronata</i>	7	-	-	-
<i>Passiflora nitida</i>	14-42	-	21	21

O traço indica que não houve morte de plantas.

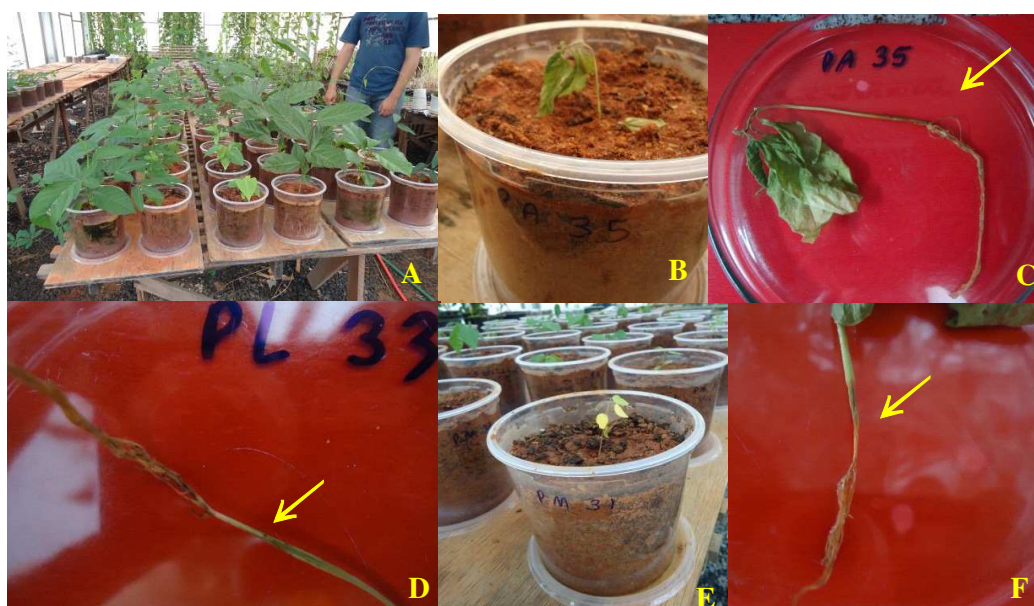


Figura 9 - A – Avaliação semanal das plantas; B – muda de *Passiflora alata* após sete dias da inoculação com *Fusarium solani*; C – detalhe da lesão no colo da muda de *Passiflora alata* sete dias após a inoculação com *Fusarium solani*; D – detalhe do sistema radicular e colo de muda de *Passiflora ligularis* sete dias após a inoculação com *Fusarium solani*; E – muda de *Passiflora mucronata* após sete dias da inoculação com *Fusarium solani* e F – detalhe da lesão de *Fusarium solani* no colo da muda de *Passiflora mucronata* sete dias após a inoculação.

Tabela 5 - Porcentagem de sobrevivência de plantas de *Passiflora alata*, *P. cincinnata*, *P. edulis* BRS Sol do Cerrado, *P. ligularis*, *P. mucronata* e *P. nitida* após 504 de inoculação com o isolado 19 de *F. solani* (FS 19), com a mistura de 13 isolados de *F. solani* (MIX FS), com o isolado 35 de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (FOP 35) e com a mistura de de 13 isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (MIX FOP) em Janaúba, MG

Espécie	Sobrevivência (%)*				Total
	FS	MIX FS	FOP	MIX FOP	
<i>Passiflora alata</i>	50,0	100,0	100,0	100,0	87,5
<i>Passiflora cincinnata</i>	0,0	66,7	66,7	83,3	54,2
<i>Passiflora edulis</i> BRS SC	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0
<i>Passiflora ligularis</i>	33,3	100,0	100,0	66,7	75,0
<i>Passiflora mucronata</i>	83,3	100,0	100,0	100,0	95,8
<i>Passiflora nitida</i>	33,3	100,0	66,7	83,3	70,83
Total	55,6	94,4	83,3	80,55	

* No tratamento a porcentagem é referente às seis repetições. Na coluna, a porcentagem Total é referente as 24 plantas inoculadas de cada espécie e na linha Total é referente as 36 plantas inoculadas com o patógeno.

As espécies de *P. alata*, *P. edulis* BRS Sol do Cerrado e *P. mucronata* apresentaram 100% de sobrevivência de plantas quando inoculadas com o MIX FS, MIX FOP ou FOP 35. Menores valores de sobrevivência foram observados em todas as espécies submetidas à inoculação com FS 19, exceto em *P. nitida*.

Sintomas internos de pontuações nas raízes e manchas no córtex foram observados apenas em 16,7% de plantas de *P. cincinnata* inoculadas com FOP 35, 16,7% de *P. ligularis* e 33,3% das plantas *P. nitida* inoculadas com o MIX FOP. Em *P. alata*, *P. edulis*, e *P. mucronata* (Figura 10) não foi observada nenhuma planta com lesão interna.

Duas plantas de *P. alata* inoculadas com FS morreram durante o experimento, porém não foi confirmado que o patógeno tenha causado a morte das plantas uma vez que este não foi constatado no reisolamento. A não confirmação de que a presença do patógeno ocasionou a morte da planta também ocorreu com as quatro plantas de *P. cincinnata*, três de *P. nitida* e uma de *P. ligularis*, alocadas na barra Outros da Figura 10.

Uma planta de *P. cincinnata* encontrava-se morta aos 504 dias após a inoculação. O sistema radicular estava completamente destruído. As plantas de *P. cincinnata*, *P. ligularis* e *P. nitida* aparentemente saudáveis, mas que apresentavam lesão interna são demonstradas na Figura 11.

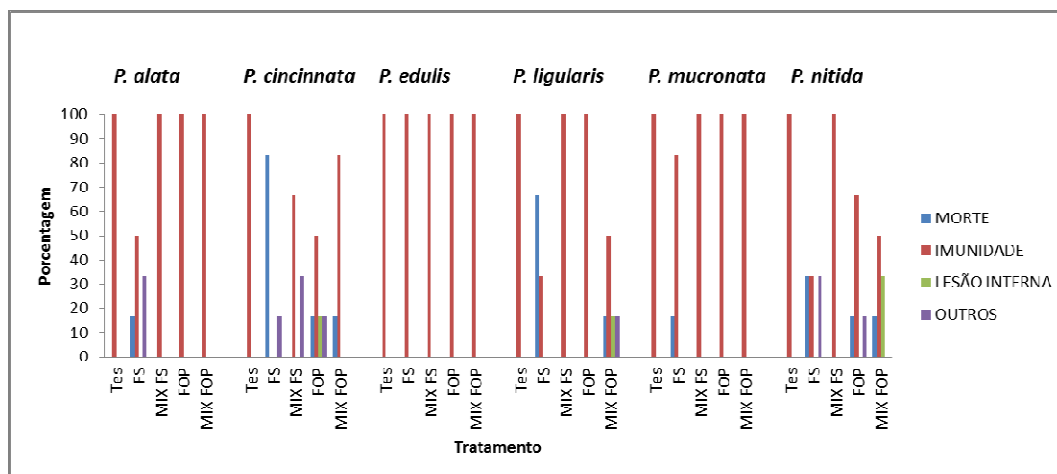


Figura 10 - Porcentagem de plantas de *Passiflora alata*, *P. cincinnata*, *P. edulis*, *P. ligularis* e *P. mucronata* e *P. nitida* mortas (Morte), imunes (Imunidade), suscetíveis com lesões internas (Lesão interna) e que morreram, porém não foi reisolado o patógeno (Outros) após 504 dias da inoculação de *Fusarium* spp.

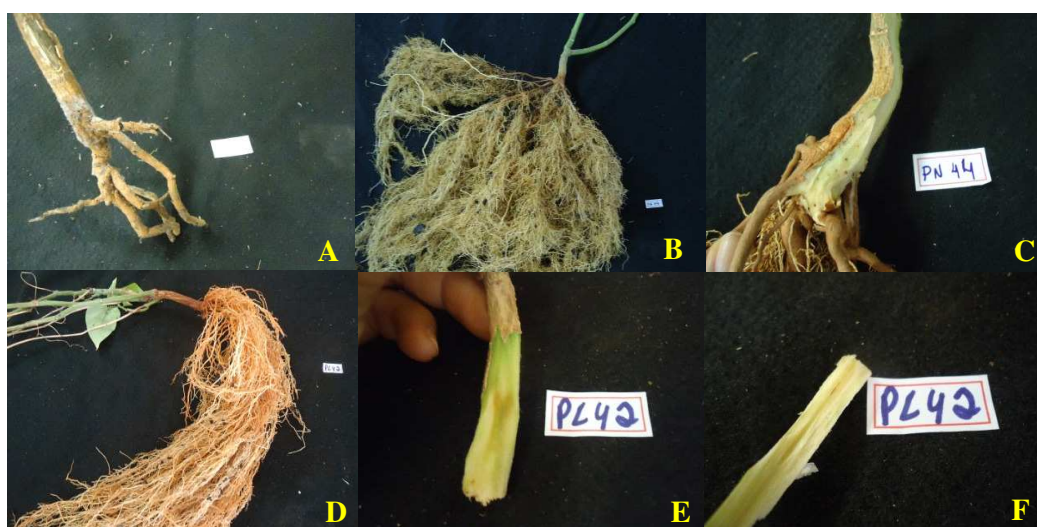


Figura 11 - Detalhes de plantas inoculadas com *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae*. A – Sistema radicular de planta de *Passiflora cincinnata* morta após 504 dias da inoculação; B – sistema radicular de planta de *Passiflora nitida* inoculada; C – detalhe das pontuações no colo da planta de *Passiflora nitida*; D – sistema radicular de *Passiflora ligularis*; E e F – detalhes do caule de *Passiflora ligularis* onde confirmou-se a presença do patógeno.

Nas plantas imunes não foi observado qualquer tipo de sintoma ou lesão interna dos patógenos (Figura 12). Estas foram selecionadas e clonadas.



Figura 12 - Detalhe do sistema radicular e do caule de plantas inoculadas há 504 dias, que não apresentaram nenhum sintoma externo ou interno do patógeno, consideradas imunes. A e B – *Passiflora nitida* inoculada com *Fusarium solani*; C – *Passiflora ligularis* inoculada com *Fusarium solani*; D e E – sistema radicular e caule de *Passiflora ligularis* inoculada com *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae*; F – sistema radicular e caule de *Passiflora cincinnata* inoculada com *Fusarium solani*.

As plantas resistentes clonadas e reinoculadas comportaram-se de forma semelhante à planta selecionada, apenas *P. ligularis* mostrou resultado diferente com 80% de sobrevivência, ou seja, 20% das plantas foram suscetíveis quando inoculadas com: o isolado de *F. solani* da Embrapa (FS EM), a mistura de isolados de *F. solani* da Unimontes (MIX FS UN) ou com o isolado de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* da Embrapa (FOP EM) e apenas 40% sobrevivência na presença da mistura de isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* da Unimontes (MIX FOP UN). As espécies de *P. mucronata*, *P. edulis* BRS Sol do Cerrado e *P. nitida* mantiveram 100% de plantas resistentes. Nas espécies *P. alata* e *P. cincinnata* não foi possível realizar a reinoculação em função da dificuldade no enraizamento das estacas, pois as mesmas encontravam-se muito lignificadas e não foi obtido número suficiente de plantas para executar a segunda inoculação. A porcentagem de plantas provenientes de estaquia inoculadas em que se confirmou a resistência é demonstrada na Tabela 6.

Ao final do experimento 2, foram identificados como resistentes: 20 genótipos de *P. edulis* BRS Sol do Cerrado, 14 de *P. ligularis*, 20 de *P. mucronata* e 20 de *P. nitida*. Como visto na tabela anterior, nem todos os genótipos foram reinoculados, pois houve dificuldade de enraizamento das estacas. Essa dificuldade pode ter ocorrido

em função do grau de lignificação das estacas, já que estas foram retiradas 504 dias após a inoculação.

Tabela 6 - Espécies inoculadas, tratamentos submetidos e porcentagem de plantas resistentes (% PR) a inoculação com isolados da Unimontes (UN) e da Embrapa (EM) de *Fusarium solani* e *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae*

Espécie	Tratamento	% PR
<i>Passiflora ligularis</i>	<i>F. solani</i> EM	80
<i>Passiflora ligularis</i>	Mix de <i>F. solani</i> UNI	80
<i>Passiflora ligularis</i>	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> EM	80
<i>Passiflora ligularis</i>	Mix de <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> UN	40
<i>Passiflora mucronata</i>	<i>F. solani</i> EM	100
<i>Passiflora mucronata</i>	Mix de <i>F. solani</i> UNI	100
<i>Passiflora mucronata</i>	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> EM	100
<i>Passiflora mucronata</i>	Mix de <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> UN	100
<i>Passiflora nitida</i>	<i>F. solani</i> EM	100
<i>Passiflora nitida</i>	Mix de <i>F. solani</i> UNI	100
<i>Passiflora nitida</i>	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> EM	100
<i>Passiflora nitida</i>	Mix de <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> UN	100
<i>Passiflora edulis</i>	<i>F. solani</i> EM	100
<i>Passiflora edulis</i>	Mix de <i>F. solani</i> UNI	100
<i>Passiflora edulis</i>	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> EM	100
<i>Passiflora edulis</i>	Mix de <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> UN	100

5 DISCUSSÃO

As respostas de resistência de *Passiflora* spp. a *Fusarium* spp. são altamente variáveis nos trabalhos descritos na literatura (OLIVEIRA et al., 1986; GARDNER, 1989; MENEZES et al., 1994; FISCHER et al. 2005; FISCHER et al., 2010; CAVICHIOLLI et al., 2011; SILVA et al., 2013b). Tais variações estão relacionadas a diversos fatores associados aos componentes de desenvolvimento da doença. A doença é resultado de uma interação entre genótipo suscetível, patógeno virulento e ambiente favorável. Os trabalhos de resistência com maracujá têm sido executados em plantas ainda na fase de mudas ou plantas adultas em condição de campo. No primeiro caso, pode se ter uma padronização da idade da planta, quantidade de inóculo e condições de ambiente. Dessa forma, ao utilizar plantas oriundas de sementes há uma grande chance de identificar a variabilidade dentro e entre as espécies de *Passiflora*. Entretanto, esta alta variabilidade dificulta a comparação de resultados entre tais trabalhos, porém a variabilidade genética dentro das espécies constitui-se em uma característica primordial para o processo de melhoramento, já que permite a seleção de genótipos resistentes em todas as espécies.

Neste trabalho os resultados obtidos em ambos os experimentos demonstram alta variabilidade genética quanto à resistência à *Fusarium solani* e *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae* nas espécies estudadas. Essa variabilidade pode ser atribuída à diversidade genética existente tanto entre as plantas da mesma espécie, obtidas a partir de sementes, quanto entre os isolados utilizados. Assim a reinoculação com um isolado mais agressivo e a mistura de isolados dentro de cada espécie permitiu

a confirmação da resistência dos genótipos selecionados e clonados, e identificar em alguns casos a variação da resposta de resistência com a variação dos isolados testados, como no caso de *P. ligularis*.

No primeiro experimento, para *P. edulis* UFV M-19 e *P. ligularis*, houve maior número de plantas mortas e menor tempo de morte na presença de maior variabilidade de isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*. Em contrapartida, em *P. ligularis* e *P. mucronata* a mortalidade de plantas foi maior quando estas foram inoculadas com o isolado 19 de *F. solani*. A agressividade é um atributo que está relacionado à capacidade de um patógeno causar maior intensidade de doença e constitui-se em uma habilidade de romper as barreiras estruturais ou bioquímicas do hospedeiro. A colonização de vários hospedeiros atacados por *Fusarium* sp., estão associados à produção de enzimas que auxiliam o fungo a macerar a célula e destruir a lamela média. Bueno et al. (2009) estudaram a produção de enzimas extracelulares por *F. solani* em maracujazeiro amarelo e constataram que todos os isolados produziram as enzimas extracelulares amilase, lipase, celulase, protease e oxidase em quantidade significativamente diferente entre os isolados. As enzimas estão relacionadas ao mecanismo de patogênese (PASCHOLATTI, 2005), ou seja, cada isolado tem uma capacidade diferente de infectar cada planta em função da quantidade de enzimas que produz.

Como foi observado neste trabalho, a inoculação de apenas um isolado do patógeno também pode influenciar os resultados. No segundo experimento houve sobrevivência de 55,6% das plantas inoculadas com o isolado 19 de *F. solani*, enquanto que, ao usar-se a mistura de isolados, o percentual de sobrevivência foi superior, 94,4%. O isolado 19 de *F. solani* estava presente na mistura de isolados de *F. solani*, pode ser que ele seja mais agressivo que os outros isolados ou ainda que ocorra competição quando utilizados os 13 isolados na mistura. Quando a inoculação foi realizada com *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* essa diferença foi menos acentuada, 83,3% de sobrevivência quando se utilizou apenas o isolado 35 de FOP e 80,55% com a mistura de isolados, ou seja, aparentemente a mistura foi mais agressiva que o isolado 35 sozinho.

Os resultados indicam que o isolado 19 de *F. solani* seria mais agressivo que os demais presentes na mistura. Além da inoculação com um isolado agressivo, os testes de seleção para resistência devem ser realizados com mistura de isolados do patógeno para que se possa permitir que o material genético seja exposto a uma população do patógeno. Dependendo do isolado, porém, o material pode apresentar suscetibilidade

variável, tanto em relação à severidade da doença, quanto ao número de plantas mortas. Além disto, os isolados do fungo apresentam grande diversidade no que diz respeito à agressividade, evidenciando variabilidade genética na população (BUENO et al. 2010).

Apesar de ainda não se conhecer a herança da resistência a *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* em maracujazeiro, Silva et al. (2011) sugerem que ela seja quantitativa. Essa hipótese é baseada no fato de haver grandes diferenças na mortalidade de plantas de maracujazeiro em plantios comerciais, dentro de uma mesma variedade. Neste trabalho, plantas da mesma espécie apresentaram diferenças de mortalidade em todos os tratamentos, encontrando-se imunidade, resistência parcial (lesão interna) e suscetibilidade à *F. solani* em *P. alata*, *P. edulis* e *P. gibertii*. Entretanto *P. cincinnata*, *P. ligularis* e *P. nitida* apresentaram imunidade e suscetibilidade à *F. solani*, mas a resposta de resistência parcial apenas quando inoculadas com *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*.

As avaliações da resistência foram realizadas em casa de vegetação com controle das condições edáficas, da espécie e da densidade do inoculo associado às plantas até estas atingirem sete e dezesseis meses de desenvolvimento. Em alguns trabalhos que estudaram a resistência de maracujazeiro ao *Fusarium*, realizou-se a avaliação geralmente até os 60 dias após a inoculação (GARDNER, 1989; BUENO et al., 2010; DARIVA 2011; SILVA et al., 2011), com identificação da capacidade de infecção apenas em planta jovens e, muitas vezes, associados à morte de plantas. Neste trabalho as mortes das plantas ocorreram entre sete e 84 dias, apesar da ocorrência de morte também aos 504 dias, a maior incidência de morte foi por volta de 42 a 70 dias após a inoculação. Outros autores avaliaram as respostas das plantas à inoculação por até 120 dias (SILVA et al., 2013b). No presente estudo, ao final de ambos os experimentos, aos 210 e 504 dias, todas as plantas sobreviventes foram avaliadas. Algumas plantas, apesar de aparentemente sadias encontraram-se internamente com lesões dos patógenos, confirmando-se assim a variabilidade da resistência. Observaram-se genótipos altamente suscetíveis, com morte de plantas, genótipos imunes e aqueles que retardaram o desenvolvimento do patógeno apresentando pequenas manchas internas. Considerando-se que atualmente a cultura do maracujazeiro tem se tornado anual em algumas regiões, esses genótipos poderiam ser cultivados para proporcionar melhores produtividades, visto que muitas plantas morrem antes mesmo de iniciar a produção.

Ao final dos dois experimentos, as plantas de *P. mucronata* não apresentaram nenhuma lesão externa ou interna típica de *Fusarium* spp., entretanto pelo menos 4,17% das plantas de *P. cincinnata*, *P. edulis* UFV M-19, *P. gibertii*, *P. ligularis* e *P. nitida* inoculadas com *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* e 4,17% das plantas de *P. alata*, *P. edulis* UFV M-19 e *P. gibertii* inoculadas com *F. solani*, apresentaram plantas com manchas internas variando de 0,1 a 5,4 cm. Os resultados obtidos estão em consonância com os descritos na literatura. Silva (2012) encontrou lesões de até 18 cm após 314 dias de inoculação de maracujazeiro amarelo com *F. solani* e até 38,5 cm quando as plantas foram inoculadas com *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*. Porém, Rocha (2013) encontrou lesões variando de pequenas pontuações na raiz até 13 cm quando inoculou *F. solani* em *P. alata* e *P. ligularis*. Silva et al. (2013b) encontraram plantas resistentes a *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* em acessos de *P. alata*, *P. cincinnata*, nestas não foi encontrada nenhuma lesão ou morte de plantas, mas na espécie *P. edulis* foi encontrada alta variabilidade uma vez que haviam genótipos resistentes, moderadamente resistentes, suscetíveis e altamente suscetíveis. Fischer et al., (2005a) constataram alta variabilidade quanto à resistência à *F. solani* entre genótipos de *Passiflora*. Essas observações podem evidenciar um mecanismo de resistência horizontal, determinada por maior número de genes. A resistência horizontal é caracterizada pela durabilidade e estabilidade, especialmente pelo fato de o maracujazeiro ser uma planta semi-perene. É interessante que os programas de melhoramento selecionem genótipos com vários genes condicionadores de resistência, de forma a dificultar a superação da resistência pelos patógenos (MATIELLO; BARBIERI; CARVALHO, 1997).

Entre as plantas que sobreviveram, dois eventos distintos foram observados, plantas com pontuações ou lesões pequenas e plantas completamente assintomática. Sob o ponto de vista da resistência, estas poderiam ser selecionadas como plantas resistentes. A resistência pode ser definida como a característica de uma planta que restringe o desenvolvimento do patógeno e da doença (FRY, 1982). De acordo com Mizubuti e Maffia (2006), o nível de resistência de plantas a patógenos varia de plantas altamente suscetíveis a plantas altamente resistentes ou até mesmo imunes. A resistência de plantas a doenças pode ser classificada de duas maneiras: a resistência vertical e a resistência horizontal (VANDERPLANK, 1963). A resistência vertical é conhecida como resistência de raça específica ou qualitativa, monogênica ou oligogênica. Apresenta características de não ser afetada por condições de ambiente e a expressão de resistência é manifestada por ausência de infecção, sendo dependente das raças do

patógeno. Já a resistência horizontal é conhecida também como raça não específica, quantitativa, poligênica, não diferencial ou incompleta. Tem como característica ser afetada pelo ambiente, levar a planta a ter certo grau de doença e é dependente da interação de várias raças do patógeno versus o cultivar do hospedeiro. Nesse tipo de resistência, observam-se níveis variados de doença e a planta atua reduzindo a taxa de progresso da doença (MIZUBUTI; MAFFIA, 2006).

Este trabalho demonstra a importância de se realizar seleção para resistência explorando a variabilidade dos fitopatógenos. No primeiro experimento, em *P. edulis* UFV M-19 e *P. ligularis* a sobrevivência das plantas reduziu com a mudança do isolado 35 de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* para a mistura de isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*. Isto mostra o risco que há em seleção direcionada para resistência baseando-se em apenas um isolado, como tem sido realizado em trabalhos como Gardner (1989), Silva et al. (2013b), Flores e Bruckner (2014).

Uma grande diversidade genética foi observada em isolados *F. oxysporum* f. sp. *Passiflorae*. Essa variabilidade deve ser levada em consideração na implementação de estratégias para o melhoramento do maracujá na busca de cultivares com resistência múltipla a diferentes patógenos (SILVA et al., 2013a). Dariva (2011) avaliou a variabilidade genética entre isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* e *F. solani* por meio marcadores moleculares ISSR e RAPD. Suas análises revelaram uma população com alta variabilidade genética intraespecífica. Dentre os isolados avaliados pelo autor, estão os utilizados no presente trabalho. Entretanto, estudos de variabilidade com estas espécies são escassos. Estudos recentes visando caracterizar morfológicamente e geneticamente isolados de *F. solani*, obtidos a partir de maracujazeiros, por meio de técnicas moleculares sugerem a existência de *Formae specialis* de *F. solani* em maracujá (BUENO et al. 2013). A composição genética das plantas hospedeiras pode determinar a estrutura genética da população de patógenos (BARBIERI; CARVALHO, 2001).

Em *P. alata*, *P. cincinnata*, *P. ligularis* e *P. nitida*, a resposta das plantas à inoculação de apenas um isolado em relação à inoculação de mistura de isolados demonstra que a variabilidade genética encontrada nas plantas e nos patógenos produzem resultados diferentes, sendo importante ao se avaliar resistência de plantas inocular vários isolados, como recomendam Bueno et al. (2010). Entretanto, para se estudar a variabilidade dos isolados é recomendável a utilização de materiais genéticos

uniformes. Desta forma, a utilização de clones com diferentes graus de resposta a doença pode ser útil para tais estudos.

Apesar das diferenças referentes à metodologia utilizada no presente experimento em relação aos demais trabalhos encontrados na literatura e especialmente à variabilidade presente entre plantas e isolados, os resultados obtidos foram confrontados com aqueles já relatados por outros autores.

P. alata apresentou no mínimo 50% de sobrevivência em todas as inoculações realizadas. Esse resultado corrobora com Cavichioli et al. (2011) que ao plantarem *P. alata* como porta-enxerto de *P. edulis* em campo com histórico de *F. solani* obtiveram 60% de sobrevivência após 12 meses de plantio. Fischer et al. (2010) consideraram que plantas de maracujá-amarelo enxertadas em *P. alata* apresentaram maior resistência à podridão-do-colo do que as não enxertadas.

Considerando a resposta de *P. gibertii*, 50% das plantas inoculadas com *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* sobreviveram. Quando a inoculação foi com a mistura de isolados de *F. solani*, a resistência foi de 66,7% das plantas. Segundo Cavichioli et al. (2011), *P. gibertii* teria maior tolerância a doenças causadas por patógenos de solo. Eles observaram que 91,4% das plantas de *P. edulis* enxertadas em *P. gibertii* sobreviveram após doze meses de plantio em solo com presença de *F. solani*. A utilização de *P. gibertii* como porta-enxerto para *P. edulis* é indicada por apresentar maior tolerância a patógenos habitantes do solo. Oliveira et al. (1986) também recomendam o uso de *P. gibertii* como porta enxerto para controle da morte prematura de plantas de *P. edulis*.

A maior sobrevivência de *Passiflora edulis* (UFV M-19) a *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* observada neste trabalho pode ser atribuída ao processo de seleção sofrido pelas plantas que originaram as sementes utilizadas no experimento. Essas plantas foram obtidas a partir da regeneração de explantes de segmentos caulinares que foram expostos à irradiação gama, depois passaram por seleção *in vitro* com ácido fusárico, filtrado de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* e posteriormente em suspensão de esporo. As plantas sobreviventes ao processo de seleção foram plantadas em área com histórico da doença (FLORES et al., 2012; FLORES et al., 2014). Apesar de as sementes utilizadas serem oriundas de polinização livre, fato que gera variabilidade genética, parte das plantas originadas pelas sementes manteve a resistência à *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*.

Independentemente da inoculação realizada, nenhuma planta de *P. edulis* BRS Sol do Cerrado apresentou qualquer sintoma nesse experimento. Silva (2012) avaliou a

incidência e a severidade de *F. solani* e *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* em três cultivares de maracujazeiro, BRS Ouro Vermelho, BRS Gigante amarelo e BRS Sol do Cerrado, verificando a ocorrência de murcha em 9,52% das plantas inoculadas. A espécie *P. edulis* foi classificada como altamente suscetível a *F. solani* por Delanoë (1991) e parcialmente resistente por Ssekyewa et al. (1999). Silva et al. (2013b) encontraram genótipos de *P. edulis* resistentes, moderadamente resistentes, suscetíveis e altamente suscetíveis a um isolado de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*. Esses resultados indicam que é possível selecionar genótipos de maracujá-amarelo que apresentem resistência à *Fusarium* spp.

Considerando os dois experimentos, apenas 16,7% das plantas de *P. ligularis* sobreviveram à inoculação com *F. solani* e 33,3% à mistura de isolados de *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*. Esse resultado era previsto uma vez que a espécie *P. ligularis* é considerada suscetível a *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae* (GARDNER, 1989), justificando assim a baixa sobrevivência dessas plantas no presente trabalho. No entanto há de se considerar que mesmo em se tratando de uma espécie altamente suscetível foi possível identificar genótipos resistentes aos dois patógenos.

Para a espécie *P. mucronata*, observou-se 83,3% das 48 plantas inoculadas imunes à *Fusarium* spp., esse percentual cai para 66,7% quando a inoculação foi apenas com um isolado 19 de *F. solani*. O isolado 19 compõe a mistura de isolados, mas apresenta maior agressividade quando inoculado isoladamente. Fischer et al. (2005b) relatam que *P. mucronata* pode ser considerado como fonte de resistência à *F. solani*, ou seja, a espécie apresenta grande potencial para ser utilizada como porta-enxerto.

As espécies *P. cincinnata* e *P. nitida* foram avaliadas apenas no segundo experimento e as duas espécies apresentaram a menor sobrevivência de plantas (62,5%). *P. cincinnata* é considerada suscetível à morte prematura por Oliveira et al. (1986), porém Araújo et al. (2012) relatam que existe variabilidade intraespecífica em *P. cincinnata*, sendo possível selecionar acessos resistentes a doenças ocasionadas pelos patógenos *Fusarium oxysporum* e *F. solani*. No experimento realizado por Fischer et al. (2005a), não houve morte de nenhuma planta de *P. nitida*, que ainda apresentou o menor número de lesões entre 17 espécies por eles avaliadas.

Junqueira et al. (2007) demonstraram alta variabilidade genética dos acessos de *P. nitida* utilizando marcadores moleculares RAPD. Bellon et al. (2009) verificaram ampla variabilidade genética entre os acessos de população cultivada e silvestres de *P. alata*. Sousa et al. (2012) constataram variabilidade genética em *P. edulis* e

P. cincinnata. Ssekyewa et al. (1999) e Fischer et al. (2005a) observaram diferenças na resistência de genótipos de maracujá-amarelo inoculados com *F. solani*. Silva et al. (2013) encontrou diferentes graus de resistência em *P. edulis* inoculado com *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*. As diferenças na resistência entre e dentro de cada acesso podem ser associadas com o elevado nível de heterozigiosidade de maracujá, uma planta alógama que apresenta auto-incompatibilidade. *P. edulis* apresenta sistema de incompatibilidade do tipo homomórfico-esporofítico (BRUCKNER et al., 1995).

Na literatura (BUENO et al., 2010; CAVICHIOLLI et al., 2011; FISCHER et al., 2005b; FISCHER et al., 2010; FLORES; BRUCKNER, 2014; GARDNER, 1989; MENEZES et al., 1994; SILVA et al., 2013) os experimentos realizados utilizam diferentes metodologias no que diz respeito a: protocolos de inoculação, concentração do patógeno, tempos de avaliação, além das diferentes condições edafoclimáticas nas quais as plantas são submetidas. Essas diferenças na condução dos experimentos associada à variabilidade genética das plantas e dos isolados torna difícil a comparação de resultados, inclusive no presente experimento. No primeiro experimento utilizou-se 50 mL de suspensão que foram vertidos em 0,5 dm³ de substrato comercial Bioplant®, enquanto que no segundo o volume vertido foi de 10 mL e as mudas foram plantadas em vasos de 1,5 dm³ de solo. Essa diferença de concentração do patógeno pode ter influenciado a favor da menor mortalidade de plantas no segundo experimento. De outra forma, a alta concentração e volume da suspensão utilizada nesses experimentos em detrimento dos experimentos avaliados em campo, onde não se conhece essa concentração e ainda existem outros fatores que podem influenciar no patossistema, tornam difícil a comparação dos resultados.

Dentro da mesma espécie de *Passiflora* ocorreu variação dos resultados nas inoculações com o mesmo patógeno. Também houve variação dos resultados entre o primeiro e o segundo experimento. Alguns trabalhos vêm demonstrando variabilidade intraespecífica de genótipos de *Passiflora* quanto à resistência a *F. solani* (BUENO et al., 2010; FISCHER et al., 2005a; SILVA et al., 2013b). Selecionar e manter clones das plantas resistentes de *P. alata* e *P. edulis*, espécies de importância comercial para o Brasil, é interessante no que diz respeito à manutenção de genótipos que poderão ser empregados tanto em cruzamento visando a obtenção de híbridos resistentes quanto como fornecedores de estacas a serem utilizadas para obter porta-enxertos. Segundo Bruckner et al. (2005), com a estaquia é possível a propagação de genótipos selecionados que podem ser utilizados tanto para cultivo quanto para cumprir etapas

dentro de um programa de melhoramento. Se houver a disponibilidade de vários clones resistentes, que não apresentem incompatibilidade entre si, é possível até mesmo o plantio comercial desses genótipos, desde que apresentem alta produtividade e outras características agronômicas desejáveis. Nessas condições, além da diversidade de haplótipos de auto-incompatibilidade nas lavouras, é preciso estar atento à sanidade das matrizes e dos clones propagados, especialmente no que diz respeito a bacterioses e viroses (BRUCKNER et al., 2005). Assim, a partir desses genótipos selecionados são necessários estudos sobre compatibilidade entre eles além da confirmação da manutenção da resistência no campo, já que nessas condições existem vários outros fatores interferindo na interação.

A propagação de plantas superiores de maracujá por estaquia pode contribuir para melhorar o manejo de doenças, melhorar a qualidade dos frutos e aumentar a produtividade (JUNQUEIRA et al., 2006). É fundamental a seleção de indivíduos resistentes, e sua clonagem para formação de pomares mais vigorosos (SILVA, 2012). Junqueira et al. (2006) avaliaram a reação a doenças, entre elas *F. solani*, e a produtividade de um clone de maracujazeiro-azedo propagado por estaquia e enxertia em estacas herbáceas de várias espécies de *Passiflora* silvestre, e relataram ser tecnicamente viável a propagação de maracujazeiro-azedo por enxertia em estacas enraizadas de *P. nitida*. A propagação de plantas superiores de maracujá em porta-enxertos silvestres pode contribuir para melhorar o grau de resistência a doenças e consequentemente aumentando a produtividade dos pomares brasileiros, desde que os porta-enxertos sejam resistentes.

Atualmente a propagação em escala comercial é realizada por sementes, no entanto, a propagação por enxertia poderá ter grande importância para a cultura, na solução de problemas relativos a doenças causadas por patógenos de solo causadas por nematoides e fungos, como *M. incognita*, *M. javanica* e *F. solani*, desde que sejam desenvolvidos porta-enxertos resistentes e capazes de proporcionar plantas produtivas e que deem frutos de qualidade.

Além da variabilidade inerente aos genótipos de plantas e patógenos, já discutida, é possível que outros fatores bióticos ou abióticos estejam envolvidos e resultem em maior severidade da doença no campo. Esse patossistema é complexo, e não se pode negligenciar o fato de que em condições de campo, os resultados podem ser diferentes daqueles encontrados em condições controladas, especialmente pelo fato de existirem outros patógenos e microrganismos benéficos presentes no solo que podem

alterar o fenótipo da interação. É comum a ocorrência num mesmo pomar de nematoides e *Fusarium* spp., e os primeiros podem predispor as plantas, mesmo que resistentes, à ação de fungos fitopatogênicos habitantes do solo (FISCHER et al., 2010). Nesse sentido, Rocha (2013) avaliou a resistência de espécies de *Passiflora* a *Meloidogyne* e a *F. solani*, constatando que na presença dos dois patógenos *P. edulis*, *P. alata* e *P. nitida* apresentaram maior suscetibilidade ao fungo. A presença de nematoides em áreas de plantios de maracujazeiro pode predispor as plantas ao ataque de fungos, visto que os nematoides causam ferimentos nos sistemas radiculares das plantas. Manter a integridade do sistema radicular da planta é uma das recomendações para o controle da podridão-do-colo do maracujazeiro (RUGGIERO et al., 1996).

Apesar da resistência a *Fusarium* spp. demonstrada por *P. mucronata*, sua utilização como porta-enxerto pode ser limitada a regiões sem ocorrência de nematoides, já que estes facilitam a infecção do fungo em função dos ferimentos causados no sistema radicular da planta. Rocha (2013) constatou que a espécie é suscetível a *Meloidogyne incognita* raça 3. *P. nitida* e *P. ligularis* também morreram em menos de 180 de inoculação, pois não resistiram à inoculação com *M. incognita* raça 3 (ROCHA, 2013). A resistência aos dois patógenos será objetivo importante no melhoramento de porta-enxertos.

O trabalho encontrado na literatura em que se avalia a resposta de plantas de *P. edulis* à inoculação com *F. solani* e *F. oxysporum* f. sp *passiflorae* por mais tempo é o de Silva (2012), que conduziu o experimento em casa de vegetação e avaliou a resistência de plantas por um período de 372 dias. De maneira geral as avaliações são feitas por menores períodos como: 45 dias (BUENO et al. 2013), 60 dias (BUENO et al., 2010; DARIVA, 2011; SILVA et al., 2011) ou 120 (SILVA et al., 2013). No presente estudo, esperava-se que as plantas apresentassem sintomas ao longo de todo o experimento, fato que não aconteceu. Ao final de ambos os experimentos foram encontradas plantas assintomáticas que ao serem avaliadas internamente foram detectadas lesões dos patógenos. Isso indica que nem sempre uma planta visivelmente sadia é resistente aos patógenos. Por outro lado, constatou-se que plantas suscetíveis apresentam morte nos primeiros três meses após a inoculação. De forma inédita as plantas imunes foram clonadas e submetidas novamente à inoculação com os mesmos isolados ou isolado de outra região visando confirmar a resistência das plantas selecionadas e tornar o resultado mais seguro.

A avaliação das fontes de resistência em condições controladas minimiza os efeitos ambientais, de modo que as diferenças na manifestação de sintomas são quase exclusivamente de origem genética. Foram selecionados genótipos de todas as espécies que se mostraram resistentes a *Fusarium* spp. em condições controladas. As plantas selecionadas estão sendo mantidas como matrizes, de forma a ser possível retirar estacas das mesmas para propagação. Como discutido, o uso de clones favorecerá os estudos como teste de patogenicidade de isolados, além da comparação de resistência entre plantas. Fischer; Kimati; Rezende (2011) frisam que a murcha de fusarium, causada por FOP não está relatada em nenhuma variedade cultivada de maracujá-amarelo e que não há testes de patogenicidade claramente comprovados.

Ficou constatado também que a mistura de isolados é primordial para seleção de genótipos resistentes, pois foi confirmada a diferença de resultados em relação a utilização de apenas um isolado.

Um próximo passo seria o plantio desses genótipos selecionados em áreas com histórico da doença. As plantas que mantiverem a resistência poderão ser avaliadas quanto às demais características agronômicas e produtividade. Estes genótipos poderão contribuir para o desenvolvimento de cultivares de maracujazeiro resistentes a *Fusarium* spp. Os resultados obtidos evidenciam ser promissor o uso das espécies silvestres em programas de melhoramento genético por serem potenciais fontes de resistência a doenças.

6 CONCLUSÕES

Foram selecionadas plantas resistentes a *Fusarium* spp. em todas as espécies de *Passiflora* avaliadas, comprovando que existe variabilidade intraespecífica quanto a resistência a diferentes isolados de *F. solani* e *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*.

Passiflora mucronata, *P. alata* e *P. edulis* apresentaram maior resistência aos isolados de *Fusarium* spp. utilizados com imunidade de 83,3, 68,75 e 66,7% respectivamente. *P. edulis* BRS Sol do Cerrado foi resistente ao complexo *Fusarium* spp. nessas condições de concentração de inóculo.

Foram selecionadas 104 plantas: 29 de *P. mucronata*, 11 genótipos de *P. alata*, 28 de *P. edulis*, 14 de *P. ligularis*, 20 de *P. nitida* e sete de *P. gibertii*. Das plantas selecionadas 52 foram resistentes a *F. solani* e 57 resistentes a *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*.

REFERÊNCIAS

- AGRIANUAL 2014. **Maracujá**. São Paulo: FNP. 2014. p. 335-340.
- ALFENAS, A. C.; FERREIRA, F. A. Inoculação de fungos fitopatogênicos. In: ALFENAS, A. C., MAFIA, R. G. **Métodos em fitopatologia**. Viçosa: UFV, 2007. p. 117-137.
- ARAÚJO, F. P.; MELO, N. F.; FALEIRO, F. G.; JUNQUEIRA, N. T. V.; QUEIROZ, M. A.; COELHO, M. S. E. Seleção de acessos de maracujazeiros silvestres visando resistência à fusariose. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 22., 2012, Bento Gonçalves. **Anais...** Bento Gonçalves, RS, 2012.
- BELLON, G.; FALEIRO, F. G.; PEIXOTO, J. R.; JUNQUEIRA, K. P.; JUNQUEIRA, N. T. V.; FONSCCECA, K. G. DA.; BRAGA, M. F. Variabilidade genética de acessos obtidos de populações cultivadas e silvestres de maracujazeiro-doce com base em marcadores RAPD. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 31, n. 1, p. 816-822, 2009.
- BRUCKNER, C. H.; CASALI, V. W. D.; MORAES, C. F.; REGAZZI, A. J.; SILVA, E. A. M. Self-incompatibility in passion fruit (*Passiflora edulis* Sims). **Acta Horticulturae**, n. 370, p. 45-57, 1995.
- BRUCKNER, C. H.; SUASSUNA, T. M. F.; RÊGO, M. M.; NUNES, E. S. Auto-incompatibilidade do maracujá – implicações no melhoramento genético. In: FALEIRO, F. G.; JUNQUEIRA, N. T. V.; BRAGA, M. F. **Maracujá: germoplasma e melhoramento genético**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2005. p. 315-338.
- BUENO, C. J.; FISCHER, I. H.; ROSA, D. D.; FURTADO, E. L. Produção de enzimas extracelulares por *Fusarium solani* de maracujazeiro amarelo. **Tropical Plant Pathology**, v. 34, n. 5, p. 343-346, 2009.

BUENO, C. J.; FISCHER, I. H.; PARISI, M. C. M.; FURTADO, E. L. Comportamento do maracujazeiro amarelo, variedade de Afruveç, ante uma população de *Fusarium solani*, agente causal da podridão do colo. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 77, n. 3, p. 533-537, 2010.

BUENO, C. J.; FISCHER, I. H.; ROSA, D. D.; FIRMINO, A. C.; HARAKAVA, R.; OLIVEIRA, C. M. G.; FURTADO, E. L. *Fusarium solani* f. sp. *passiflorae*: a new forma specialis causing collar rot in yellow passion fruit. **Plant Pathology**, 2013.

CAVICHIOLO, J. C.; CORRÊA, L. S.; GARCIA, M. J. M.; FISCHER, I. H. Desenvolvimento, produtividade e sobrevivência de maracujazeiro-amarelo enxertado e cultivado em área com histórico de morte prematura de plantas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 33, n. 2, p. 567-574, 2011.

CHAVES, R. C.; JUNQUEIRA, N. T. V.; MANICA, I.; PEIXOTO, J. R.; PEREIRA, A. V.; FIALHO, J. F. Enxertia de maracujazeiro-azedo em estacas herbáceas enraizadas de espécies de passifloras nativas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 26, n. 1, p. 120-123, 2004.

DARIVA, J. M. **Identificação e estudo da variabilidade de *Fusarium* spp. associadas a Fusariose do maracujazeiro**. 2011. 82 f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal no SemiÁrido) – Universidade Estadual de Montes Claros, Montes Claros, MG, 2011.

DELANOË, O. Etude de la résistance de passiflores de Guyane française vis-à-vis de *Fusarium* pathogènes de la culture des fruits de la Passion (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*). **Fruits**, v. 46, n. 5, p. 593-600, 1991.

FALEIRO, F. G.; JUNQUEIRA, N. T. V.; BRAGA, M. F.; BELLON, G.; PEIXOTO, J. R. **Diversidade genética de variedades comerciais de maracujazeiro-azedo com base em marcadores RAPD**. In: REUNIÃO TÉCNICA DE PESQUISAS EM MARACUJAZEIRO, 4., 2005. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2005. p. 05-109.

FALEIRO, F. G.; PEIXOTO, J. R.; VIANA, A. P.; BRUCKNER, C. H.; LARANJEIRA, F. F.; DAMASCENO, F.; MELETTI, L. M. M.; CONSOLI, L.; SOUSA, M. A. F.; SILVA, M. S.; PEREIRA, M. G.; STENZEL, N.; SHARMA, R. D. Demandas para as Pesquisas Relacionadas ao Melhoramento Genético. In: FALEIRO, F. G.; JUNQUEIRA, N. T. V.; BRAGA, M. F. (Eds.). **Maracujá: demandas para a Pesquisa**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, p. 25-34, 2006.

FISCHER, I. H. **Seleção de plantas resistentes e de fungicidas para o controle da “morte prematura” do maracujazeiro, causada por *Nectria hematococca* e *Phytophthora parasítica***. 2003. 60 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, SP, 2003.

FISCHER, I. H.; REZENDE, J. A. M.; NALDI FILHO, N.; SILVA, J. R. Ocorrência de *Nectria haematococca* em maracujazais no estado do Rio de Janeiro e resistência de *Passiflora mucronata* ao patógeno. **Fitopatologia Brasileira**, v. 30, n. 6, p. 671-671, 2005b.

FISCHER, I. H.; LOURENÇO, S. A.; MARTINS, M. C.; KIMATI, H.; AMORIM, L. Seleção de plantas resistentes e de fungicidas para o controle da podridão do colo do maracujazeiro causada por *Nectria hematococca*. **Fitopatologia Brasileira**, v. 30, p. 250-258, 2005a.

FISCHER, I. H.; ALMEIDA, A. M.; FILETI, M. S.; BERTANI, R. M. A.; ARRUDA, M. C.; BUENO, C. J. Avaliação de *Passifloraceas*, fungicidas e *Trichoderma* para o manejo da Podridão-do-colo do maracujazeiro, causado por *Nectria haematococca*. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 32, n. 3, p. 709-717, 2010.

FISCHER, I. H.; KIMATI, H.; REZENDE, J. A. M. Doenças do maracujazeiro (*Passiflora* spp.). In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. (Ed.). **Manual de fitopatologia. v.2: doenças das plantas cultivadas**. 4.ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2011. p. 467-474.

FREITAS, J. P. X.; OLIVEIRA, E. J.; CRUZ NETO, A. J.; SANTOS, L. R. Avaliação de recursos genéticos de maracujazeiro-amarelo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 46, p. 1013-1020, 2011.

FRY, W. E. **Principles of plant disease management**. San Diego: Academic Press, 1982, 378 p.

FLORES, P. S.; OTONI, W. C.; DHINGRA, O. D.; SOUZA DINIZ, S. P. S.; SANTOS, T. M.; BRUCKNER, C. H. *In vitro* selection of yellow passion fruit genotypes for resistance to *Fusarium* vascular wilt. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, v. 108, p. 37-45, 2012.

FLORES, P. S.; BRUCKNER, C. H. Raios gama na sobrevivência de plantas de maracujazeiro amarelo inoculadas com *Fusarium oxysporum* f sp. *passiflorae*. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 4, n. 4, p. 639-644, 2014.

GARDNER, D. E. Pathogenicity of *Fusarium oxysporum* f. sp. *Passiflorae* to banana poka and other *Passiflora* spp. in Hawaii. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 73, p. 476-478, 1989.

JUNQUEIRA, N. T. V.; LAGE, D. A.; BRAGA, M. F.; PEIXOTO, J. R.; BORGES, T. A.; ANDRADE, S. A. M. Reação a doenças e produtividade de um clone de maracujazeiro-azedo propagado por estaquia e enxertia em estacas herbáceas de *Passiflora* silvestre. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 28, p. 97-100, 2006.

JUNQUEIRA, K. P.; FALEIRO, F. G.; RAMOS, J. D.; BELLON, G.; JUNQUEIRA, N. T. V.; BRAGA, M. F. Variabilidade genética de acessos de maracujá-suspiro com base em marcadores moleculares. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 29, n. 3, p. 571-575, 2007.

LIMA, A. A.; CALDAS, R. C.; SANTOS, V. S. Germinação e crescimento de espécies de maracujá. **Revista Brasileira Fruticultura**, v. 28, n. 1, p. 125-127, 2006.

MATIELLO, R. R.; ROSA LIA BARBIERI, R. L.; DE CARVALHO, F. I. F. Resistência das plantas a moléstias fúngicas. **Ciência Rural**, v. 27, n. 1, p. 161-168, 1997.

MELETTI, L. M. M.; SANTOS, R. R.; MINAMI, K. Melhoramento do maracujazeiro-amarelo: obtenção do cultivar 'composto IAC-27'. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 57, n. 3, p. 491-498, 2000.

MELETTI, L. M. M.; BRÜCKNER, C. H. Melhoramento genético. In: BRÜCKNER, C. H.; PICANÇO, M. C. **Maracujá: tecnologia de produção, pós-colheita, agroindústria, mercado**. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2001, p. 345-385.

MENEZES, J. M. T.; OLIVEIRA, J. C.; RUGGIERO, C.; BANZATO, D. A. Avaliação da taxa de pegamento de enxertos de maracujá-amarelo sobre espécies tolerantes à "morte prematura de plantas". **Científica**, São Paulo, v. 22, n. 1, p. 95-104, 1994.

MIZUBUTI, E. S. G., MAFFIA, L. A. **Introdução à Fitopatologia** - Caderno Didático 115 da UFV. 2006. 190 p.

OLIVEIRA, J. C.; NAKAMURA, K.; RUGGIERO, C.; FERREIRA F. R. Determinação de fontes de resistência em *Passifloraceas* quanto à morte prematura de plantas. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 8., 1986, Brasília, **Anais...** Brasília, DF, v. 2, p. 403-408, 1986.

OLIVEIRA, J. C.; NAKAMURA, K.; CENTURION, M. A. P. C.; RUGGIERO, C.; FERREIRA, F. R.; MAURO, A. O.; SACRAMENTO, C. K. Avaliação de Passifloráceas quanto à morte prematura de plantas. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 13., 1994, Salvador. **Anais...** Salvador, BA: SBF, v. 3, p. 827. 1994. (Resumo 347)

PASCHOLATI, S. F. Fitopatógenos: arsenal enzimático. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. (Eds.). **Manual de Fitopatologia. v.1: princípios e conceitos**, (3.Ed). São Paulo, SP. Ceres. 1995. p. 343-364.

ROCHA, L. S. **Reação de genótipos de maracujazeiro a *Meloidogyne javanica* e *Meloidogyne incognita* raça 3 e a *Fusarium solani***. 2013, 80 f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – Universidade Estadual de Montes Claros, Janaúba, 2013.

RUGGIERO, C.; SÃO JOSE, A. R.; VOLPE, C. A.; OLIVEIRA, J. C.; DURIGAN, J. F.; BAUMGARTNER, J. G.; DA SILVA, J. R.; NAKAMURA, K. I.; FERREIRA, M. E.; KAVATI, R.; PEREIRA, V. P. **Maracujá para exportação: aspectos técnicos da produção**. Brasília: Frupe-Embrapa, 1996. 63 p.

SÃO JOSÉ, A. R. Propagação do Maracujazeiro. In: SÃO JOSÉ, A. R. (Ed.). **A cultura do maracujá no Brasil**. Jaboticabal: FUNEP, 1991. p. 25-43.

SILVA, A. S.; OLIVEIRA, E. J.; LARANJEIRA, F. F.; JESUS, O. N. **Seleção de metodologias para inoculação da fusariose do maracujazeiro causada por *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae***. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura, 2011. 20 p. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 51)

SILVA, H. R. Sintomatologia de *Fusarium solani* e *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae* em genótipos de maracujazeiro. 2012. 43 f. Monografia (Graduação em Agronomia) – Universidade Estadual de Montes Claros, Janaúba, 2012.

SILVA, A. S.; OLIVEIRA, E. J.; HADDAD, F.; JESUS, O. N.; OLIVEIRA, S. A. S.; COSTA, M. A. P. de C. Molecular fingerprinting of *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae* isolates using AFLP markers. **Scientia Agricola**, v. 70, n. 2, p. 108-115, 2013a.

SILVA, A. S.; OLIVEIRA, E. J.; HADDAD, F.; LARANJEIRA, F. F.; JESUS, O. N.; OLIVEIRA, S. A. S.; COSTA, M. A. P. C.; FREITAS, J. P. X. Identification of passion fruit genotypes resistant to *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae*. **Tropical Plant Pathology**, v. 38, n. 3 p. 236-242, 2013b.

SOUSA, L. B. et al. Caracterização e divergência genética de acessos de *Passiflora edulis* e *P. cincinnata* com base em características físicas e químicas de frutos. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 34, n. 3, p. 832-839, 2012.

SSEKYEWA, C.; FINA OPIO, A.; SWINBURNE, T. R.; VAN DAMME, P. L. V.; ABUBAKAR, Z. M. Sustainable management of collar rot disease of passion fruits in Uganda. **International Journal of Pest Management**, v. 45, p. 173-177, 1999.

VANDER PLANK, J. E. **Plant disease: epidemic and control**. New York: Academic, 1963. 349 p.

CONCLUSÕES GERAIS

As sementes de *P. alata*, *P. gibertii* e *P. mucronata* não apresentam dormência enquanto que nas sementes de *P. cincinnata*, *P. nitida* e *Passiflora setacea* a dormência foi bastante acentuada.

As sementes de *P. cincinnata* apresentaram germinação mais rápida e uniforme quando escarificadas mecanicamente após 90 dias de armazenamento. O armazenamento em geladeira por 180 dias melhorou a germinação de *P. cincinnata* sugerindo que a espécie apresenta dormência morfológica.

O armazenamento em geladeira por 360 dias mantém ou aumenta a germinação e a velocidade de germinação de sementes de *P. alata*, *P. gibertii* e *P. mucronata*, *P. nitida* e *P. setacea*.

Em *P. nitida*, a escarificação térmica proporciona melhor germinação. A escarificação mecânica seguida de embebição em giberelina proporciona germinação mais rápida.

Escarificação mecânica e a escarificação mecânica seguida de embebição em giberelina são eficientes na superação de dormência de *P. setacea*, sugerindo que a espécie apresenta dormência física.

A escarificação mecânica aumenta a porcentagem de plântulas anormais. O padrão de avaliação da germinação por até 28 dias, usada para *P. edulis*, não é suficiente para avaliar germinação de *P. nitida* e *P. setacea*.

Foram selecionadas plantas resistentes em *P. alata*, *P. cincinnata*, *P. edulis*, *P. mucronata*, *P. gibertii*, *P. ligularis* e *P. nitida* comprovando que existe variabilidade quanto a resistência a diferentes isolados de *F. solani* e *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*.

A morte de plantas variou entre sete e 504 dias, concentrando-se entre 42 e 70 após a inoculação.

Passiflora mucronata, *P. alata* e *P. edulis* apresentaram maior resistência aos isolados de *Fusarium* spp., utilizados com imunidade de 83,3, 68,75 e 66,7% respectivamente.

Foram selecionadas 104 plantas: 29 de *P. mucronata*, 11 genótipos de *P. alata*, 28 de *P. edulis*, 14 de *P. ligularis*, 20 de *P. nitida* e sete de *P. gibertii*. Das plantas selecionadas 52 foram resistentes a *F. solani* e 57 resistentes a *F. oxysporum* f. sp. *passiflorae*.

ANEXOS

Anexo 1. Resumo da análise de variância das variáveis germinação (GERMI), anormal (AN) e o índice de velocidade de germinação (IVG) de sementes de *Passiflora alata* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento

FV	GL	Quadrados Médios		
		GERMI	AN	IVG
Armazenamento (A)	3	1192,20**	1348,07**	5,81**
Procedimento (P)	4	1173,17**	707,42**	0,27**
A x P	12	250,91**	277,86**	0,38**
Resíduo	60	44,50	19,03	0,07
CV(%)		8,35	35,33	8,05
Média		79,85	12,35	3,31

** p < 0,01.

Anexo 2. Resumo da análise de variância das variáveis germinação (GERMI), anormal (AN) e o índice de velocidade de germinação (IVG) de sementes de *Passiflora cincinnata* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento

FV	GL	Quadrados Médios		
		GERMI	AN	IVG
Armazenamento (A)	3	5028,7**	385,73**	2,3672**
Procedimento (P)	4	197,5**	2010,55**	0,2063**
A x P	12	893,8**	277,82**	0,4843**
Resíduo	60	46,8	22,57	0,0197
CV(%)		24,76	53,38	24,19
Média		27,62	8,90	0,58

** p < 0,01.

Anexo 3. Resumo da análise de variância das variáveis germinação (GERMI), anormal (AN) e o índice de velocidade de germinação (IVG) de sementes de *Passiflora mucronata* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento

FV	GL	Quadrados Médios		
		GERMI	AN	IVG
Armazenamento (A)	3	76,6 ^{NS}	91,0**	0,3196**
Procedimento (P)	4	19103,4**	56,3**	10,8210**
A x P	12	122,4*	37,8**	0,1707**
Resíduo	60	60,0	10,5	0,0330
CV(%)		14,94	69,69	15,25
Média		51,87	4,65	1,19

** p < 0,01; * p < 0,05, ^{NS} p > 0,05.

Anexo 4. Resumo da análise de variância das variáveis germinação (GERMI), anormal (AN) e o índice de velocidade de germinação (IVG) de sementes de *Passiflora setacea* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após zero, 90, 180 e 360 dias de armazenamento

FV	GL	Quadrados Médios		
		GERMI	AN	IVG
Armazenamento (A)	3	280,2**	37,65**	0,1077**
Procedimento (P)	4	4633,4**	105,57**	1,9118**
A x P	12	64,8*	23,27**	0,0154*
Resíduo	60	34,4	4,38	0,0069
CV(%)		26,46	74,11	23,39
Média		22,17	2,82	0,35

** p < 0,01; * p < 0,06, ^{NS} p > 0,05.

Anexo 5. Resumo da análise de variância das variáveis germinação (GERMI), anormal (AN) e o índice de velocidade de germinação (IVG) de sementes de *Passiflora gibertii* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após 90, 180 e 360 dias de armazenamento

FV	GL	Quadrados Médios		
		GERMI	NA	IVG
Armazenamento (A)	2	523,47**	64,06	2,2385**
Procedimento (P)	4	242,00**	92,90	0,1602**
A x P	8	36,80 ^{NS}	6,90	0,1939**
Resíduo	45	31,58	14,06	0,0419
CV(%)		6,60	62,86	7,37
Média		85,17	5,97	2,78

** p < 0,01; ^{NS} p > 0,05.

Anexo 6. Resumo da análise de variância das variáveis germinação (GERMI), anormal (AN) e o índice de velocidade de germinação (IVG) de sementes de *Passiflora nitida* submetidas aos procedimentos controle (CO), escarificação mecânica (EM), escarificação térmica (ET), aplicação de giberelina (GA) e escarificação mecânica mais giberelina (EMGA) após 90, 180 e 360 dias de armazenamento

FV	GL	Quadrados Médios		
		GERMI	AN	IVG
Armazenamento (A)	2	3447,2**	156,46**	0,6762**
Procedimento (P)	4	751,3**	110,76**	0,2826**
A x P	8	266,0**	25,21**	0,0451**
Resíduo	45	19,6	7,06	0,0029
CV(%)		8,59	52,47	8,83
Média		51,50	5,07	0,62

** p < 0,01; ^{NS} p > 0,05.