

REGRAS PARA ANÁLISE DE  
**SEMENTES**



Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento

Brasília  
2009



REGRAS PARA ANÁLISE DE

# SEMENTES



© 2009 Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento.  
Todos os direitos reservados. Permitida a reprodução desde que citada a fonte.  
A responsabilidade pelos direitos autorais de textos e imagens desta obra é do autor.

**1ª edição.** Ano 2009

**Tiragem:** 3.000 exemplares

**Elaboração, distribuição, informações:**

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO

Secretaria de Defesa Agropecuária

Coordenação Geral de Apoio Laboratorial

Esplanada dos Ministérios, Bloco D, Anexo B, 4º andar, sala 430

CEP: 70043-900, Brasília - DF

Tel.: (61) 3225-5098

Fax.: (61) 3218-2697

www.agricultura.gov.br

e-mail: cgal@agricultura.gov.br

**Central de Relacionamento:** 0800 704 1995

**Coordenação Editorial:** Assessoria de Comunicação Social

Impresso no Brasil / Printed in Brazil

Catálogo na Fonte  
Biblioteca Nacional de Agricultura – BINAGRI

---

Brasil. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento.

Regras para análise de sementes / Ministério da Agricultura,  
Pecuária e Abastecimento. Secretaria de Defesa Agropecuária. –  
Brasília : Mapa/ACS, 2009.

399 p.

ISBN 978-85-99851-70-8

1. Semente. 2. Inspeção Sanitária. 3. Defesa Vegetal. 4. Análise  
de Risco. I. Secretaria Defesa Agropecuária. II. Título.

AGRIS F03  
CDU 631.53.03

---

**MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO**  
**SECRETARIA DE DEFESA AGROPECUÁRIA**

**Regras para Análise de Sementes**

**Missão  
Mapa**

*Promover o desenvolvimento sustentável e  
a competitividade do agronegócio  
em benefício da sociedade brasileira.*

Brasília – 2009



# AGRADECIMENTOS

---

- Nossos agradecimentos aos coordenadores dos Grupos constituídos para a revisão da presente publicação, aos coordenadores técnicos do MAPA, aos coordenadores técnicos convidados, aos colaboradores e à revisora do trabalho final.





# SUMÁRIO

<b>APRESENTAÇÃO</b> .....	<b>15</b>
<b>INTRODUÇÃO</b> .....	<b>17</b>
<b>CAPÍTULO 1 - AMOSTRAGEM</b> .....	<b>21</b>
1.1 OBJETIVO .....	22
1.2 DEFINIÇÕES.....	22
1.3 PREPARAÇÃO DO LOTE DE SEMENTES E CONDIÇÕES PARA AMOSTRAGEM .....	23
1.4 OBTENÇÃO DE AMOSTRAS REPRESENTATIVAS.....	23
1.5 OBTENÇÃO DE AMOSTRA DE TRABALHO .....	27
1.6 ARMAZENAMENTO DAS AMOSTRAS .....	31
1.7 TESTE DE HETEROGENEIDADE PARA LOTES DE SEMENTES ACONDICIONADAS EM RECIPIENTES .....	31
QUADRO 1.2 INDICAÇÃO DO TAMANHO MÁXIMO DO LOTE, USO DA ESPÉCIE E PESOS MÍNIMOS PARA AMOSTRA MÉDIA, ANÁLISE DE PUREZA E OUTRAS SEMENTES POR NÚMERO.....	45
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	88
<b>CAPÍTULO 2 - ANÁLISE DE PUREZA</b> .....	<b>91</b>
2.1 OBJETIVO .....	92
2.2 DEFINIÇÕES .....	92
2.3 PRINCÍPIOS GERAIS .....	94
2.4 EQUIPAMENTOS.....	94
2.5 PROCEDIMENTO .....	94
2.6 CÁLCULO E EXPRESSÃO DE RESULTADOS .....	102
2.7. INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS .....	106

2.8 DEFINIÇÃO DE SEMENTE PURA .....	107
QUADRO 2.2 DEFINIÇÃO DE SEMENTE PURA POR GÊNERO E FAMÍLIA BOTÂNICA.....	107
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	133
<b>CAPÍTULO 3 -VERIFICAÇÃO DE OUTRAS CULTIVARES .....</b>	<b>135</b>
3.1 OBJETIVOS .....	136
3.2 APLICAÇÃO.....	136
3.3 PRINCÍPIOS GERAIS .....	136
3.4 INSTALAÇÕES, EQUIPAMENTOS E ACESSÓRIOS .....	136
3.5 PROCEDIMENTO .....	137
3.6 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS .....	141
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	141
<b>CAPÍTULO 4 - DETERMINAÇÃO DE OUTRAS SEMENTES POR NÚMERO.....</b>	<b>143</b>
4.1 OBJETIVO .....	144
4.2 DEFINIÇÕES .....	144
4.3 PRINCÍPIOS GERAIS .....	144
4.4 EQUIPAMENTOS E MATERIAIS DE REFERÊNCIA .....	144
4.5 PROCEDIMENTO .....	144
4.6 CÁLCULO E COMPARAÇÃO DE RESULTADOS .....	145
4.7 INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS .....	145
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	145
<b>CAPÍTULO 5 - TESTE DE GERMINAÇÃO .....</b>	<b>147</b>
5.1 OBJETIVO .....	148
5.2 DEFINIÇÕES .....	148
5.3 MATERIAIS .....	156
5.4 EQUIPAMENTOS PARA GERMINAÇÃO .....	157

5.5 CONDIÇÕES SANITÁRIAS DE MATERIAIS E EQUIPAMENTOS .....	159
5.6 PROCEDIMENTO .....	159
5.7 TRATAMENTO PARA PROMOVER A GERMINAÇÃO.....	164
5.8 DURAÇÃO DO TESTE.....	166
5.9 INTERPRETAÇÃO DOS TESTES.....	166
5.10 REPETIÇÃO DO TESTE DE GERMINAÇÃO (RETESTE) .....	167
5.11 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS .....	168
5.12 APLICAÇÃO DAS TABELAS DE TOLERÂNCIA .....	169
QUADRO 5.1 INSTRUÇÕES PARA REALIZAR OS TESTES DE GERMINAÇÃO DE SEMENTES, POR ESPÉCIE BOTÂNICA .....	179
INSTRUÇÕES ADICIONAIS E RECOMENDAÇÃO PARA SUPERAR A DORMÊNCIA.....	220
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	224
<b>CAPÍTULO 6 - TESTE DE TETRAZÓLIO .....</b>	<b>225</b>
6.1 OBJETIVOS .....	226
6.2 APLICAÇÕES DO TESTE .....	226
6.3 PRINCÍPIO.....	226
6.4 REAGENTE .....	226
6.5 PROCEDIMENTO .....	227
6.6 COLORAÇÃO .....	229
6.7 AVALIAÇÃO.....	229
6.8 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS.....	230
6.9 TOLERÂNCIAS.....	231
QUADRO 6.1 INSTRUÇÕES PARA O TESTE DE TETRAZÓLIO EM SEMENTES .....	232
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	304

<b>CAPÍTULO 7 - DETERMINAÇÃO DO GRAU DE UMIDADE .....</b>	<b>307</b>
7.1 DETERMINAÇÃO DO GRAU DE UMIDADE POR MÉTODOS DE ESTUFA.....	308
7.2 DETERMINAÇÃO DO GRAU DE UMIDADE POR MÉTODOS EXPEDITOS .....	318
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	323
<b>CAPÍTULO 8 - ANÁLISE DE SEMENTES REVESTIDAS.....</b>	<b>325</b>
8.1 OBJETIVO .....	326
8.2 DEFINIÇÕES .....	326
8.3 AMOSTRAGEM .....	327
8.4 ANÁLISE DE PUREZA.....	328
8.5 DETERMINAÇÃO DE OUTRAS SEMENTES POR NÚMERO .....	330
8.6 TESTE DE GERMINAÇÃO .....	331
8.7 DETERMINAÇÃO DO PESO E TAMANHO DAS SEMENTES PELOTIZADAS .....	333
8.8 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS.....	333
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	334
<b>CAPÍTULO 9 - TESTE DE SANIDADE DE SEMENTES .....</b>	<b>335</b>
9.1 OBJETIVO .....	336
9.2 DEFINIÇÕES .....	336
9.3 PRINCÍPIOS GERAIS .....	336
9.4 PROCEDIMENTO .....	337
9.5 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS.....	337
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	340
<b>CAPÍTULO 10 - EXAME DE SEMENTES INFESTADAS (DANIFICADAS POR INSETOS).....</b>	<b>341</b>
10.1 OBJETIVO .....	342
10.2 PRINCÍPIO.....	342

10.3 PROCEDIMENTO .....	342
10.4 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS .....	342
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	342
<b>CAPÍTULO 11 - PESO VOLUMÉTRICO .....</b>	<b>343</b>
11.1 OBJETIVO .....	344
11.2 EQUIPAMENTOS .....	344
11.3. PROCEDIMENTO .....	344
11.4. CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS .....	344
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	344
<b>CAPÍTULO 12 - PESO DE MIL SEMENTES.....</b>	<b>345</b>
12.1 OBJETIVO .....	346
12.2 PROCEDIMENTO .....	346
12.3 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS .....	346
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	347
<b>CAPÍTULO 13 - NÚMERO DE SEMENTES SEM “CASCA” E NÚMERO DE SEMENTES COM “CASCA” .....</b>	<b>349</b>
13.1 OBJETIVO .....	350
13.2 PROCEDIMENTO .....	350
13.3 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS .....	350
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	350
<b>CAPÍTULO 14 - TESTE DE UNIFORMIDADE (RETENÇÃO EM PENEIRA) .....</b>	<b>351</b>
14.1 OBJETIVO .....	352
14.2 PROCEDIMENTO .....	352
14.3 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS .....	352
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	352

<b>CAPÍTULO 15 - TESTE DE EMBRIÃO EXCISADO .....</b>	<b>353</b>
15.1 OBJETIVO .....	354
15.2 APLICAÇÃO DO TESTE .....	354
15.3 PRINCÍPIO .....	354
15.4 PROCEDIMENTO .....	354
15.5 PROCEDIMENTOS ESPECÍFICOS .....	355
15.6 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS .....	357
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	357
<b>CAPÍTULO 16 - TESTE DE RAIOS X .....</b>	<b>359</b>
16.1 OBJETIVO .....	360
16.2 DEFINIÇÕES .....	360
16.3 PRINCÍPIOS GERAIS .....	360
16.4 EQUIPAMENTOS .....	361
16.5 PROCEDIMENTO .....	361
16.6 AVALIAÇÃO .....	361
16.7 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS .....	362
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	362
<b>CAPÍTULO 17 - TESTE DE SEMENTES POR REPETIÇÕES PESADAS .....</b>	<b>363</b>
17.1 OBJETIVO .....	364
17.2 DEFINIÇÕES .....	364
17.3 PRINCÍPIOS GERAIS .....	364
17.4 EQUIPAMENTOS .....	365
17.5 PROCEDIMENTO .....	365
17.6 CÁLCULO E EXPRESSÃO DE RESULTADOS .....	366
17.7 INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS .....	366
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	366

<b>CAPÍTULO 18 - TOLERÂNCIAS</b> .....	<b>367</b>
18.1 DEFINIÇÃO E OBJETIVO .....	368
18.2 PRINCÍPIO.....	368
18.3 PROCEDIMENTO .....	368
18.4 TABELAS DE TOLERÂNCIAS E SUAS APLICAÇÕES.....	369
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA.....	395









A Coordenação Geral de Apoio Laboratorial – CGAL, da Secretaria de Defesa Agropecuária – SDA, do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA é o órgão responsável pela Rede Nacional de Laboratórios Agropecuários do Sistema Unificado de Atenção à Sanidade Agropecuária e possui dentre suas atribuições estabelecer, uniformizar e oficializar métodos para a realização de análises.

As presentes Regras para Análise de Sementes – RAS tem a finalidade de disponibilizar métodos para análise de sementes, sendo estes de uso obrigatório nos Laboratórios de Análise de Sementes credenciados no MAPA, objetivando o cumprimento da Lei nº 10.711, de 5 de agosto de 2003, publicada no Diário Oficial da União de 6 de agosto de 2003 e Decreto nº 5.153, de 23 de julho de 2004, publicado no Diário Oficial da União de 26 de julho de 2004.

As RAS tiveram sua 1ª edição pelo Ministério da Agricultura, em 1967 e a partir de então foram publicadas outras atualizações. A presente edição atualiza e substitui a edição de 1992 e é composta de três volumes: Regras para Análise de Sementes, Manual de Análise Sanitária de Sementes (anexo ao Capítulo 9 – Teste de Sanidade de Sementes) e o Glossário Ilustrado de Morfologia.

Estas regras foram atualizadas de acordo com as regras internacionais prescritas pela International Seed Testing Association – ISTA e incorpora a experiência e os avanços nacionais em análise de sementes.

A CGAL pretende atualizar estas publicações à medida que novos métodos forem validados e de acordo com a exigência do mercado nacional e internacional.

Coordenação Geral de Apoio Laboratorial  
Secretaria de Defesa Agropecuária

# INTRODUÇÃO



O objetivo da presente publicação é atualizar as Regras para Análise de Sementes - RAS (Edição 1992) de acordo com as regras internacionais de análise de sementes da International Seed Testing Association - ISTA, suprimindo as necessidades dos Laboratórios de Análise de Sementes que atendem ao sistema de produção de sementes no Brasil.

As Regras para Análise de Sementes vem sendo publicadas pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento desde 1967 com a colaboração dos técnicos abaixo relacionados:

**1967: Engenheiros Agrônomos**

Oswaldo Bacchi – Coordenador  
 Anna Maria R. Torres Formoso  
 Eduardo Zink  
 Jacob Tosselo  
 Leonor Pecil  
 Odette H. T. Liberal

**1976: Engenheiros Agrônomos:**

Odete H. T. Liberal – Coordenadora  
 Leonor Pecil  
 Dirce B. Ortolani  
 Elcy S. Zappia  
 Francisco C. Krzyzanowski

**Colaboradores:**

Doris Koehn  
 Oswaldo Bacchi  
 Vera D.C. Mello  
 Walter Rodrigues da Silva  
 Renato Azevedo Nascimento – Assessor Jurídico

**1992: Elaboradas pelo Grupo de Trabalho instituído pela Portaria nº 37, de 15/03/1988, publicada no Diário Oficial da União de 24/03/1988:**

Anna Maria R. T. Formoso – IPAGRO/SEAG/RS  
 Dirce Bissoli Ortolani – CATI/SEAA/SP  
 Elizabete de Castro Oliveira – IBAMA/PR  
 Helga Sommer – ABRATES  
 José Neumar Francelino – SNAD/MARA  
 Júlio Marcos Filho – ESALQ/SP  
 Maria Magaly V. S. Wetzel – CENARGEN/EMBRAPA/DF  
 Marlene Malavasi – UFRRJ/RJ  
 Odete Halfen Teixeira Liberal – EMBRAPA/LARV/SE/RJ  
 Vera Delfina Colvara Melo – UFPEL/RS

**COLABORADORES:**

Ana Maria Jamardo – IPAGRO/SEAG/RS  
 Antônio A. do Lago – IAC/CAMPINAS/SP  
 Diana L. Irigon – UFPEL/RS  
 Doris Amaral – IPAGRO/SEAG/RS  
 Doris Groth – UNICAMP/FEAGRI/DPPPA/SP  
 Helena Giaretta – IPAGRO/SEAG/RS  
 Heloisa Morato do Amaral – CATI/SEAA/SP  
 Jaciro Soave – IAC/CAMPINAS/SP  
 João Nakagawa – UNESP/SP  
 José Otávio M. Menten – ESALQ/SP  
 Luis C. B. Nasser – CPAC/EMBRAPA/DF  
 Maria Ângela A. Tillman – UFPEL/RS  
 Maria R. Boaretto – IPAGRO/SEAG/RS  
 Maria M. D. Moraes – ESALQ/SP  
 Miriam Terezinha Eira – CENARGEN/EMBRAPA/DF

Nilza R. Mecelis – EMBRAPA/IZ/SAPF/SP  
 Orlando A. Lucca Filho – UFPEL/RS  
 Rosa N. de Andrade – IPAGRO/SEAG/RS  
 Rosângela B. R. G. Botin – CATI/SEAA/SP  
 Rubens Sader – UNESP/JABOTICABAL/SP  
 Sandra Regina da Silveira – LARV/SE/RJ  
 Tamir Duarte da Silva – UFSC/SC

**Revisores:**

Ariete Duarte Folle  
 Lêda Aparecida Mendonça  
 Sílvia Oliveira Alencar

**Coordenação de Modernização e Informática – CMI, do Ministério da Agricultura e Reforma Agrária:****Programação Visual:**

Hugo Antonio Pessoa Rodrigues  
 Lavoisier Salmon da Silva Neiva  
 Paulo Roberto Salles Pires  
 Valdeci Medeiros

**Composição:**

Francisco Antonio Corrêa  
 Inácio Loiola de Sousa

As presentes Regras foram elaboradas sob a Coordenação dos grupos instituídos pela Portaria nº 62, de 10 de março de 2006, publicada no Diário Oficial da União de 15 de março de 2006, Portaria nº 30, de 01/02/2007 publicada no Diário Oficial da União de 5 de fevereiro de 2007 e contaram com a colaboração de técnicos e especialistas de várias Instituições, relacionados a seguir:

**Coordenadora Geral:**

Lêda Aparecida Mendonça – Responsável pela Área de Sementes – CGAL/SDA/MAPA –  
 leda.mendonca@agricultura.gov.br

**Coordenadores dos Grupos:**

Ernesto do Nascimento Viegas – Coordenador do Grupo I de 10/03/2006 até 01/02/2007 - Portaria nº 62, de 10 de março de 2006 - LASO/LANAGRO/RS - ernesto.viegas@agricultura.gov.br  
 Glaucia Bortoluzzi Maag – Coordenadora do Grupo I a partir do 01/02/2007 - Portaria nº 30, de 01/02/2007 - LASO/LANAGRO/RS - lasolanagrors@agricultura.gov.br  
 Glaucia Maria de Figueiredo Almeida – Co-Coordenadora do Grupo III - Portaria nº 62, de 10 de março de 2006 - LASO/LANAGRO/PE - glaucia.almeida@agricultura.gov.br  
 Myriam Aparecida Guimarães Leal Alvisi – Coordenadora do Grupo II - Portaria nº 62, de 10 de março de 2006 - LASO/LANAGRO/MG - myriam.alvisi@agricultura.gov.br  
 Zilva Lopes – Coordenadora do Grupo III - Portaria nº 62, de 10 de março de 2006 - LASO/LANAGRO/GO- zilva.lopes@agricultura.gov.br

**Coordenadores Técnicos dos LANAGRO's**

José Mauricio Pereira - LASO/LANAGRO/MG - jose.m.pereira@agricultura.gov.br  
 Luiz Artur Costa do Valle - LASO/LANAGRO/MG - luiz.valle@agricultura.gov.br

**Coordenadores Técnicos convidados:**

Doris Groth – Coordenadora do capítulo “Análise de Pureza”- UNICAMP - dorisgroth@ymail.com  
 José da Cruz Machado - Coordenador do capítulo “Teste de Sanidade de Sementes” - UFLA - machado@ufla.br  
 José de Barros França Neto – Coordenador do capítulo “Teste de Tetrázólio” - EMBRAPA/SOJA - jbranca@cnpso.embrapa.br  
 Maria Ângela André Tillmann - Coordenadora do capítulo “Determinação do Grau de Umidade” - UFPEL - matilman@ufpel.edu.br

**Colaboradores:**

Ana Dionísia da Luz C. Novembre - ESALQ/USP - adlcnove@esalq.usp.br  
 Angélica Polenz Wielewicky - LASO/LANAGRO/RS - lasolanagrors@agricultura.gov.br  
 Anna Maria Rodrigues Torres Formoso - FEPAGRO  
 Antônio Carlos de Souza Medeiros – EMBRAPA/FLORESTAS antonio\_c\_medeiros@yahoo.com.br  
 Carlos Machado dos Santos - UFU - cmsantos@umuarama.ufu.br  
 Célia Emília César e Figueiredo - MAPA - cemilia@acessa.com.br  
 Cláudio Cavariani - UNESP - ccavariani@fca.unesp.br  
 Denise Cunha F. dos Santos Dias - UFV - dcdias@ufv.br  
 Denise Garcia Santana - UFU - dgsantana@umuarama.ufu.br  
 Diana Lisakowski Irigon - UFPEL - dianalingon@terra.com.br  
 Doris Groth - UNICAMP - dorisgroth@ymail.com  
 Edson Clodoveu Picinini – SEEDS picinini@seeds.com.br  
 Eliane Maria Forte Daltro - EMPAER/MT - elianedaltro@gmail.com  
 Elusa Pinheiro Claros - LASO/INDEA elusa\_pinheiro@hotmail.com  
 Eveline Mantovani Alvarenga - UFV - eveline@ufv.br  
 Francisco Carlos Krzyzanowski - EMBRAPA/SOJA - fck@cnpso.embrapa.br  
 Jônez Leal Severo - UPF  
 Lourdes Vasconcelos Paolinelli - IMA  
 Luiz Eichelberger - EMBRAPA/TRIGO - luizei@cnpt.embrapa.br  
 Marco Antônio Amaral Passos - DCFL/UFR/PE - mpassos@dcfl.ufrpe.br  
 Maria Cristina de Figueiredo e Albuquerque - FAMEV/UFMT  
 Maria Cristina Leme de Lima Dias - IAPAR mcldias@hotmail.com  
 Maria de Fátima Zorato - Aurora Sementes - fatimazoratoaurora@terra.com.br  
 Maria Laene Moreira de Carvalho - UFLA - mlaenemc@ufla.br  
 Nilson Lemos de Menezes - UFSM - nlmenezes@smail.ufsm.br  
 Nilton Pereira da Costa - EMBRAPA/SOJA – “in memorian”  
 Osvaldo de Castro Ohlson - LASO/CLASPAR - lascuritiba@terra.com.br  
 Priscila Frantin Medina - IAC - pfmedina@iac.sp.gov.br

**Revisora do Trabalho Final:**

Doris Groth – UNICAMP - dorisgroth@ymail.com

1

AMOSTRAGEM



## 1.1 OBJETIVO

Obter uma amostra de tamanho adequado para os testes, na qual estejam presentes os mesmos componentes do lote de sementes e em proporções semelhantes.

A quantidade de sementes analisadas é, em geral, muito pequena em relação ao tamanho do lote que representa. Para se obter resultados uniformes e precisos em análise de sementes, é essencial que as amostras sejam tomadas com todo cuidado e em conformidade com os métodos estabelecidos nas presentes Regras para Análise de Sementes – RAS.

Por mais criterioso que seja o procedimento técnico empregado na análise, os resultados não podem indicar senão a qualidade das sementes contidas na amostra submetida a exame, conseqüentemente, todos os esforços devem ser feitos para assegurar que a amostra enviada para análise represente, corretamente, a composição do lote em questão. Do mesmo modo, ao reduzir essa amostra no laboratório, toda a precaução deve ser tomada pelo analista a fim de que as amostras a serem usadas nas diversas determinações, sejam por sua vez representativas da amostra remetida ao laboratório de análise de sementes.

## 1.2 DEFINIÇÕES

### 1.2.1 LOTE

É uma quantidade definida de sementes, identificada por letra, número ou combinação dos dois, da qual cada porção é, dentro de tolerâncias permitidas, homogênea e uniforme para as informações contidas na identificação.

### 1.2.2 AMOSTRAS

#### a) Amostra Simples

É uma pequena porção de sementes retirada de um ponto do lote.

#### b) Amostra Composta

É a amostra formada pela combinação e mistura de todas as amostras simples retiradas do lote. Esta amostra é usualmente bem maior que a necessária para os vários testes e normalmente necessita ser adequadamente reduzida antes de ser enviada ao laboratório.

#### c) Amostra Média

É a própria amostra composta ou subamostra desta, com tamanho mínimo especificado nestas Regras para Análise de Sementes. É a recebida pelo laboratório para ser submetida à análise.

#### d) Amostra Duplicata

É a amostra obtida da amostra composta e nas mesmas condições da amostra média e identificada como “Amostra Duplicata”. É obtida para fins de fiscalização da produção e do comércio de sementes, no caso da necessidade de uma reanálise.

#### e) Amostra de Trabalho

É a amostra obtida no laboratório, por homogeneização e redução da amostra média até os pesos mínimos requeridos e nunca inferiores aos do Quadro 1.2, para os testes prescritos nestas RAS.

#### f) Subamostra

É a porção de uma amostra obtida pela redução da amostra de trabalho, usando-se um dos equipamentos e métodos de divisão prescritos em 1.5.2.



### 1.2.3 LACRADO/SELADO

É quando os recipientes individuais, que contêm as sementes, estão fechados de tal modo que não possam ser abertos e novamente fechados, sem que fique evidente que foram adulterados. Esta definição se refere a selagem de lotes ou amostras de sementes.

### 1.2.4 IDENTIFICADO

É quando os recipientes possuem uma única marca de identificação, a qual identifica o lote de sementes nele contido. Todos os recipientes de um lote de sementes devem estar identificados com a mesma designação única do lote. Esta designação (letra, número ou combinação de ambos) deve constar no Boletim de Análise de Sementes, tanto de identificação quanto de fiscalização. As amostras devem ser identificadas de forma que assegurem um vínculo claro entre o lote de sementes e as amostras e subamostras.

## 1.3 PREPARAÇÃO DO LOTE DE SEMENTES E CONDIÇÕES PARA AMOSTRAGEM

No ato da amostragem, o lote de sementes deve ser o mais homogêneo possível. Uma amostra será tanto mais representativa do lote à medida que aumentar o número de amostras simples. Na prática, entretanto, um lote de sementes nunca é perfeitamente homogêneo, definindo-se como tal uma porção de sementes cujas partes que o compõe estejam razoável e uniformemente distribuídas por toda a sua massa. Essa uniformidade se refere a qualquer dos atributos que podem ser determinados em um exame, tais como pureza, outras sementes por número e germinação.

Se um lote é suspeito de ser excessivamente heterogêneo, o laboratório deverá realizar o teste de heterogeneidade (H).

### 1.3.1 PESO MÁXIMO DE SEMENTES POR LOTE

O peso máximo do lote não deve exceder ao indicado na terceira coluna do Quadro 1.2. Para as espécies não relacionadas no Quadro 1.2, o peso máximo do lote pode ser determinado por comparação com uma espécie de semente que tenha tamanho e peso semelhantes ao da espécie em análise.

### 1.3.2 RECIPIENTES E IDENTIFICAÇÃO DO LOTE

O lote deve estar acondicionado em recipientes que possam ser selados e identificados de acordo com a legislação vigente.

Por ocasião da amostragem, todos os recipientes necessitam estar identificados, para estabelecer no Boletim de Análise de Sementes a correspondente identificação do lote.

## 1.4 OBTENÇÃO DE AMOSTRAS REPRESENTATIVAS

### 1.4.1 INSTRUÇÕES GERAIS

A coleta de amostras para fins de fiscalização da produção e do comércio de sementes, cujos dados de análise serão utilizados na emissão do Boletim Oficial (BASO), deve ser executada somente por pessoa autorizada pelo órgão competente da fiscalização.

Quando da amostragem, o lote de sementes deve ser disposto de tal forma que possua no mínimo duas faces expostas, com espaçamentos entre pilhas e entre pilhas e paredes, que permitam a amostragem representativa do mesmo.

A pedido do encarregado da amostragem, o proprietário das sementes ou seu representante deve fornecer informações completas sobre o lote em questão.

Sempre que possível, as amostras simples devem ser retiradas do lote por meio de caladores, que são instrumentos apropriados para esse fim.

No caso de sementes em recipientes, devem ser tomadas ao acaso amostras simples em quantidades aproximadamente iguais, fazendo-se coletas na parte superior, na mediana ou na inferior do mesmo, porém não necessariamente de mais de um local do mesmo recipiente. Quando a semente estiver armazenada ou sendo transportada a granel, as amostras simples devem ser retiradas ao acaso de diferentes pontos e em diferentes profundidades.

No caso de sementes que não deslizam facilmente, como certas gramíneas palhentas, a amostragem deve ser preferivelmente, feita à mão. À exceção deste caso, devem ser usados instrumentos apropriados de amostragem, ver 1.4.2. As amostras também podem ser coletadas durante o beneficiamento ou ensacamento.

Quando a amostragem for realizada em pequenos recipientes, tais como sacos de papel, ou embalagens à prova de umidade, a mesma deverá ser preferencialmente realizada antes do acondicionamento. Para sementes já acondicionadas, um número suficiente de recipientes (Quadro 1.1) deve ser aberto, amostrado e novamente fechado.

As amostras simples devem ser misturadas para formar a amostra composta do lote. A redução desta, geralmente necessária para formar a amostra média, deve ser feita com o emprego de um divisor de amostras adequado (1.5.2.I). Na falta deste, e no caso das sementes que normalmente se aglomeram, a redução deve ser feita cuidadosamente pelo método manual (1.5.2.II).

A amostra composta, quando de tamanho apropriado, será considerada como amostra média sem sofrer redução.

## 1.4.2 INSTRUMENTOS DE AMOSTRAGEM E SEU USO

### a) Caladores ou Amostradores do Tipo Duplo

Este tipo de calador pode ser usado para a maioria das sementes, com exceção de algumas espécies citadas no item 1.4.2.d.

Consiste de dois cilindros ocos de metal, perfeitamente ajustados um dentro do outro, com uma extremidade sólida e afilada. Ambos os cilindros são providos de aberturas ou janelas iguais que podem ser justapostas por meio da rotação do cilindro interno. Esses caladores variam em comprimento, diâmetro e número de aberturas de acordo com as diferentes espécies de sementes e com os vários tamanhos dos recipientes e podem ou não apresentar divisões internamente.

Os caladores para sementes acondicionadas em sacos devem ter o comprimento mínimo aproximado ao da diagonal dessas embalagens, com o diâmetro variando de 1,25-2,50cm e com seis a nove aberturas.

Os caladores para sementes a granel ou contidas em recipientes rígidos são bem maiores, chegando até dois metros de comprimento por 4,0cm de diâmetro e com seis a nove aberturas, podendo ser usados tanto no sentido horizontal como vertical. Para serem usados verticalmente, devem ser providos de septos transversais internos, que os dividem em compartimentos, cada um dos quais correspondendo a uma das aberturas.

O calador deve ser inserido diagonalmente na massa de sementes, num ângulo de 30 graus e com as aberturas desencontradas e em posição fechada. Depois de aberto no interior da massa, deve ser girado algumas vezes ou levemente agitado até que fique completamente cheio de sementes. Em seguida, deve ser fechado e retirado, despejando-se as sementes, em um recipiente apropriado. Devem ser tomados cuidados para não danificar as sementes.

Após a retirada do calador, deve-se procurar fechar o orifício do saco de juta, algodão ou polipropileno trançado com a ponta do calador. Sacos de papel podem também ser amostrados, fechando-se a perfuração com uma fita adesiva especial.

#### b) Caladores do Tipo Simples - Amostrador Nobbe

Este tipo de calador serve para a coleta de amostra de sementes acondicionadas em sacos, mas não a granel.

Consiste de um cilindro afilado, suficientemente longo para alcançar o centro da embalagem, com uma abertura oval próxima à extremidade afilada e com um cabo perfurado por onde as sementes são descarregadas. A largura da abertura deve ser pelo menos duas vezes o comprimento da semente e o comprimento da abertura deve estar entre duas a cinco vezes a largura da abertura. O comprimento total do calador deve ser de aproximadamente 50cm, incluindo o cabo de 10cm e a ponta de 6cm, deixando livre 34cm do cilindro. O diâmetro interno do cilindro deve ser uniforme e apresentar aproximadamente 1,5cm para cereais, 2,0cm para milho, 1,0cm para trevos e sementes de tamanho semelhante. As sugestões de dimensões de calador tipo simples são apresentadas no Quadro 1.0.

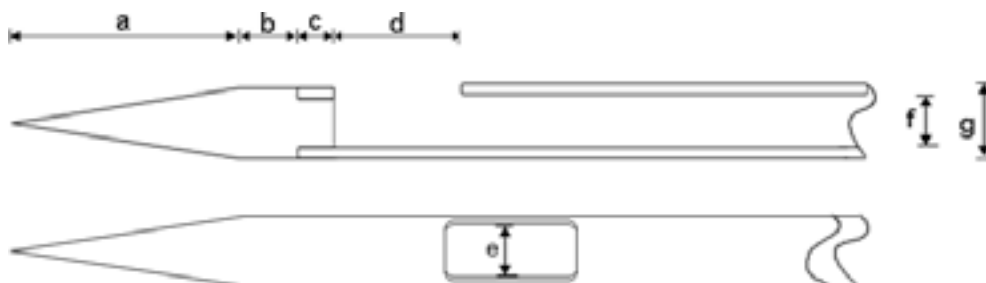
O calador deve ser cuidadosamente inserido até o centro do saco com a abertura voltada para baixo e a ponta para cima, formando com a horizontal um ângulo de 30°. Gira-se o calador em 180°, ficando a abertura voltada para cima; retira-se o calador com velocidade cada vez menor a fim de que a quantidade de sementes coletadas durante seu percurso aumente progressivamente do centro para a periferia do saco. Quando o calador atingir toda a extensão do saco, deverá ser retirado com velocidade relativamente constante e agitado suavemente para que seja mantida uma corrente uniforme de sementes.

Os orifícios feitos com o calador devem ser fechados como descrito no subitem 1.4.2.a.

**Quadro 1.0 – Dimensões sugeridas de caladores do tipo simples**

Tamanho do calador *	Dimensão em centímetros (cm) de acordo com a figura						
	comprimento da ponta a	comprimento do ombro b	comprimento da saliência c	comprimento da abertura d	largura da abertura e	diâmetro interno f	diâmetro externo g
A	4,2	0,7	0,8	2,0	0,8	1,0	1,2
B	8,5	1,2	1,0	3,3	1,1	1,3	1,5
C	8,2	1,2	1,3	4,0	1,5	1,7	1,9
D	7,8	1,5	1,5	4,0	1,8	2,0	2,2

\* Nota: A – para espécies de tamanho semelhante a sementes de brássicas;  
B – para espécies de tamanho semelhante a sementes de braquiária e trigo;  
C – para espécies de tamanho semelhante a sementes de soja;  
D – para espécies de tamanho semelhante a sementes de milho.



#### Observação:

Não é permitido o uso de qualquer outro calador, comumente denominado “ladrao” ou “furador”, que não atenda as especificações do item b.

**c) Amostragem Durante o Beneficiamento**

Durante o beneficiamento de um lote as amostras deverão ser coletadas em intervalos regulares durante todo o processo. Quando for usado um recipiente que intercepte o fluxo da semente, toda a seção transversal da corrente de sementes deve ser uniformemente amostrada. O recipiente pode ser movimentado manual ou mecanicamente através da corrente de sementes.

**d) Amostragem Manual**

A amostragem manual é o método mais adequado para espécies de sementes que não deslizam facilmente, como as gramíneas palhentas dos gêneros *Agropyron*, *Agrostis*, *Alopecurus*, *Andropogon*, *Anthoxantum*, *Arrhenatherum*, *Axonopus*, *Brachiaria*, *Bromus*, *Cenchrus*, *Chloris*, *Cynodon*, *Cynosurus*, *Dactylis*, *Deschampsia*, *Digitaria*, *Elymus*, *Elytrigia*, *Festuca*, *Holcus*, *Hyparrhenia*, *Lolium*, *Melinis*, *Panicum*, *Pascopyrum*, *Paspalum*, *Poa*, *Psathyrostachys*, *Pseudoroegneria*, *Setaria*, *Trisetum*, *Urochloa*, *Zoysia* e outros similares. De uma forma geral, deve-se homogeneizar a massa de sementes, agitando-se os sacos antes da amostragem.

É difícil pelo método manual obter amostras representativas a mais de 40cm de profundidade e quando for necessário obtê-las, o encarregado da amostragem deve solicitar que alguns sacos ou embalagens sejam total ou parcialmente esvaziados para facilitar a amostragem, e em seguida, reensacar as sementes.

**1.4.3 OBTENÇÃO DA AMOSTRA E INTENSIDADE DA AMOSTRAGEM**

A intensidade mínima de amostragem deverá obedecer aos seguintes critérios:

I – As indicações contidas no Quadro 1.1.

**QUADRO 1.1 – Intensidade de amostragem.**

<b>Lotes de sementes acondicionadas em recipientes com capacidade de até 100kg</b>	
<b>N de recipientes do lote</b>	<b>Número de amostras simples</b>
1 – 4	3 amostras simples de cada recipiente
5 – 8	2 amostras simples de cada recipiente
9 – 15	1 amostra simples de cada recipiente
16 – 30	15 amostras simples no total
31 – 59	20 amostras simples no total
60 ou mais	30 amostras simples no total
<b>Lotes de sementes acondicionadas em recipientes com capacidade de mais de 100kg ou amostragem durante o beneficiamento</b>	
<b>Tamanho do lote</b>	<b>Número de amostras simples</b>
Até 500kg	Pelo menos 5 amostras simples
501 - 3.000kg	1 amostra simples para cada 300kg, mas não menos do que 5
3.001 - 20.000kg	1 amostra simples para cada 500kg, mas não menos do que 10
Acima de 20.000kg	1 amostra simples para cada 700kg, mas não menos do que 40

II – Quando for necessária a retirada de mais de uma amostra simples por recipiente, o número de tomadas de amostras simples deve ser uniforme em todos os recipientes;

III – Para as sementes que se apresentam embaladas em pequenos recipientes tais como latas, caixas de papelão ou envelopes, o seguinte procedimento deverá ser adotado:

- a) Um peso de 100 quilos de sementes é tomado como unidade básica e os pequenos recipientes são combinados, de maneira a formar essas unidades de amostragem e não excedendo aquele peso por exemplo:
- 20 recipientes de 5 quilos
  - 33 recipientes de 3 quilos
  - 100 recipientes de 1 quilo
  - 1.000 recipientes de 100 gramas
  - 10.000 recipientes de 10 gramas
- b) para fins de amostragem, cada unidade básica é considerada como um “recipiente” e a intensidade de amostragem prescrita no Quadro 1.1 deve ser aplicada. A amostragem deve ser feita tomando-se como amostra simples as embalagens inteiras e fechadas, constituintes da unidade básica, em número suficiente para suprir a quantidade mínima de sementes exigidas para a amostra média da espécie em questão;
- c) se o número de recipientes/embalagens não for suficiente para atingir 100 quilos, a unidade básica será constituída pelo peso total das embalagens existentes.

#### 1.4.4 PESOS MÍNIMOS DAS AMOSTRAS MÉDIAS

- a) Os pesos mínimos das amostras médias, de cada espécie de semente, necessários para as diversas determinações encontram-se especificados no Quadro 1.2. Excetuam-se as determinações cujos pesos se encontram relacionados nos capítulos específicos como Grau de Umidade, Peso Volumétrico, Sementes Revestidas e outros;
- b) no caso de amostra recebida no Laboratório de Análise de Sementes — LAS ser menor do que a especificada nas RAS, o requerente deve ser notificado e a análise suspensa até que nova amostra com peso suficiente seja recebida;
- c) no caso de lotes pequenos e de sementes muito caras, é permitido enviar amostras médias menores, tendo no mínimo o peso suficiente para a realização dos testes solicitados. A seguinte declaração deverá constar no Boletim de Análise de Sementes: “A amostra média pesou apenas ..... g”. São considerados lotes pequenos aqueles iguais ou menores do que 1% do peso máximo de lote indicado no Quadro 1.2.

#### 1.4.5 EMBALAGEM, IDENTIFICAÇÃO, SELAGEM E REMESSA DA AMOSTRA

Cada amostra deve ser identificada de maneira a estabelecer sua conexão com o respectivo lote.

A embalagem individual a ser usada para a amostra média deve ser de material resistente, como papel Kraft multifoliado, papelão, algodão, para não se romper durante a remessa ao laboratório. A amostra deverá ser acompanhada de um Termo de Remessa (formulário próprio) assinado pelo interessado ou seu representante legal, com todas as informações pertinentes.

As embalagens individuais devem ser acondicionadas de maneira a evitar danos durante o transporte, sendo preservadas contra o excesso de calor, umidade e contaminação.

Amostras cujas sementes serão usadas para testes de germinação não devem ser acondicionadas em recipientes hermeticamente fechados, enquanto que aquelas utilizadas para determinações como grau de umidade e peso volumétrico, devem ser remetidas separadamente, em embalagens impermeáveis e hermeticamente fechadas.

O responsável pela tomada das amostras deve remetê-las, sem demora, ao Laboratório de Análise de Sementes. Quando as sementes forem tratadas quimicamente com fungicidas e/ou inseticidas, o nome do produto, do ingrediente ativo e a dosagem utilizada devem ser fornecidos junto com a amostra.

## 1.5 OBTENÇÃO DE AMOSTRA DE TRABALHO

### 1.5.1 INSTRUÇÕES GERAIS

A amostra média recebida pelo laboratório necessita ser reduzida a uma ou mais amostras de trabalho, de peso igual ou ligeiramente maior aos prescritos no Quadro 1.2, as quais serão usadas nas diversas determinações.

A amostra média deve ser primeiramente homogeneizada. A amostra de trabalho poderá então ser obtida tanto por divisões sucessivas como por separação e subsequente combinação, ao acaso, de pequenas porções.

É muito importante que essa homogeneização e redução sejam feitas com especial atenção e cuidado, a fim de que as amostras de trabalho sejam realmente representativas da amostra média, e portanto, do lote de sementes em análise. Os instrumentos e métodos adequados a este propósito encontram-se descritos em 1.5.2.

Qualquer outra amostra de trabalho requerida deve ser retirada independentemente. Depois de retirada a primeira amostra de trabalho, o remanescente da amostra média deve ser novamente homogeneizado, antes que uma segunda amostra seja retirada. As sementes restantes constituirão a amostra de arquivo e deverão ser armazenadas em local apropriado, com controle de temperatura e umidade relativa de acordo com a espécie.

Independentemente do método usado para a obtenção da amostra de trabalho a ser usada na análise de pureza, é preferível não tentar tomar exatamente o peso mínimo estabelecido no Quadro 1.2, mas sim, uma quantidade de sementes cujo peso seja um pouco maior do que esse mínimo, até um limite de 3% da amostra de trabalho. Dessa maneira, impede-se a interferência pessoal de colocar ou retirar da balança pequenas porções de sementes.

### 1.5.2 EQUIPAMENTOS E MÉTODOS DE DIVISÃO E SEU USO

Um dos seguintes métodos deve ser usado na obtenção das amostras de trabalho:

#### I- Método Mecânico

Este método é adequado para todas as sementes que deslizam com facilidade. A amostra passada pelo aparelho é dividida em duas partes aproximadamente iguais e homogêneas. Com o intuito de melhor homogeneizar a amostra média, esta deve ser passada no mínimo duas vezes pelo divisor e recomposta antes da divisão propriamente dita, que é executada por meio de repetidas passagens das sementes pelo divisor, removendo-se, em cada vez, metade da porção. O processo de divisões sucessivas é repetido até que se obtenha a amostra de trabalho de peso aproximado, porém nunca inferior ao exigido para a espécie. Porções obtidas por divisão podem ser combinadas para se obter o peso necessário.

Independente do aparelho utilizado, o cuidado com a limpeza interna é de fundamental importância antes de cada operação.

Os divisores a seguir descritos são os mais comumente usados:

#### Divisor Cônico

Este divisor (tipo Boerner) consiste de uma moega cônica ou alimentador, de um cone invertido e de uma série de lâminas separadoras que formam pequenos canais iguais na largura e comprimento. As sementes são alternadamente conduzidas, durante sua queda, para duas bicas opostas situadas na base do aparelho. Uma válvula na base da moega retém as sementes, as quais devem ser despejadas bem no centro da moega. Quando essa válvula é aberta, as sementes caem por gravidade sobre o cone invertido; são uniformemente distribuídas para os canais e através das bicas são conduzidas para os recipientes.

Exemplos de dimensões são relacionados a seguir:

- a) O divisor maior, destinado às sementes iguais ou maiores que as de trigo pode ser construído externamente com 81,28cm de altura por 36,38cm de diâmetro, apresenta 38 canais (19 para cada bica) de 2,54cm de largura.

- b) O divisor menor, para sementes menores, possui 40,64cm de altura por 15,24cm de diâmetro e 44 canais (22 para cada bica) de 0,79cm de largura.

No divisor cônico, deve-se observar:

- a válvula deve-se mover facilmente, mas não permitir que as sementes passem pelos seus bordos quando fechados;
- devem ser mínimos os ângulos agudos e não deve haver orifício e bordas ásperas nas superfícies sobre as quais as sementes deslizam, pois sementes e partículas podem ficar retidas e contaminar outras amostras;
- os canais devem ter rigorosamente as mesmas medidas.

A desvantagem deste tipo de divisor é a dificuldade que oferece para a limpeza, sendo esta facilitada pelo uso de ar comprimido.

#### **Divisor de Solo**

Este tipo de divisor é adequado para as espécies de sementes grandes, sementes palhentas e de espécies florestais.

Nesse divisor, cujos princípios de construção são os mesmos do tipo cônico, os canais estão em linha e não em círculo. O divisor de solo consiste de uma moega provida de canais alternados, dispostos em direções contrárias, de um suporte para a moega e três a cinco recipientes iguais, usados para captar e despejar as sementes.

As dimensões externas mais utilizadas desse divisor são: 35,56cm de comprimento por 25,40cm de largura e 27,94cm de altura, com cerca de 18 canais medindo cada um 1,27cm de largura. Modelos apropriados para sementes pequenas também podem ser confeccionados.

As sementes devem ser uniformemente despejadas por toda extensão da moega, usando-se um dos recipientes de mesmo comprimento da moega, para que as sementes caiam por gravidade simultaneamente por todos os canais.

#### **Divisor centrífugo**

Este divisor não é aconselhável para certas gramíneas forrageiras palhentas como as dos gêneros *Brachiaria*, *Lolium*, *Panicum*, *Paspalum* e outras espécies em que são requeridas amostras de trabalho de peso reduzido.

Esse divisor (tipo Gamet) emprega a força centrífuga para misturar e espalhar as sementes sobre a superfície divisora. Nesse aparelho, as sementes caem da moega para um receptáculo de borracha em forma de taça, o qual, girando a certa velocidade por meio de um motor elétrico, joga as sementes para um compartimento cilíndrico fechado, dividido em dois setores iguais, cada um dos quais ligado a uma bica, sendo a amostra dividida em duas porções aproximadamente iguais.

- **Manuseio do equipamento**

- a- O divisor é nivelado por meio de pés ajustáveis;
- b- o divisor e os quatro recipientes são verificados quanto à limpeza.

- **Homogeneização**

- a- Um recipiente é colocado sob cada bica;
- b- a amostra inteira é colocada no alimentador. Quando se alimenta a moega, a semente deve sempre ser despejada no centro;
- c- o centrífugador é acionado e as sementes passam para dentro dos recipientes;
- d- o aparelho é desligado; recipientes cheios são substituídos por outros vazios; os conteúdos dos dois recipientes cheios alimentam simultaneamente a moega, sendo permitido que as sementes sejam misturadas no seu fluxo; o centrífugador é acionado;
- e- o procedimento descrito em “d” é repetido pelo menos uma vez.



- **Redução da amostra**

- a- Recipientes cheios são substituídos por vazios;
- b- o conteúdo de um dos recipientes cheios é colocado de lado e o conteúdo do outro alimenta a moega. O centrifugador é acionado;
- c- este procedimento é repetido até que o peso apropriado da amostra seja atingido, obedecendo as prescrições estabelecidas no Quadro 1.2. Porções obtidas por divisão podem ser combinadas para se obter o peso necessário;
- d- se ao final da divisão for obtido peso inferior ao desejado, dividir a fração deixada de lado, conforme item b, até obter o complemento da amostra de trabalho, obedecendo as prescrições estabelecidas no Quadro 1.2.

## II- Método Manual

Sempre que não for possível o emprego de um dos métodos anteriores, a redução da amostra média deve ser feita manualmente, obedecendo ao mesmo princípio das divisões sucessivas em que se baseiam os divisores de amostra.

### Método das divisões sucessivas

A amostra média do lote deverá ser colocada sobre uma superfície limpa e lisa, manualmente homogeneizada, amontoada e dividida ao meio com o auxílio de uma régua ou objeto semelhante. Desprezando-se uma das metades, repete-se com a outra metade as mesmas operações anteriores, até que seja obtida uma amostra de trabalho com peso igual ou ligeiramente superior ao prescrito como mínimo (1.5.1).

Ao separar as duas porções resultantes de cada divisão, é imprescindível que todo o material presente, inclusive o constituído de pequenas partículas como terra e pedra, que normalmente se acumulam na parte inferior da amostra, seja também dividido e incluído em cada metade.

### Método das divisões constantes

Este método é restrito às sementes palhentas, com ganchos, espinhos ou alas, exceto se essas estruturas também tenham sido removidas durante o beneficiamento. É o caso de certos gêneros como: *Agrimonia*, *Andropogon*, *Anthoxanthum*, *Arrhenatherum*, *Astrelba*, *Beckmannia*, *Bouteloua*, *Brachiaria*, *Briza*, *Cenchrus*, *Chloris*, *Dichanthium*, *Digitaria*, *Echinochloa*, *Ehrharta*, *Elymus*, *Eragrostis*, *Gomphrena*, *Hiparrhenia*, *Melinis*, *Oryza*, *Pennisetum* (exceto *P. glaucum*), *Psathyrostachys*, *Scabiosa*, *Sorghastrum*, *Stylosanthes* (exceto *S. guianensis*), *Trisetum*, *Urochloa* e os seguintes gêneros de árvores e arbustos: *Acer*, *Aesculus*, *Ailanthus*, *Castanea*, *Cedrela*, *Corylus*, *Fraxinus*, *Juglans*, *Liriodendron*, *Platanus*, *Populus*, *Quercus*, *Salix*, *Tectona* e *Ulmus*.

### Procedimento:

- 1- A amostra média do lote é colocada sobre uma superfície limpa e lisa;
- 2- a seguir, homogeneizar com as mãos ou com o auxílio de uma espátula, formando um amontoado.
- 3- o amontoado é dividido ao meio, sendo cada metade novamente dividida, resultando em quatro porções aproximadamente iguais. Cada uma destas é dividida, resultando em oito porções, as quais devem ser dispostas em duas fileiras de quatro;
- 4- combinar e reter as porções alternadas. A primeira e a terceira porção da primeira fileira são combinadas com a segunda e quarta da segunda fileira, sendo as demais removidas;
- 5- os itens 2, 3 e 4 são repetidos utilizando as porções retidas do item 4, tantas vezes quantas forem necessárias, até que seja obtida a amostra de trabalho com peso igual ou ligeiramente superior (1.5.1) ao prescrito para a espécie.



**Método da Colher**

Este método é recomendado para redução de amostras de sementes para o teste de sanidade. Para outros testes, é restrito apenas para amostras de espécies de sementes menores do que as de trigo. Uma bandeja, uma espátula e uma colher com uma borda reta são requeridas. Após uma mistura preliminar, despeje a semente uniformemente sobre a bandeja; não mexa na bandeja a partir deste momento. Com a colher em uma mão, a espátula na outra e utilizando as duas, remova pequenas porções da semente de pelo menos cinco lugares escolhidos aleatoriamente na bandeja. Porções suficientes da semente são tomadas para comporem a amostra de trabalho, conforme Quadro 1.2 e item 1.5.1.

**1.6 ARMAZENAMENTO DAS AMOSTRAS****1.6.1 ANTES DA ANÁLISE**

Todo esforço deve ser feito para iniciar a análise da amostra no dia do seu recebimento ou reduzir ao mínimo o tempo entre a amostragem e a análise. Se for necessário conservar a amostra média durante algum tempo antes da análise, esta deve ser armazenada em local preferencialmente climatizado, de tal maneira que as alterações na qualidade da semente como dormência, grau de umidade e porcentagem de germinação sejam as mínimas possíveis.

**1.6.2 DEPOIS DA ANÁLISE**

Uma vez retiradas todas as amostras de trabalho necessárias para as diversas determinações, as sementes restantes da amostra média são colocadas em recipientes apropriados e irão constituir a amostra de arquivo. Esta e todas as sobras de sementes resultantes da análise de pureza ou de qualquer outra determinação deverão ser armazenadas, em separado, por um período equivalente ao da validade do teste de germinação.

A porção “Semente Pura” poderá ser arquivada, em separado da amostra de arquivo, nas mesmas condições, para ser usada em outros testes que não o de pureza, nos casos em que a amostra de arquivo seja insuficiente para realização dos testes.

As amostras devem ser armazenadas em locais adequados, de acordo com a espécie, com controle de temperatura e de umidade relativa. O laboratório não pode, entretanto, ser responsabilizado pelo declínio da porcentagem de germinação durante o armazenamento das amostras de arquivo. Tratamentos com inseticidas e contra animais roedores são muitas vezes necessários para o armazenamento seguro dessas amostras.

As amostras enviadas ao laboratório em embalagens herméticas deverão ser armazenadas nas condições semelhantes às originais de embalagem.

**1.6.3 PESO DOS LOTES E DAS AMOSTRAS PARA ANÁLISES**

O Quadro 1.2 indica respectivamente os nomes botânicos das espécies, os usos das espécies, os pesos máximos dos lotes, os pesos mínimos das amostras médias e das amostras de trabalho para análise de pureza e para a determinação de outras sementes por número, bem como o número aproximado de sementes por grama.

O peso da amostra de trabalho usado na Análise de Pureza é calculado para conter no mínimo 2.500 sementes.

O peso da amostra de trabalho usado na Determinação de Outras Sementes por Número é calculado em no máximo 10 vezes o peso da amostra de pureza, mas limitado a um máximo de 1.000 gramas.

## 1.7 TESTE DE HETEROGENEIDADE PARA LOTES DE SEMENTES ACONDICIONADAS EM RECIPIENTES

### 1.7.1 OBJETIVO

Determinar se a heterogeneidade do lote é tecnicamente aceitável para a amostragem com base em dois testes estatísticos, o **teste do valor H** e o **teste do valor R**.

Nota: A amostragem deve ser recusada se o lote for tão heterogêneo que diferenças entre recipientes ou amostras simples sejam visíveis ao amostrador (item 1.3). Em casos duvidosos, os testes descritos a seguir podem ser usados.

### 1.7.2 PRINCÍPIO

Um lote de sementes é caracterizado pelo conjunto dos seus componentes. Por exemplo, se a característica a ser considerada é a pureza física, os constituintes são: semente pura, outras sementes e material inerte e o lote é formado por esses três componentes. Em um lote homogêneo, presume-se que haja a distribuição uniforme dos componentes, de forma que uma amostra coletada seja idêntica à outra, quanto às características avaliadas. Como isso geralmente não ocorre, espera-se a distribuição ao acaso dos componentes do lote.

A heterogeneidade dentro de um lote de sementes pode ocorrer devido à distribuição desigual, embora contínua, nas porcentagens dos componentes da análise de pureza, nas porcentagens das categorias do teste de germinação (como plântulas normais e anormais, sementes duras/dormentes, mortas e em algumas circunstâncias as sementes não germinadas, como sementes vazias, sementes sem embrião e sementes danificadas por insetos) ou nas outras sementes por número, nos diferentes recipientes de um lote. Estes casos são referidos como **heterogeneidade dentro da amplitude**, avaliada pelo teste do valor H. A heterogeneidade também pode resultar de uma distribuição descontínua do atributo avaliado no lote, excedendo os limites razoáveis tolerados. Por exemplo, lotes em que há recipientes com sementes de qualidade extremamente diferentes e lotes formados pela combinação de dois ou mais lotes com disparidades na qualidade das sementes sem uma mistura efetiva. Estes casos são referidos como **heterogeneidade fora da amplitude**, avaliada pelo teste do valor R.

A heterogeneidade do lote pode ser avaliada pela comparação entre a variância observada entre amostras independentes de tamanho similar retiradas de diferentes recipientes e a variância aceitável, calculada considerando a distribuição ao acaso dos componentes (teste do valor H), e pela comparação entre a diferença máxima encontrada entre essas mesmas amostras com um desvio padrão aceitável (teste do valor R). Cada amostra utilizada para o cálculo da variância observada é coletada de um recipiente, não sendo mensurada a heterogeneidade dentro do recipiente. Em cada amostra é realizada a análise para o atributo avaliado. Se o resultado de um dos dois testes indicar heterogeneidade significativa, o lote deve ser declarado heterogêneo. Esse método é impraticável como análise de rotina e não deve ser empregado em qualquer característica do lote de sementes cuja ocorrência seja próxima de zero ou de 100%.

### 1.7.3 TESTE DO VALOR H

A variância aceitável é calculada multiplicando-se a variância teórica esperada pela variação ao acaso com um “fator f” para variação adicional, levando em conta o nível de heterogeneidade esperado quando se utilizam boas práticas de produção de sementes. A variância teórica pode ser calculada pela função de distribuição de probabilidade correspondente, que é a distribuição binomial, no caso de Pureza e Germinação, ou a distribuição de Poisson, no caso de Outras Sementes por Número.

#### 1.7.3.1 Definições de Termos e Símbolos

**Amostra-recipiente** = amostra tomada de um único recipiente do lote

$N^{\circ}$  = número de recipientes do lote

$N$  = número de amostras-recipiente retiradas

- $n$  = número de sementes estimado em cada amostra de trabalho (1.000 para a pureza, 100 para germinação e 10.000 para outras sementes)
- $X$  = valor do atributo que se quer testar, em cada amostra-recipiente (ex.: porcentagem de sementes puras, outras sementes por número, porcentagem de germinação)
- $\bar{X}$  = média de todos os valores de  $X$ , determinado para o lote
- $\Sigma$  = somatório
- $W$  = variância teórica das amostras com relação ao atributo testado
- $V$  = variância observada entre as amostras-recipiente com relação ao atributo testado
- $f$  = fator de correção da variância teórica pelo qual esta é multiplicada para o cálculo da variância aceitável (veja Tabela 1.1)

$$\bar{X} = \frac{\Sigma X}{N} \quad \text{Média de todos os valores } X \text{ determinados para cada amostra-recipiente}$$

**Nota:**

- Para resultados de porcentagens de componentes da pureza ou de categorias do teste de germinação, calcular a média com duas casas decimais se  $N < 10$  e com três casas decimais se  $N \geq 10$ .
- Para resultados de números de outras sementes, calcular a média com uma casa decimal se  $N < 10$  e com duas casas decimais se  $N \geq 10$ .

$$W = \frac{\bar{X} \cdot (100 - \bar{X})}{n} \cdot f \quad \text{Variância aceitável dos resultados de porcentagens dos componentes da análise de pureza ou de categorias do teste de germinação obtidos em amostras-recipiente independentes}$$

$$W = \bar{X} \cdot f \quad \text{Variância aceitável de resultados de números de outras sementes obtidos em amostras-recipiente independentes}$$

$$V = \frac{N \Sigma X^2 - (\Sigma X)^2}{N(N-1)} \quad \text{Variância observada para o atributo avaliado nas amostras-recipiente independentes, baseada em todos os valores de } X.$$

**Valor H:**

$$H = \frac{V}{W} - f$$

Nota: Valores negativos de H são relatados como zero.

**TABELA 1.1 – Fatores de correção ( f ) utilizados no cálculo de W e do valor H.**

Atributo	Sementes Não Palhentas	Sementes Palhentas*
Componentes da Pureza	1.1	1.2
Outras Sementes por Número	1.4	2.2
Categorias do Teste de Germinação**	1.1	1.2

\* Ver definição de Sementes Palhentas no Capítulo 2 – Análise de Pureza (item 2.6.2.3 e 2.8 Quadro 2.2).

\*\* (ver 1.7.2).

### 1.7.3.2 Amostragem do Lote

O número de amostras-recipientes independentes a ser tomado não deve ser inferior ao apresentado na Tabela 1.2.

**TABELA 1.2 – Número de amostras-recipientes a serem coletadas de acordo com o número de recipientes do lote e valores críticos de H para heterogeneidade do lote em nível de 1% de probabilidade.**

Número de recipientes do Lote (N°)	Número de Amostras-Recipientes Independentes (N)	Valores Críticos de H para Atributos de Pureza e Germinação		Valores Críticos de H para Atributos de Outras Sementes por Número	
		Sementes Não Palhentas	Sementes Palhentas*	Sementes Não Palhentas	Sementes Palhentas*
5	5	2,55	2,78	3,25	5,10
6	6	2,22	2,42	2,83	4,44
7	7	1,98	2,17	2,52	3,98
8	8	1,80	1,97	2,30	3,61
9	9	1,66	1,81	2,11	3,32
10	10	1,55	1,69	1,97	3,10
11-15	11	1,45	1,58	1,85	2,90
16-25	15	1,19	1,31	1,51	2,40
26-35	17	1,10	1,20	1,40	2,20
36-49	18	1,07	1,16	1,36	2,13
50 ou mais	20	0,99	1,09	1,26	2,00

\* Ver definição de Sementes Palhentas no Capítulo 2 – Análise de Pureza (item 2.6.2.3 e 2.8 Quadro 2.2).

Os recipientes a serem amostrados são escolhidos ao acaso. De cada recipiente será tomada uma amostra. Esta será constituída de pequenas porções de sementes, retiradas diagonalmente das partes superior, mediana e inferior do recipiente. O peso de cada amostra-recipiente não deve ser menor do que a metade do peso indicado para a amostra média (Quadro 1.2).

### 1.7.3.3 Procedimento do Teste

Os atributos adotados para avaliar a heterogeneidade podem ser:

- Porcentagem em peso de qualquer componente da análise de pureza;
- Porcentagem de qualquer categoria do teste de germinação (ver 1.7.2);
- Número total de sementes, número de sementes de um determinado tipo (outra espécie cultivada, sementes silvestres ou sementes nocivas) ou número de sementes de uma determinada espécie encontrado na determinação de outras sementes por número.

No laboratório, será retirada uma amostra de trabalho de cada amostra-recipiente e esta será analisada independentemente das demais amostras para o atributo escolhido.

- a) A porcentagem em peso de qualquer componente pode ser usada, desde que possa ser separada como na Análise de Pureza, por exemplo, em porcentagem de sementes puras, de material inerte, de outras sementes ou de sementes vazias de gramíneas. A amostra de trabalho deve ser de peso tal que contenha 1.000 sementes. Cada amostra de trabalho é separada em duas frações: o componente selecionado e o complemento. As duas frações serão pesadas e será calculada a porcentagem em peso da primeira parte em relação ao conjunto das duas;
- b) Nesse teste, pode ser considerada qualquer categoria de semente ou de uma determinada plântula em um Teste de Germinação, como por exemplo: plântulas normais, plântulas anormais ou sementes duras. De cada amostra-recipiente tomada é realizado, simultaneamente, um teste de germinação com 100 sementes, de acordo com as especificações do Quadro 5.1.

- e) Outras Sementes por Número podem ser determinadas, por exemplo, para uma determinada espécie ou para todas as outras sementes cultivadas ou para todas as sementes silvestres presentes. Cada amostra de trabalho deve ser tomada de maneira a conter cerca de 10.000 sementes.

#### 1.7.3.4 Uso da Tabela 1.2 e Informação dos Resultados

Se o valor calculado de H exceder o valor tabelado de H (Tabela 1.2, em função de N, do atributo considerado e da semente ser palhenta ou não), considera-se que o lote mostra heterogeneidade significativa. Se, entretanto o valor calculado de H for menor ou igual ao valor tabelado, então o lote é considerado como não heterogêneo.

Para o resultado do teste de heterogeneidade devem ser informados o valor da média ( $\bar{x}$ ), o número de amostras (N), o número de sacos no lote (N°), o valor de heterogeneidade (H) e os seguintes dizeres: “Este valor de heterogeneidade (H) indica (ou não indica) heterogeneidade significativa”.

Se  $\bar{x}$  estiver fora dos seguintes limites, o valor H não deve ser calculado ou informado:

- Componentes da análise pureza: acima de 99,8% ou abaixo de 0,2%.
- Categorias do teste de germinação: acima de 99% ou abaixo de 1%.
- Outras sementes por número: abaixo de duas por amostra.

#### 1.7.4 TESTE DO VALOR R

O teste do valor R avalia a heterogeneidade fora da amplitude por meio da comparação da diferença máxima encontrada entre as amostras de tamanho similar, retiradas conforme descrito para o teste do valor H, com os valores de amplitude máxima tolerada. Essa amplitude máxima tolerada é baseada no desvio padrão teórico aceitável, levando em conta o nível de heterogeneidade esperado quando se utilizam boas práticas de produção de sementes. Os valores do desvio padrão aceitável foram calculados a partir do desvio padrão atribuído à variação ao acaso de acordo com a distribuição binomial, para os componentes da análise de pureza (Tabela 1.3) e para as categorias do teste de germinação (Tabela 1.4), e de acordo com a distribuição de Poisson para números de outras sementes (Tabela 1.5), multiplicado, nos três casos, pela raiz quadrada do “fator f”, conforme a Tabela 1.1.

##### 1.7.4.1 Definições de Termos e Símbolos

São utilizados os mesmos termos e símbolos definidos em 1.7.3.1 para o teste do valor H, com o acréscimo da fórmula abaixo:

$$R = X_{\text{máx}} - X_{\text{mín}}$$

Amplitude calculada como a diferença máxima entre os resultados obtidos para o atributo avaliado nas amostras-recipientes independentes analisadas para o lote.

##### 1.7.4.2 Amostragem do Lote

A amostragem para o teste do valor R é a mesma do teste do valor H (1.7.3.2); as mesmas amostras devem ser utilizadas.

##### 1.7.4.3 Procedimento do Teste

Os mesmos procedimentos para o teste do valor H (1.7.3.3) são usados para o teste do valor R. Para os cálculos, o mesmo conjunto de dados deve ser utilizado.

##### 1.7.4.4 Uso das Tabelas e Informação dos Resultados

As amplitudes toleradas, isto é, críticas, a serem comparadas com o valor calculado de R estão listadas nas seguintes Tabelas:

- Tabela 1.3 para os componentes da análise de pureza
- Tabela 1.4 para as categorias do teste de germinação (ver 1.7.2);
- Tabela 1.5 para outras sementes por número

Encontre o valor de  $\bar{x}$  em uma das colunas “média” da tabela apropriada. Para entrar na tabela, os valores de  $\bar{x}$  devem ser arredondados conforme o procedimento usual. Leia a amplitude tolerada:

- na coluna 5-9 quando  $N = 5$  a  $9$ ,
- na coluna 10-19 quando  $N = 10$  a  $19$ ,
- na coluna 20 quando  $N = 20$

Se o valor calculado de  $R$  excede essa amplitude tolerada, considera-se que o lote apresenta heterogeneidade significativa fora da amplitude. Entretanto, se o valor calculado de  $R$  é menor ou igual à amplitude tolerada listada na tabela, considera-se que o lote não apresenta heterogeneidade fora da amplitude para o atributo testado.

Os resultados do teste do valor  $R$  devem ser informados da seguinte forma:

Listar  $\bar{x}$ ,  $N$ ,  $N^\circ$ , o valor calculado de  $R$  e acrescentar os dizeres: “Este valor de  $R$  indica (ou não indica) heterogeneidade significativa”.

### 1.7.5 INTERPRETAÇÃO DOS RESULTADOS

Se um dos dois testes, teste do valor  $H$  ou teste do valor  $R$ , indicar heterogeneidade significativa, o lote deve ser declarado heterogêneo. Quando, entretanto, nenhum dos dois testes indicar heterogeneidade significativa, então o lote deve ser considerado como não heterogêneo, apresentando um nível não significativo de heterogeneidade.

### 1.7.6 EXEMPLO PARA VERIFICAR SE O LOTE É OU NÃO HETEROGÊNEO

#### Cálculo realizado pelo teste do valor $H$ e pelo teste do valor $R$

Considere um lote de sementes de soja composto por 100 sacos de 20 quilos, ou seja, 100 recipientes ( $N^\circ=100$ ), sobre o qual haja suspeita de heterogeneidade quanto ao atributo porcentagem de plântulas normais do teste de germinação.

Para realizar o teste do valor  $H$  e do teste do valor  $R$ , de acordo com a Tabela 1.2 na linha correspondente a “ $N^\circ$ ” igual a 50 ou mais, devem ser tomadas 20 amostras-recipientes independentes ( $N=20$ ), de 20 sacos de sementes selecionados ao acaso, uma amostra de cada saco, cada uma delas com peso igual ou superior a 500g (metade da amostra média de soja, que de acordo com o Quadro 1.2 deve ser de um quilo).

Como o atributo a ser testado é a porcentagem de plântulas normais do teste de germinação, são retiradas ao acaso 100 sementes de cada amostra-recipiente ( $n=100$  sementes) e, para cada amostra-recipiente, é montado um teste de germinação com as 100 sementes. Os testes são conduzidos simultaneamente (20 testes no total). Considere que os resultados obtidos foram os listados abaixo:

Amostra-recipiente	Plântulas normais (%)
1	85
2	80
3	90
4	87
5	84
6	85
7	85
8	90
9	81
10	83

11	82
12	84
13	87
14	88
15	85
16	84
17	88
18	90
19	80
20	89
	$\Sigma X = 1707$

$$\bar{X} = \frac{\Sigma X}{N}, \text{ logo } \bar{X} = \frac{1707}{20} = 85,350$$

A média está com três casas decimais porque  $N \geq 10$ , conforme 1.7.3.1, “FÓRMULAS”, “Nota”.

Para o cálculo da variância aceitável (W) para o atributo porcentagem de plântulas normais, que é uma das categorias do teste de germinação, deve ser utilizada a fórmula:

$$W = \frac{\bar{X} \cdot (100 - \bar{X})}{n} \cdot f$$

No exemplo dado,  $\bar{x} = 85,350$ ,  $n=100$  (número de sementes na amostra de trabalho) e  $f = 1,1$  (Tabela 1.1, sementes não palhentas, categorias do teste de germinação), logo:

$$W = \frac{85,350 \cdot (100 - 85,350)}{100} \cdot 1,1 \Rightarrow W = 13,754$$

Cálculo da variância observada:

$$V = \frac{N \Sigma X^2 - (\Sigma X)^2}{N(N-1)} \quad N=20, \Sigma X = 1707, \text{ então:}$$

$$V = \frac{20(85^2 + 80^2 + \dots + 89^2) - (1707)^2}{20(19)} \Rightarrow V = \frac{20(145889) - 2913849}{380} \Rightarrow$$

$$V = \frac{3931}{380} = 10,345$$

Cálculo do valor H:

$$H = \frac{V}{W} - f \Rightarrow H = \frac{10,345}{13,754} - 1,1 = -0,348$$

Como os valores negativos de H são computados como 0 (zero), comparamos esse valor com o valor tabelado. Na Tabela 1.2, na linha correspondente a 50 ou mais, na coluna para atributos de pureza e germinação / sementes não palhentas, o valor tabelado é 0,99. Como zero é menor que 0,99, o lote é considerado não heterogêneo pelo teste do valor H.

O resultado do teste do valor H é informado da seguinte forma:  
 $\bar{X}=85,350$  (média dos resultados obtidos),  $N=20$  (número de amostras-recipientes),  
 $N^{\circ}=100$  (número de recipientes do lote),  $H=0$ . Este valor não indica heterogeneidade significativa.

Cálculo do valor R:

$$R = X_{\text{máx}} - X_{\text{mín}}$$

O maior valor de porcentagem de plântulas normais obtido foi 90% e o menor valor foi 80%, portanto:

$$R = 90 - 80 = 10$$

O valor tabelado de R para categorias do teste de germinação está na Tabela 1.4, Parte 1 (sementes não palhentas), na linha correspondente a 85% (média após arredondamento), na coluna  $N=20$ . O valor tabelado de R é 22.

Como o valor calculado (10) é menor do que o valor tabelado (22), considera-se que o lote não apresenta heterogeneidade fora da amplitude para porcentagem de plântulas normais, pelo teste do valor R.

O resultado do teste do valor R é informado da seguinte forma:

$\bar{X} = 85$  (média dos resultados obtidos),  $N=20$  (número de amostras-recipientes),  
 $N^{\circ}=100$  (número de recipientes do lote),  $R=10$ . Este valor de R não indica heterogeneidade significativa.

CONCLUSÃO:

O lote deve ser considerado não heterogêneo para a porcentagem de plântulas normais do teste de germinação, pois não apresenta heterogeneidade significativa pelo teste do valor H nem pelo teste do valor R.



**TABELA 1.3 – Parte 1 – Amplitudes máximas toleradas para o teste do valor R para componentes da análise de pureza de sementes não palhentas, em nível de significância de 1% de probabilidade.**

Porcentagem média do componente e seu complemento		Amplitude tolerada por número de amostras independentes (N)			Porcentagem média do componente e seu complemento		Amplitude tolerada por número de amostras independentes (N)		
		5-9	10-19	20			5-9	10-19	20
99,9	0,1	0,5	0,5	0,6	88,0	12,0	5,0	5,6	6,1
99,8	0,2	0,7	0,8	0,8	87,0	13,0	5,1	5,8	6,3
99,7	0,3	0,8	0,9	1,0	86,0	14,0	5,3	5,9	6,5
99,6	0,4	1,0	1,1	1,2	85,0	15,0	5,4	6,1	6,7
99,5	0,5	1,1	1,2	1,3	84,0	16,0	5,6	6,3	6,9
99,4	0,6	1,2	1,3	1,4	83,0	17,0	5,7	6,4	7,0
99,3	0,7	1,3	1,4	1,6	82,0	18,0	5,9	6,6	7,2
99,2	0,8	1,4	1,5	1,7	81,0	19,0	6,0	6,7	7,4
99,1	0,9	1,4	1,6	1,8	80,0	20,0	6,1	6,8	7,5
99,0	1,0	1,5	1,7	1,9	78,0	22,0	6,3	7,1	7,8
98,5	1,5	1,9	2,1	2,3	76,0	24,0	6,5	7,3	8,0
98,0	2,0	2,1	2,4	2,6	74,0	26,0	6,7	7,5	8,2
97,5	2,5	2,4	2,7	2,9	72,0	28,0	6,9	7,7	8,4
97,0	3,0	2,6	2,9	3,2	70,0	30,0	7,0	7,8	8,6
96,5	3,5	2,8	3,1	3,4	68,0	32,0	7,1	8,0	8,7
96,0	4,0	3,0	3,4	3,7	66,0	34,0	7,2	8,1	8,9
95,5	4,5	3,2	3,5	3,9	64,0	36,0	7,3	8,2	9,0
95,0	5,0	3,3	3,7	4,1	62,0	38,0	7,4	8,3	9,1
94,0	6,0	3,6	4,1	4,5	60,0	40,0	7,5	8,4	9,2
93,0	7,0	3,9	4,4	4,8	58,0	42,0	7,5	8,4	9,2
92,0	8,0	4,1	4,6	5,1	56,0	44,0	7,6	8,5	9,3
91,0	9,0	4,4	4,9	5,4	54,0	46,0	7,6	8,5	9,3
90,0	10,0	4,6	5,1	5,6	52,0	48,0	7,6	8,6	9,4
89,0	11,0	4,8	5,4	5,9	50,0	50,0	7,6	8,6	9,4

**TABELA 1.3 – Parte 2 – Amplitudes máximas toleradas para o teste do valor R para componentes da análise de pureza de sementes palhentas\*, em nível de significância de 1% de probabilidade.**

Porcentagem média do componente e seu complemento		Amplitude tolerada por número de amostras independentes (N)			Porcentagem média do componente e seu complemento		Amplitude tolerada por número de amostras independentes (N)		
		5-9	10-19	20			5-9	10-19	20
99,9	0,1	0,5	0,6	0,6	88,0	12,0	5,2	5,8	6,4
99,8	0,2	0,7	0,8	0,9	87,0	13,0	5,4	6,0	6,6
99,7	0,3	0,9	1,0	1,1	86,0	14,0	5,5	6,2	6,8
99,6	0,4	1,0	1,1	1,2	85,0	15,0	5,7	6,4	7,0
99,5	0,5	1,1	1,3	1,4	84,0	16,0	5,8	6,6	7,2
99,4	0,6	1,2	1,4	1,5	83,0	17,0	6,0	6,7	7,4
99,3	0,7	1,3	1,5	1,6	82,0	18,0	6,1	6,9	7,5
99,2	0,8	1,4	1,6	1,7	81,0	19,0	6,3	7,0	7,7
99,1	0,9	1,5	1,7	1,8	80,0	20,0	6,4	7,1	7,8
99,0	1,0	1,6	1,8	1,9	78,0	22,0	6,6	7,4	8,1
98,5	1,5	1,9	2,2	2,4	76,0	24,0	6,8	7,6	8,4
98,0	2,0	2,2	2,5	2,7	74,0	26,0	7,0	7,8	8,6
97,5	2,5	2,5	2,8	3,1	72,0	28,0	7,2	8,0	8,8
97,0	3,0	2,7	3,0	3,3	70,0	30,0	7,3	8,2	9,0
96,5	3,5	2,9	3,3	3,6	68,0	32,0	7,4	8,3	9,1
96,0	4,0	3,1	3,5	3,8	66,0	34,0	7,5	8,5	9,3
95,5	4,5	3,3	3,7	4,1	64,0	36,0	7,6	8,6	9,4
95,0	5,0	3,5	3,9	4,3	62,0	38,0	7,7	8,7	9,5
94,0	6,0	3,8	4,2	4,6	60,0	40,0	7,8	8,8	9,6
93,0	7,0	4,1	4,6	5,0	58,0	42,0	7,9	8,8	9,7
92,0	8,0	4,3	4,8	5,3	56,0	44,0	7,9	8,9	9,7
91,0	9,0	4,6	5,1	5,6	54,0	46,0	7,9	8,9	9,8
90,0	10,0	4,8	5,4	5,9	52,0	48,0	8,0	8,9	9,8
89,0	11,0	5,0	5,6	6,1	50,0	50,0	8,0	8,9	9,8

\* Ver definição de Sementes Palhentas no Capítulo 2 – Análise de Pureza (item 2.6.2.3 e 2.8 Quadro 2.2).

**TABELA 1.4 – Parte 1 – Amplitudes máximas toleradas para o teste do valor R para categorias do teste de germinação\* de sementes não palhentas, em nível de significância de 1% de probabilidade.**

Porcentagem média do componente e seu complemento	Amplitude tolerada por número de amostras independentes (N)			Porcentagem média do componente e seu complemento	Amplitude tolerada por número de amostras independentes (N)				
	5-9	10-19	20		5-9	10-19	20		
99	1	5	6	6	74	26	22	24	26
98	2	7	8	9	73	27	22	25	27
97	3	9	10	11	72	28	22	25	27
96	4	10	11	12	71	29	22	25	27
95	5	11	12	13	70	30	23	25	28
94	6	12	13	15	69	31	23	26	28
93	7	13	14	16	68	32	23	26	28
92	8	14	15	17	67	33	23	26	28
91	9	14	16	17	66	34	23	26	29
90	10	15	17	18	65	35	24	26	29
89	11	16	17	19	64	36	24	26	29
88	12	16	18	20	63	37	24	27	29
87	13	17	19	20	62	38	24	27	29
86	14	17	19	21	61	39	24	27	29
85	15	18	20	22	60	40	24	27	30
84	16	18	20	22	59	41	24	27	30
83	17	19	21	23	58	42	24	27	30
82	18	19	21	23	57	43	24	27	30
81	19	19	22	24	56	44	24	27	30
80	20	20	22	24	55	45	25	27	30
79	21	20	23	25	54	46	25	27	30
78	22	20	23	25	53	47	25	28	30
77	23	21	23	25	52	48	25	28	30
76	24	21	24	26	51	49	25	28	30
75	25	21	24	26	50	50	25	28	30

\* (ver 1.7.2).

**TABELA 1.4 – Parte 2 – Amplitudes máximas toleradas para o teste do valor R para categorias do teste de germinação\* de sementes palhentas\*\*, em nível de significância de 1% de probabilidade.**

Porcentagem média do componente e seu complemento	Amplitude tolerada por número de amostras independentes (N)			Porcentagem média do componente e seu complemento	Amplitude tolerada por número de amostras independentes (N)				
	5-9	10-19	20		5-9	10-19	20		
99	1	6	6	7	74	26	23	25	28
98	2	8	8	9	73	27	23	26	28
97	3	9	10	11	72	28	23	26	28
96	4	10	12	13	71	29	23	26	29
95	5	11	13	14	70	30	24	26	29
94	6	12	14	15	69	31	24	27	29
93	7	13	15	16	68	32	24	27	29
92	8	14	16	17	67	33	24	27	30
91	9	15	17	18	66	34	24	27	30
90	10	16	17	19	65	35	25	27	30
89	11	16	18	20	64	36	25	28	30
88	12	17	19	21	63	37	25	28	30
87	13	17	20	21	62	38	25	28	31
86	14	18	20	22	61	39	25	28	31
85	15	18	21	23	60	40	25	28	31
84	16	19	21	23	59	41	25	28	31
83	17	19	22	24	58	42	25	28	31
82	18	20	22	24	57	43	25	28	31
81	19	20	23	25	56	44	26	29	31
80	20	21	23	25	55	45	26	29	31
79	21	21	24	26	54	46	26	29	31
78	22	21	24	26	53	47	26	29	31
77	23	22	24	27	52	48	26	29	31
76	24	22	25	27	51	49	26	29	31
75	25	22	25	27	50	50	26	29	31

\* (ver 1.7.2).

\*\* Ver definição de Sementes Palhentas no Capítulo 2 – Análise de Pureza (item 2.6.2.3 e 2.8 Quadro 2.2).

**TABELA 1.5 – Parte 1 – Amplitudes máximas toleradas para o teste do valor R para números de outras sementes para sementes não palhentas, em nível de significância de 1% de probabilidade.**

Número médio de outras sementes	Amplitude tolerada por número de amostras independentes (N)			Número médio de outras sementes	Amplitude tolerada por número de amostras independentes (N)			Número médio de outras sementes	Amplitude tolerada por número de amostras independentes (N)		
	5-9	10-19	20		5-9	10-19	20		5-9	10-19	20
1	6	7	7	47	38	42	46	93	53	59	65
2	8	9	10	48	38	43	47	94	53	60	65
3	10	11	12	49	39	43	47	95	54	60	66
4	11	13	14	50	39	44	48	96	54	60	66
5	13	14	15	51	39	44	48	97	54	61	66
6	14	15	17	52	40	45	49	98	54	61	67
7	15	17	18	53	40	45	49	99	55	61	67
8	16	18	19	54	40	45	50	100	55	62	67
9	17	19	21	55	41	46	50	101	55	62	68
10	18	20	22	56	41	46	51	102	55	62	68
11	19	21	23	57	42	47	51	103	56	62	68
12	19	22	24	58	42	47	51	104	56	63	69
13	20	23	25	59	42	47	52	105	56	63	69
14	21	23	26	60	43	48	52	106	57	63	69
15	22	24	26	61	43	48	53	107	57	64	70
16	22	25	27	62	43	49	53	108	57	64	70
17	23	26	28	63	44	49	54	109	57	64	70
18	24	26	29	64	44	49	54	110	58	65	71
19	24	27	30	65	44	50	54	111	58	65	71
20	25	28	30	66	45	50	55	112	58	65	71
21	25	28	31	67	45	50	55	113	58	65	72
22	26	29	32	68	45	51	56	114	59	66	72
23	27	30	33	69	46	51	56	115	59	66	72
24	27	30	33	70	46	52	56	116	59	66	73
25	28	31	34	71	46	52	57	117	59	67	73
26	28	32	35	72	47	52	57	118	60	67	73
27	29	32	35	73	47	53	58	119	60	67	73
28	29	33	36	74	47	53	58	120	60	67	74
29	30	33	37	75	48	53	58	121	60	68	74
30	30	34	37	76	48	54	59	122	61	68	74
31	31	34	38	77	48	54	59	123	61	68	75
32	31	35	38	78	49	54	60	124	61	68	75
33	32	36	39	79	49	55	60	125	61	69	75
34	32	36	39	80	49	55	60	126	62	69	76
35	33	37	40	81	49	55	61	127	62	69	76
36	33	37	41	82	50	56	61	128	62	70	76
37	34	38	41	83	50	56	61	129	62	70	76
38	34	38	42	84	50	56	62	130	63	70	77
39	34	39	42	85	51	57	62	131	63	70	77
40	35	39	43	86	51	57	62	132	63	71	77
41	35	40	43	87	51	57	63	133	63	71	78
42	36	40	44	88	52	58	63	134	64	71	78
43	36	41	44	89	52	58	64	135	64	71	78
44	37	41	45	90	52	58	64	136	64	72	78
45	37	41	45	91	52	59	64	137	64	72	79
46	37	42	46	92	53	59	65	138	64	72	79

**TABELA 1.5 – Parte 2 – Amplitudes máximas toleradas para o teste do valor R para números de outras sementes para sementes palhentas\*, em nível de significância de 1% de probabilidade.**

Número médio de outras sementes	Amplitude tolerada por número de amostras independentes (N)			Número médio de outras sementes	Amplitude tolerada por número de amostras independentes (N)			Número médio de outras sementes	Amplitude tolerada por número de amostras independentes (N)		
	5-9	10-19	20		5-9	10-19	20		5-9	10-19	20
1	7	8	9	47	47	53	58	93	66	74	81
2	10	11	12	48	48	54	59	94	67	75	82
3	12	14	15	49	48	54	59	95	67	75	82
4	14	16	17	50	49	55	60	96	67	75	83
5	16	18	19	51	49	55	60	97	68	76	83
6	17	19	21	52	50	56	61	98	68	76	83
7	19	21	23	53	50	56	62	99	68	77	84
8	20	22	24	54	51	57	62	100	69	77	84
9	21	23	26	55	51	57	63	101	69	77	85
10	22	25	27	56	52	58	63	102	69	78	85
11	23	26	28	57	52	58	64	103	70	78	86
12	24	27	30	58	52	59	64	104	70	79	86
13	25	28	31	59	53	59	65	105	70	79	86
14	26	29	32	60	53	60	65	106	71	79	87
15	27	30	33	61	54	60	66	107	71	80	87
16	28	31	34	62	54	61	66	108	71	80	88
17	29	32	35	63	55	61	67	109	72	80	88
18	29	33	36	64	55	62	68	110	72	81	88
19	30	34	37	65	56	62	68	111	72	81	89
20	31	35	38	66	56	63	69	112	73	81	89
21	32	36	39	67	56	63	69	113	73	82	90
22	33	36	40	68	57	64	70	114	73	82	90
23	33	37	41	69	57	64	70	115	74	83	90
24	34	38	42	70	58	65	71	116	74	83	91
25	35	39	42	71	58	65	71	117	74	83	91
26	35	40	43	72	58	65	72	118	75	84	92
27	36	40	44	73	59	66	72	119	75	84	92
28	37	41	45	74	59	66	73	120	75	84	92
29	37	42	46	75	60	67	73	121	76	85	93
30	38	42	46	76	60	67	74	122	76	85	93
31	38	43	47	77	60	68	74	123	76	85	93
32	39	44	48	78	61	68	75	124	76	86	94
33	40	44	49	79	61	69	75	125	77	86	94
34	40	45	49	80	62	69	75	126	77	86	95
35	41	46	50	81	62	69	76	127	77	87	95
36	41	46	51	82	62	70	76	128	78	87	95
37	42	47	51	83	63	70	77	129	78	87	96
38	43	48	52	84	63	71	77	130	78	88	96
39	43	48	53	85	63	71	78	131	79	88	96
40	44	49	54	86	64	71	78	132	79	88	97
41	44	50	54	87	64	72	79	133	79	89	97
42	45	50	55	88	65	72	79	134	79	89	98
43	45	51	55	89	65	73	80	135	80	89	98
44	46	51	56	90	65	73	80	136	80	90	98
45	46	52	57	91	66	74	80	137	80	90	99
46	47	52	57	92	66	74	81	138	81	90	99

\* Ver definição de Sementes Palhentas no Capítulo 2 – Análise de Pureza (item 2.6.2.3 e 2.8 Quadro 2.2).

**QUADRO 1.2** – Indica, por espécie botânica, o tamanho máximo do lote, o uso da espécie, o peso mínimo da amostra média e das amostras de trabalhos para a Análise de Pureza e para a Determinação de Outras Sementes por Número, bem como o número de sementes por grama.

As abreviaturas têm os seguintes significados:

CO – condimento;                      FL – florestal;                      FO – forrageira;  
 FR – frutífera;                      GC – grande cultura;                      HO – hortícola;  
 IN – invasora;                      ME – medicinal e                      OR – ornamental.

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Abelmoschus esculentus</i> (L.) Moench (= <i>Hibiscus esculentus</i> L.)	HO	20.000	1.000	140	1.000	19
<i>Abies alba</i> Mill.	FL	1.000	240	120	-	-
<i>Abies amabilis</i> Douglas ex J. Forbes	FL	1.000	200	100	-	25
<i>Abies balsamea</i> (L.) Mill.	FL	1.000	40	20	-	130
<i>Abies cephalonica</i> Loudon	FL	1.000	360	180	-	-
<i>Abies cilicica</i> (Antoine & Kotschy) Carrière	FL	1.000	1.000	500	-	-
<i>Abies concolor</i> (Gordon & Glend.) Lindl. ex Hildebr.	FL	1.000	160	80	-	35
<i>Abies firma</i> Siebold & Zucc.	FL	1.000	200	100	-	-
<i>Abies fraseri</i> (Pursh) Poir.	FL	1.000	40	20	-	125
<i>Abies grandis</i> (Douglas ex D. Don) Lindl.	FL	1.000	100	50	-	50
<i>Abies homolepis</i> Siebold & Zucc.	FL	1.000	80	40	-	65
<i>Abies lasiocarpa</i> (Hook.) Nutt.	FL	1.000	50	25	-	85
<i>Abies magnifica</i> A. Murray	FL	1.000	400	200	-	13
<i>Abies nordmanniana</i> (Steven) Spach	FL	1.000	360	180	-	-
<i>Abies numidica</i> de Lannoy ex Carrière	FL	1.000	500	250	-	-
<i>Abies pinsapo</i> Boiss.	FL	1.000	320	160	-	-
<i>Abies procera</i> Rehder	FL	1.000	160	80	-	30
<i>Abies sachalinensis</i> (F. Schmidt) Mast.	FL	1.000	60	30	-	-
<i>Abies veitchii</i> Lindl.	FL	1.000	40	20	-	130
<i>Abronia umbellata</i> Lam.	-	-	-	-	-	-
<i>Abutilon</i> <sup>3</sup> <i>hybridum</i> hort. ex Voss	OR	5.000	40	10	-	-
<i>Acacia</i> spp.	FL	1.000	70	35	-	-
<i>Acer campestre</i> L. ( <i>Acer ginnala</i> Maxim.) ver <i>Acer tataricum</i> L. subsp. <i>ginnala</i> (Maxim.) Wesm.	FL	1.000	400	200	-	-
<i>Acer negundo</i> L.	FL	500	200	100	-	25
<i>Acer palmatum</i> Thunb.	FL	500	100	50	-	-
<i>Acer platanoides</i> L.	FL	500	700	350	-	6
<i>Acer pseudoplatanus</i> L.	FL	500	600	300	-	13

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Acer rubrum</i> L.	FL	500	100	50	-	50
<i>Acer saccharinum</i> L.	FL	500	1.000	500	-	3
<i>Acer saccharum</i> Marshall	FL	500	360	180	-	14
<i>Acer tataricum</i> subsp. <i>ginnala</i> (Maxim.) Wesm. (= <i>Acer ginnala</i> Maxim.)	FL	-	-	-	-	-
( <i>Achillea argentea</i> hort., non Lam.) ver <i>Achillea umbellata</i> Sm.	-	-	-	-	-	-
<i>Achillea clavennae</i> L.	OR	5.000	5	0,5	-	-
<i>Achillea filipendulina</i> Lam.	OR	5.000	5	0,5	-	-
<i>Achillea millefolium</i> L.	OR	10.000	25	0,5	5	-
<i>Achillea ptarmica</i> L.	OR	5.000	5	0,5	-	-
<i>Achillea umbellata</i> Sm. (= <i>Achillea argentea</i> hort., non Lam.)	OR, ME	5.000	5	0,5	-	-
<i>Aconitum napellus</i> L.	OR, ME	-	-	-	-	-
( <i>Acroclinium roseum</i> Hook.) ver <i>Helipterum roseum</i> (Hook.) Benth.	-	-	-	-	-	-
<i>Adonis aestivalis</i> L.	OR	-	-	-	-	-
<i>Adonis vernalis</i> L.	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Aeschynomene americana</i> L.	IN	10.000	120	12	120	-
<i>Aeschynomene villosa</i> Poir.	FO	10.000	70	-	-	-
<i>Aesculus hippocastanum</i> L.	FL, FR	5.000	500 sementes	500 sementes	-	-
<i>Aesculus pavia</i> L.	FL	-	-	-	-	-
<i>Ageratum houstonianum</i> Mill.	OR	5.000	5	0,5	-	8.380
<i>Ageratum mexicanum</i> hort.	OR	1.000	2	0,5	-	-
<i>Agrimonia eupatoria</i> L.	OR	5.000	200	50	-	-
<i>Agropyron cristatum</i> (L.) Gaertn.	FO	10.000	40	4	40	685
( <i>Agropyron dasystachyum</i> (Hook.) Scribn.) ver <i>Elymus lanceolatus</i> (Scribn. & J.G. Sm.) Gould	-	-	-	-	-	-
<i>Agropyron desertorum</i> (Fisch. ex Link) Schult.	FO	10.000	60	6	60	430
( <i>Agropyron elongatum</i> (Host) P. Beauv.) ver <i>Elytrigia elongata</i> (Host) Nevski	-	-	-	-	-	-
( <i>Agropyron inerme</i> (Scribn. & J.G. Sm.) Rydb.) ver <i>Pseudoroegneria spicata</i> (Pursh) Á. Löve	-	-	-	-	-	-
( <i>Agropyron intermedium</i> (Host) P. Beauv.) ver <i>Elytrigia intermedia</i> (Host) Nevski	-	-	-	-	-	-
( <i>Agropyron repens</i> (L.) P. Beauv.) ver <i>Elytrigia repens</i> (L.) Desv. ex Nevski	-	-	-	-	-	-



Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
( <i>Agropyron riparium</i> Scribn. & J.G. Sm.) ver <i>Elymus lanceolatus</i> (Scribn. & J.G. Sm.) Gould	-	-	-	-	-	-
( <i>Agropyron smithii</i> Rydb.) ver <i>Pascopyrum smithii</i> (Rydb.) Á. Löve	-	-	-	-	-	-
( <i>Agropyron spicatum</i> (Pursh) Scribn. & J.G. Sm.) ver <i>Pseudoroegneria spicata</i> (Pursh) Á. Löve	-	-	-	-	-	-
( <i>Agropyron trachycaulum</i> (Link) Malte ex H.F. Lewis) ver <i>Elymus trachycaulus</i> (Link) Gould ex Shinnars	-	-	-	-	-	-
( <i>Agropyron trichophorum</i> (Link) K. Richt.) ver <i>Elytrigia intermedia</i> (Host) Nevski	-	-	-	-	-	-
<i>Agrostemma</i> spp.	OR	-	-	-	-	-
<i>Agrostis canina</i> L.	FO	10.000	25	0,25	2,5	18.180
<i>Agrostis capillaris</i> L.	FO	10.000	25	0,25	2,5	13.055
<i>Agrostis gigantea</i> Roth	FO	10.000	25	0,25	2,5	10.695
<i>Agrostis palustris</i> Huds. [incluída em <i>Agrostis stolonifera</i> L.]	FO	-	-	-	-	-
<i>Agrostis stolonifera</i> L. [incluindo <i>Agrostis palustris</i> Huds.]	FO	10.000	25	0,25	2,5	13.515
<i>Ailanthus altissima</i> (Mill.) Swingle	FL	1.000	160	80	-	30
<i>Alcea rosea</i> L.	OR	5.000	80	20	-	114
<i>Allium cepa</i> L.	HO	10.000	80	8	80	340
<i>Allium fistulosum</i> L.	HO	10.000	50	5	50	300-500
<i>Allium porrum</i> L.	HO	10.000	70	7	70	395
<i>Allium schoenoprasum</i> L.	HO	10.000	30	3	30	-
<i>Allium tuberosum</i> Rottler ex Spreng.	FO	10.000	100	10	100	-
<i>Alnus cordata</i> (Loisel.) Duby	FL	1.000	12	6	-	-
<i>Alnus glutinosa</i> (L.) Gaertn.	FL	1.000	8	4	-	-
<i>Alnus incana</i> (L.) Moench	FL	1.000	4	2	-	-
<i>Alnus rubra</i> Bong.	FL	1.000	4	2	-	-
<i>Alonsoa meridionalis</i> (L.f.) Kuntze	OR	-	-	-	-	-
<i>Alopecurus arundinaceus</i> (L.f.) Kuntze	FO	5.000	40	2	20	1.880
<i>Alopecurus pratensis</i> L.	FO	10.000	30	3	30	895
( <i>Althaea</i> <sup>3</sup> <i>hybrida</i> hort.) ver <i>Althaea</i> Hybrids	-	-	-	-	-	-
<i>Althaea</i> Hybrids (= <i>Althaea</i> <sup>3</sup> <i>hybrida</i> hort.)	OR	5.000	80	20	-	-
<i>Althaea officinalis</i> L.	OR	5.000	80	20	-	-
<i>Alysicarpus vaginalis</i> (L.) DC.	GC	10.000	40	4	40	665
<i>Alyssum argenteum</i> All.	OR	5.000	10	3	-	-
<i>Alyssum compactum</i> hort.	OR	5.000	8	3	-	1.010

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Alyssum montanum</i> L.	OR	5.000	10	3	-	-
<i>Alyssum procumbens</i> Lam.	OR	5.000	3	1	-	-
( <i>Alyssum saxatile</i> L.) ver <i>Aurinia saxatilis</i> (L.) Desv.	-	-	-	-	-	-
<i>Amaranthus caudatus</i> L.	OR, IN	5.000	10	2	-	-
<i>Amaranthus cruentus</i> L. (= <i>Amaranthus paniculatus</i> L.)	OR, IN	5.000	10	2	-	-
<i>Amaranthus hybridus</i> L.	OR, IN	5.000	10	2	-	1.670
( <i>Amaranthus paniculatus</i> L.) ver <i>Amaranthus cruentus</i> L.	-	-	-	-	-	-
<i>Amaranthus tricolor</i> L.	OR, IN	5.000	10	2	-	-
<i>Amberboa moschata</i> (L.) DC.	OR	5.000	40	10	-	370
<i>Ammobium alatum</i> R. Br.	OR	5.000	5	1	-	-
<i>Amorpha fruticosa</i> L.	OR	1.000	1.000	150	-	-
<i>Ampelopsis</i> spp.	OR	-	-	-	-	-
<i>Anagallis arvensis</i> L.	OR	5.000	10	2	-	1.200
<i>Anagallis arvensis</i> L. var. <i>caerulea</i> (L.) Gouan (= <i>Anagallis arvensis</i> L.f. <i>caerulea</i> (L.) Lüdi)	OR	-	-	-	-	-
( <i>Anagallis arvensis</i> L.f. <i>caerulea</i> (L.) Lüdi) ver <i>Anagallis arvensis</i> L. var. <i>caerulea</i> (L.) Gouan	-	-	-	-	-	-
<i>Anagallis grandiflora</i> Andr.	OR	-	-	-	-	-
<i>Anagallis monelli</i> Blieb.	OR	-	-	-	-	-
<i>Anchusa azurea</i> Mill.	OR	5.000	100	25	-	-
<i>Anchusa capensis</i> Thunb.	OR	5.000	40	10	-	342
( <i>Anchusa myosotidiflora</i> Lehm.) ver <i>Brunnera macrophylla</i> (Adams) I.M. Johnst.	-	-	-	-	-	-
<i>Andropogon gayanus</i> Kunth	FO	10.000	160	8	80	309
<i>Andropogon gerardii</i> Vitman	FO	10.000	70	7	70	320
<i>Andropogon hallii</i> Hack.	FO	10.000	100	10	100	215
( <i>Andropogon ischaemum</i> L.) ver <i>Bothriochloa ischaemum</i> (L.) Keng	-	-	-	-	-	-
( <i>Andropogon scoparius</i> Michx.) ver <i>Schizachyrium scoparium</i> (Michx.) Nash	-	-	-	-	-	-
<i>Anemone coronaria</i> L.	OR	5.000	10	3	-	1.410
<i>Anemone pulsatilla</i> L. (= <i>Pulsatilla vulgaris</i> Mill.)	OR	5.000	10	3	-	-
<i>Anemone sylvestris</i> L.	OR	5.000	10	3	-	-
<i>Anethum graveolens</i> L.	CO, HO	10.000	40	4	40	800-900
<i>Angelica archangelica</i> L.	HO, OR	5.000	40	10	-	-
<i>Anthemis nobilis</i> L.	ME, OR	-	-	-	-	-
<i>Anthemis sancti-johannis</i> Stoj. et al.	HO	-	-	-	-	-
<i>Anthemis tinctoria</i> L.	HO	5.000	3	1	-	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Anthoxanthum odoratum</i> L.	GC	10.000	25	2	20	1.600
<i>Anthriscus cerefolium</i> (L.) Hoffm.	CO, HO	10.000	60	6	60	450
<i>Anthyllis vulneraria</i> L.	FO, IN	10.000	60	6	60	-
<i>Antirrhinum majus</i> L.	OR	5.000	5	0,5	-	7.680
<i>Antirrhinum</i> spp.	OR	-	-	-	-	-
<i>Apium graveolens</i> L.	HO	10.000	25	1	10	2.500
<i>Aquilegia alpina</i> L.	OR	5.000	20	4	-	-
<i>Aquilegia caerulea</i> James	OR	-	-	-	-	-
<i>Aquilegia canadensis</i> L.	OR	5.000	20	4	-	616
<i>Aquilegia chrysantha</i> A. Gray	OR	5.000	20	4	-	-
<i>Aquilegia</i> <sup>2</sup> <i>cultorum</i> Bergmans	OR	5.000	20	4	-	-
<i>Aquilegia longissima</i> A. Gray	OR	-	-	-	-	-
<i>Aquilegia vulgaris</i> L.	OR	5.000	20	4	-	-
<i>Arabis alpina</i> L.	OR	5.000	10	2	-	-
<i>Arabis</i> <sup>2</sup> <i>arendsii</i> H.R. Wehrh.	OR	5.000	10	2	-	-
<i>Arabis blepharophylla</i> Hook. & Arn.	OR	5.000	10	2	-	-
<i>Arabis caucasica</i> Willd.	OR	5.000	10	2	-	-
<i>Arabis procurrens</i> Waldst. & Kit.	OR	5.000	10	2	-	-
<i>Arabis scopoliana</i> Boiss.	OR	5.000	10	2	-	-
<i>Arachis hypogaea</i> L.	GC	30.000	1.000	1.000	1.000	1-3
<i>Arachis pintoi</i> Krapov. & W.C. Gregory	FO, GC, OR	10.000	1.000	-	-	-
<i>Araucaria angustifolia</i> (Bertol.) Kuntze	FL	-	-	-	-	-
<i>Arctium lappa</i> L.	GC, HO	10.000	50	5	50	-
<i>Arctotis fastuosa</i> Jacq. (= <i>Venidium fastuosum</i> (Jacq.) Stapf)	OR	1.000	5	2	-	2.463
( <i>Arctotis grandis</i> Thunb.) ver <i>Arctotis stoechadifolia</i> P.J. Bergius	-	-	-	-	-	-
<i>Arctotis</i> spp. (exceto <i>Arctotis fastuosa</i> (Jacq.) Stapf e <i>Arctotis stoechadifolia</i> P.J. Bergius)	OR	-	-	-	-	-
<i>Arctotis stoechadifolia</i> P.J. Bergius (= <i>Arctotis grandis</i> Thunb.)	OR	5.000	20	4	-	662
<i>Armeria maritima</i> Willd.	OR	5.000	20	5	-	422
<i>Arnica montana</i> L.	ME	-	-	-	-	-
<i>Arrhenatherum elatius</i> (L.) P. Beauv. ex J. Presl & C. Presl	GC	10.000	80	8	80	420
<i>Artemisia absinthium</i> L.	HO, ME	5.000	5	0,5	-	-
<i>Artemisia dracunculus</i> L.	CO, OR	5.000	5	0,5	-	-
<i>Artemisia maritima</i> L.	ME	5.000	5	0,5	-	-
<i>Artemisia vulgaris</i> L.	CO, OR	5.000	5	0,5	-	4.600
<i>Asclepias</i> spp. (exceto <i>Asclepias tuberosa</i> L.)	OR, IN	-	-	-	-	-
<i>Asclepias tuberosa</i> L.	IN, OR	5.000	130	13	-	-
<i>Asparagus densiflorus</i> (Kunth) Jessop (= <i>Asparagus sprengeri</i> Regel)	OR	10.000	200	60	-	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Asparagus officinalis</i> L.	GC	20.000	1.000	100	1.000	25-50
<i>Asparagus plumosus</i> Baker	OR	10.000	200	50	-	-
<i>Asparagus setaceus</i> (Kunth) Jessop	OR	10.000	200	50	-	-
( <i>Asparagus sprengeri</i> Regel) ver <i>Asparagus densiflorus</i> (Kunth) Jessop	-	-	-	-	-	-
<i>Asperula</i> spp.	OR	-	-	-	-	-
<i>Aster alpinus</i> L.	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Aster amellus</i> L.	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Aster dumosus</i> L.	OR	5.000	20	5	-	-
( <i>Aster tanacetifolius</i> Kunth) ver <i>Machaeranthera tanacetifolia</i> (Kunth) Nees	-	-	-	-	-	-
<i>Astragalus cicer</i> L.	GC	10.000	90	9	90	-
<i>Astrelba lappacea</i> (Lindl.) Domin	GC	10.000	200	20	200	130
<i>Atriplex hortensis</i> L.	GC	5.000	10	2,5	-	-
<i>Atropa belladonna</i> L.	GC, ME	10.000	30	3	30	-
<i>Aubrieta deltoidea</i> (L.) DC. [incluindo <i>Aubrieta graeca</i> Griseb.]	OR	5.000	5	1	-	3.000
<i>Aubrieta graeca</i> Griseb. [incluída em <i>Aubrieta deltoidea</i> (L.) DC.]	OR	-	-	-	-	-
<i>Aurinia saxatilis</i> (L.) Desv. (= <i>Alyssum saxatile</i> L.)	OR	5.000	10	3	-	-
<i>Avena byzantina</i> K. Koch [incluída em <i>Avena sativa</i> L.]	GC	-	-	-	-	-
<i>Avena nuda</i> L.	GC	30.000	1.000	120	1.000	-
<i>Avena sativa</i> L. [incluindo <i>Avena byzantina</i> K. Koch]	GC	30.000	1.000	120	1.000	30-50
<i>Avena strigosa</i> Schreb.	GC	30.000	500	50	500	35-70
( <i>Avenella flexuosa</i> (L.) Parl.) ver <i>Deschampsia flexuosa</i> (L.) Trin.	-	-	-	-	-	-
( <i>Axonopus affinis</i> Chase) ver <i>Axonopus fissifolius</i> (Raddi) Kuhl.	-	-	-	-	-	-
<i>Axonopus compressus</i> (Sw.) P. Beauv.	GC, IN	10.000	25	1	10	2.230
<i>Axonopus fissifolius</i> (Raddi) Kuhl. (= <i>Axonopus affinis</i> Chase)	GC, IN	10.000	25	1	10	2.230
<i>Baileya multiradiata</i> Harv. & A. Gray ex Torr.	OR, ME	-	-	-	-	-
<i>Barbarea verna</i> (Mill.) Aschers.	HO, OR	5.000	40	3	15	1.160
<i>Basella alba</i> L.	HO	-	-	-	-	-
( <i>Bassia scoparia</i> (L.) A.J. Scott) ver <i>Kochia scoparia</i> (L.) Schrad.	-	-	-	-	-	-
<i>Beckmannia eruciformis</i> (L.) Host	GC	10.000	25	2	20	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<b>Begonia Grupo Semperflorens-Cultorum</b> (= <i>Begonia</i> <sup>3</sup> <i>semperflorens-cultorum</i> hort.)	OR	5.000	5	0,1	-	-
( <i>Begonia</i> <sup>3</sup> <i>semperflorens-cultorum</i> hort.) ver <b>Begonia Grupo Semperflorens-Cultorum</b>	-	-	-	-	-	-
<b>Begonia</b> <sup>4</sup> <i>tuberhybrida</i> Voss	OR	5.000	5	0,1	-	-
<b>Bellis perennis</b> L.	OR	5.000	5	0,5	-	6.750
<b>Berberis thunbergii</b> DC.	OR	1.000	100	50	-	60
<b>Berberis vulgaris</b> L.	IN, OR	1.000	60	30	-	85
<b>Beta vulgaris</b> L.	HO	20.000	500	50	500	55-60
<b>Betula papyrifera</b> Marshall	FL	300	10	3	-	3.040
<b>Betula pendula</b> Roth	FL	300	10	1	-	5.290
<b>Betula pubescens</b> Ehrh.	FL	300	10	1	-	-
( <i>Bidens formosa</i> (Bonato) Sch. Bip.) ver <b>Cosmos bipinnatus</b> Cav.	-	-	-	-	-	-
<b>Borago officinalis</b> L.	HO	10.000	450	45	450	-
<b>Bothriochloa insculpta</b> (Hoechst. ex A. Rich.) A. Camus	GC	10.000	25	2	20	-
<b>Bothriochloa ischaemum</b> (L.) Keng (= <i>Andropogon ischaemum</i> L.; <i>Dichanthium ischaemum</i> (L.) Roberty)	FO	10.000	20	3	15	1.045
<b>Bothriochloa pertusa</b> (L.) A. Camus	FO	10.000	25	1	10	-
<b>Bouteloua curtipendula</b> (Michx.) Torr. (cariopses)	FO	5.000	40	2	20	1.605
<b>Bouteloua curtipendula</b> (Michx.) Torr. (não cariopses)	FO	5.000	120	6	60	350
<b>Bouteloua dactyloides</b> (Nutt.) Columbus (cariopses) (= <i>Buchloe dactyloides</i> (Nutt.) Engelm.)	FO	5.000	80	4	40	740
<b>Bouteloua dactyloides</b> (Nutt.) Columbus (não cariopses) (= <i>Buchloe dactyloides</i> (Nutt.) Engelm.)	FO	5.000	500	25	250	110
<b>Bouteloua gracilis</b> (Kunth) Lag. ex Griffiths (= <i>Bouteloua oligostachya</i> (Nutt.) Torr. Ex A. Gray)	FO	10.000	60	6	60	1.595
( <i>Bouteloua oligostachya</i> (Nutt.) Torr. ex A. Gray) ver <b>Bouteloua gracilis</b> (Kunth) Lag. Ex Griffiths	-	-	-	-	-	-
<b>Brachiaria brizantha</b> (Hochst. ex A. Rich.) Stapf	FO	10.000	200	10	100	123-145

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Brachiaria decumbens</i> Stapf	FO	10.000	200	10	100	177-235
<i>Brachiaria dictyoneura</i> (Fig. & De Not.) Stapf ver <i>Brachiaria humidicola</i> (Rendle) Schweick.	FO	-	-	-	-	-
<i>Brachiaria humidicola</i> (Rendle) Schweick.	FO	10.000	200	10	100	241-280
<i>Brachiaria mutica</i> (Forssk.) Stapf	FO	10.000	30	3	30	930-1.010
<i>Brachiaria ramosa</i> (L.) Stapf (= <i>Panicum ramosum</i> L.)	FO	10.000	90	9	90	315
<i>Brachiaria ruziziensis</i> R. Germ. & C.M. Evrard	FO	20.000	300	15	150	160-199
<i>Brachyscome iberidifolia</i> Benth.	OR	5.000	5	0,3	-	5.280
<i>Brassica campestris</i> L. [incluída em <i>Brassica rapa</i> L.]	IN	-	-	-	-	-
<i>Brassica chinensis</i> L. [incluída em <i>Brassica rapa</i> L.]	HO	-	-	-	-	-
<i>Brassica hirta</i> Moench	HO	10.000	200	20	100	160
<i>Brassica juncea</i> (L.) Czern.	HO	10.000	40	4	40	625
<i>Brassica napus</i> L.	HO	10.000	100	10	100	230-345
<i>Brassica napus</i> L. var. <i>napobrassica</i> (L.) Reichb.	HO	10.000	100	10	100	430
<i>Brassica nigra</i> (L.) W.D.J. Koch	HO	10.000	40	4	40	1.255
<i>Brassica oleracea</i> L.	HO	10.000	100	10	100	315-500
<i>Brassica pekinensis</i> (Lour.) Rupr. [incluída em <i>Brassica rapa</i> L.]	HO	-	-	-	-	-
<i>Brassica perviridis</i> (L.H. Bailey) L.H. Bailey [incluída em <i>Brassica rapa</i> L.]	HO	-	-	-	-	-
<i>Brassica rapa</i> L. [incluindo <i>Brassica campestris</i> L.; <i>Brassica chinensis</i> L.; <i>Brassica pekinensis</i> (Lour.) Rupr.; <i>Brassica perviridis</i> (L.H. Bailey) L.H. Bailey]	HO	10.000	70	7	70	425-535
<i>Briza maxima</i> L.	GC, IN, OR	5.000	40	10	-	-
<i>Bromus arvensis</i> L.	FO	10.000	60	6	60	465
<i>Bromus carinatus</i> Hook. & Arn.	FO	10.000	200	20	200	-
<i>Bromus catharticus</i> Vahl	FO, IN	10.000	200	20	200	113
<i>Bromus erectus</i> Huds.	FO	10.000	100	10	100	-
<i>Bromus hordeaceus</i> L. (= <i>Bromus mollis</i> L.)	FO	10.000	50	5	50	-
<i>Bromus inermis</i> Leyss.	FO, IN	10.000	90	9	90	300-330
<i>Bromus marginatus</i> Nees ex Steud. ( <i>Bromus mollis</i> L.) ver <i>Bromus hordeaceus</i> L.	FO	10.000	200	20	200	140
<i>Bromus riparius</i> Rehmman	FO	10.000	90	9	90	-
<i>Bromus sitchensis</i> Trin.	FO	10.000	200	20	200	-
<i>Browallia viscosa</i> Kunth	OR	5.000	5	0,5	-	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Brugmansia arborea</i> (L.) Lagerh. (= <i>Datura arborea</i> L.)	OR	5.000	50	25	-	-
<i>Brunnera macrophylla</i> (Adams) I.M. Johnst. (= <i>Anchusa myosotidiflora</i> Lehm.)	OR	5.000	40	10	-	-
( <i>Buchloe dactyloides</i> (Nutt.) Engelm.) ver <i>Bouteloua dactyloides</i> (Nutt.) Columbus	-	-	-	-	-	-
<i>Cacalia</i> spp.	OR	-	-	-	-	-
<i>Cactus</i> spp.	OR	-	-	-	-	-
<i>Cajanus cajan</i> (L.) Millsp.	FO	20.000	1.000	300	1000	6-15
<i>Calandrinia</i> spp.	OR	-	-	-	-	-
<i>Calceolaria herbeo hybrida</i> Voss.	OR	5.000	5	0,1	-	-
<i>Calceolaria polyrrhiza</i> Cav.	OR	5.000	5	0,1	-	-
<i>Calceolaria</i> spp. (exceto <i>Calceolaria herbeo hybrida</i> Voss.; <i>Calceolaria polyrrhiza</i> Cav.)	OR	5.000	1	0,25	-	-
<i>Calendula officinalis</i> L.	ME, OR	5.000	80	20	-	160
<i>Callistephus chinensis</i> (L.) Nees	OR	5.000	20	6	-	525
<i>Calocedrus decurrens</i> (Torr.) Florin (= <i>Libocedrus decurrens</i> Torr.)	FL	300	160	80	-	-
<i>Calopogonium mucunoides</i> Desv.	FO	20.000	800	40	400	65
<i>Camelina sativa</i> (L.) Crantz	GC	10.000	40	4	40	830
<i>Camellia japonica</i> L.	OR	-	-	-	-	-
<i>Campanula carpatica</i> Jacq.	OR	5.000	5	0,2	-	-
<i>Campanula fragilis</i> Cirillo	OR	5.000	5	1	-	-
<i>Campanula garganica</i> Ten.	OR	5.000	5	0,5	-	-
<i>Campanula glomerata</i> L.	OR	5.000	5	0,2	-	-
<i>Campanula lactiflora</i> M. Bieb.	OR	5.000	5	1	-	-
<i>Campanula medium</i> L.	OR	5.000	5	0,6	-	4.680
<i>Campanula persicifolia</i> L.	OR	5.000	5	0,2	-	-
<i>Campanula portenschlagiana</i> Schult.	OR	5.000	5	0,5	-	-
<i>Campanula pyramidalis</i> L.	OR	5.000	5	1	-	-
<i>Campanula rapunculoides</i> L.	OR	5.000	5	1	-	25.000
<i>Canavalia ensiformis</i> (L.) DC.	FO	20.000	2.000	1.000	1.000	1
<i>Canna indica</i> L.	OR	10.000	1.000	500	-	5
<i>Cannabis indica</i> Lam. [incluída em <i>Cannabis sativa</i> L.]	GC	-	-	-	-	-
<i>Cannabis sativa</i> L. [incluindo <i>Cannabis indica</i> Lam.]	GC	10.000	600	60	600	45
<i>Capparis</i> spp.	IN, OR	-	-	-	-	-
<i>Capsicum</i> spp.	HO	10.000	150	15	150	150-165
<i>Caragana arborescens</i> Lam.	OR, IN	1.000	160	80	-	-
<i>Cardiospermum halicacabum</i> L.	IN, OR	5.000	400	200	-	15
<i>Carica papaya</i> L.	FR	1.000	100	50	-	60
<i>Carlina acaulis</i> L.	OR	-	-	-	-	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Carnegiea gigantea</i> (Engelm.) Britton & Rose (= <i>Cereus giganteus</i> Engelm.)	OR	-	-	-	-	-
<i>Carpinus betulus</i> L.	FL	1.000	500	250	-	-
<i>Carthamus tinctorius</i> L.	CO	25.000	900	90	900	30
<i>Carum carvi</i> L.	CO, HO	10.000	80	8	80	300-310
<i>Carya illinoensis</i> (Wangenh.) K. Koch	FL	-	-	-	-	-
<i>Carya ovata</i> (Mill.) K. Koch	FL	5.000	-	-	-	-
<i>Cassia</i> spp.	FL, IN	-	-	-	-	-
( <i>Castalis tragus</i> (Aiton) Norl.) ver <i>Dimorphotheca tragus</i> (Aiton) B. Nord.)	-	-	-	-	-	-
<i>Castanea sativa</i> Mill.	FL,FR,ME	5.000	500 sementes	500 sementes	-	-
<i>Casuarina</i> spp.	FL	-	-	-	-	-
<i>Catalpa</i> spp.	FL	1.000	120	60	-	45
<i>Catharanthus roseus</i> (L.) G. Don (= <i>Vinca rosea</i> L.)	OR	5.000	20	10	-	-
<i>Cedrela</i> spp.	FL	1.000	80	40	-	-
<i>Cedrus atlantica</i> (Endl.) G. Manetti ex Carrière	FL	1.000	400	200	-	12
<i>Cedrus deodara</i> (Roxb. ex D. Don) G. Don	FL	1.000	600	300	-	8
<i>Cedrus libani</i> A. Rich.	FL	1.000	400	200	-	11
<i>Celastrus orbiculatus</i> Thunb.	OR	1.000	50	25	-	120
<i>Celastrus scandens</i> L.	OR	1.000	100	50	-	55
<i>Celosia argentea</i> L.	OR	5.000	10	2	-	1.280
<i>Cenchrus ciliaris</i> L.	FO, IN	10.000	120	6	60	460
<i>Cenchrus setiger</i> Vahl	GC	20.000	150	15	150	180
<i>Centaurea americana</i> Nutt.	OR	5.000	100	35	-	91
<i>Centaurea cineraria</i> L.	OR	5.000	40	10	-	-
<i>Centaurea cyanus</i> L.	IN, OR, ME	5.000	40	10	-	213
<i>Centaurea dealbata</i> Willd.	OR	5.000	40	10	-	-
<i>Centaurea gymnocarpa</i> Moris & De Not.	OR	5.000	40	10	-	264
<i>Centaurea imperialis</i> Hausskn. ex Bornm.	OR	5.000	40	10	-	282
<i>Centaurea macrocephala</i> Muss. Puschk. ex Willd.	OR	5.000	40	10	-	-
<i>Centaurea montana</i> L.	OR	5.000	40	10	-	-
<i>Centaurea ragusina</i> L.	OR	5.000	40	10	-	-
<i>Centrosema macrocarpum</i> Benth.	FO	10.000	600	60	300	-
<i>Centrosema pascuorum</i> Mart. ex Benth.	FO	20.000	550	55	550	-
<i>Centrosema pubescens</i> Benth.	FO	20.000	1.200	60	600	45
<i>Cerastium tomentosum</i> L.	OR	5.000	10	2	-	-



Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
( <i>Cereus giganteus</i> Engelm.) ver <i>Carnegiea gigante</i> Britt & Rose	-	-	-	-	-	-
<i>Chaerophyllum dasycarpum</i> L.	IN, OR	-	-	-	-	-
<i>Chamaecrista rotundifolia</i> (Pers.) Greene	FO	10.000	100	10	100	-
<i>Chamaecyparis lawsoniana</i> (A. Murray) Parl.	FL	1.000	20	6	-	465
<i>Chamaecyparis nootkatensis</i> (D. Don) Spach	FL	1.000	20	10	-	240
<i>Chamaecyparis obtusa</i> (Siebold & Zucc.) Endl.	FL	1.000	12	6	-	240
<i>Chamaecyparis pisifera</i> (Siebold & Zucc.) Endl.	FL	1.000	10	3	-	-
<i>Chamaecyparis thyoides</i> (L.) Britton <i>et al.</i>	FL	1.000	10	3	-	-
( <i>Cheiranthus <sup>2</sup>allionii</i> hort.) ver <i>Erysimum <sup>2</sup>marshallii</i> (Henfr.) Bois	-	-	-	-	-	-
( <i>Cheiranthus cheiri</i> L.) ver <i>Erysimum cheiri</i> (L.) Crantz	-	-	-	-	-	-
<i>Chelidonium majus</i> L.	OR	5.000	5	1	-	-
<i>Chloris gayana</i> Kunth	FO	10.000	25	1	10	4.725
( <i>Chrysanthemum achilleifolium</i> (M. Bieb.) Kuntze) ver <i>Tanacetum achilleifolium</i> (M. Bieb.) Sch. Bip.	-	-	-	-	-	-
( <i>Chrysanthemum carinatum</i> Schousb.) ver <i>Glebionis carinata</i> (Schousb.) Tzvelev	-	-	-	-	-	-
( <i>Chrysanthemum cinerariifolium</i> (Trevir.) Vis.) ver <i>Tanacetum cinerariifolium</i> (Trevir.) Sch. Bip.	-	-	-	-	-	-
( <i>Chrysanthemum coccineum</i> Willd. Ver <i>Tanacetum coccineum</i> (Willd.) Grierson	-	-	-	-	-	-
( <i>Chrysanthemum coronarium</i> L.) ver <i>Glebionis coronaria</i> (L.) Cass. Ex Spach	-	-	-	-	-	-
<i>Chrysanthemum indicum</i> L. (= <i>Dendranthema indicum</i> (L.) Des Moul.)	OR	5.000	30	8	-	-
( <i>Chrysanthemum multicaule</i> Desf.) ver <i>Coleostephus multicaulis</i> (Desf.) Durieu	-	-	-	-	-	-
( <i>Chrysanthemum nivellei</i> hort., non Braun-Blanq. & Maire) ver <i>Heteranthemis viscidhirta</i> Schott	-	-	-	-	-	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>(Chrysanthemum parthenium (L.) Bernh.)</i> ver <b>Tanacetum parthenium (L.) Sch. Bip.</b>	-	-	-	-	-	-
<i>(Chrysanthemum ptarmiciflorum (Webb &amp; Berthel.) Brenan)</i> ver <b>Tanacetum ptarmiciflorum (Webb &amp; Berthel.) Sch. Bip.</b>	-	-	-	-	-	-
<i>(Chrysanthemum segetum L.)</i> ver <b>Glebionis segetum (L.) Fourr.</b>	-	-	-	-	-	-
<b>Cicer arietinum L.</b>	GC	30.000	1.000	1.000	1.000	2-3
<b>Cichorium endivia L.</b>	HO	10.000	40	4	40	600-940
<b>Cichorium intybus L.</b>	HO	10.000	50	5	50	700-940
<b>Cineraria lyratiformis Cron</b>	OR	-	-	-	-	-
<b>Cistus spp.</b>	OR	-	-	-	-	-
<b>Citrullus lanatus (Thunb.) Matsum &amp; Nakai</b>	HO	20.000	1.000	250	1.000	5-11
<b>Citrus spp.</b>	FR	-	-	-	-	-
<b>Clarkia amoena (Lehm.) A. Nelson &amp; J.F. Macbr.</b>	OR	5.000	5	1	-	-
<b>Clarkia pulchella Pursh</b>	OR	5.000	5	1	-	-
<b>Clarkia spp.</b> (exceto <i>Clarkia amoena</i> (Lehm.) A. Nelson & J.F. Macbr.; <i>Clarkia pulchella</i> Pursh; <i>Clarkia unguiculata</i> Lindl.) (= <i>Godetia</i> spp.)	OR	5.000	3	1	-	2.990
<b>Clarkia unguiculata Lindl.</b>	OR	5.000	5	1	-	3.660
<b>Claytonia perfoliata Donn ex Willd.</b>	HO	10.000	25	2	20	2.200
<b>Clematis spp.</b>	OR	-	-	-	-	-
<b>Cleome spp.</b> (exceto <i>Cleome hassleriana</i> Chodat)	OR	-	-	-	-	-
<b>Cleome hassleriana Chodat</b>	IN, OR	5.000	20	5	-	-
<b>Clitoria ternatea L.</b>	GC	5.000	1.000	150	300	20
<b>Cnicus benedictus L.</b>	IN, OR	5.000	300	75	-	-
<b>Cobaea scandens Cav.</b>	OR	5.000	200	50	-	-
<b>Coffea arabica L.; Coffea canephora Pierre ex A. Froehner; Coffea robusta L.</b>	GC	20.000	1.000	400	500	7
<b>Coix lacryma-jobi L.</b>	GC, OR	5.000	600	150	500	16
<b>Coleostephus multicaulis (Desf.) Durieu</b> (= <i>Chrysanthemum multicaule</i> Desf.)	OR	5.000	30	8	-	-
<b>Coleus blumei Benth.</b>	OR	5.000	10	2	-	-
<b>Collinsia spp.</b>	OR	-	-	-	-	-
<b>Collomia spp.</b>	OR	-	-	-	-	-
<b>Consolida ajacis (L.) Schur</b> (= <i>Delphinium ajacis</i> L.)	OR	5.000	30	8	-	-
<b>Consolida regalis A. Gray</b>	OR	5.000	30	8	-	-
<b>Convolvulus tricolor L.</b>	OR	5.000	100	25	-	-
<b>Corchorus capsularis L.</b>	GC	10.000	150	15	150	335

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Corchorus olitorius</i> L.	GC	10.000	150	15	150	335
<i>Cordyline australis</i> (G. Forst.) Endl.	OR	-	-	-	-	-
<i>Cordyline indivisa</i> (G. Forst.) Steud. (= <i>Dracaena indivisa</i> G. Forst.)	OR	-	-	-	-	-
<i>Coreopsis basalis</i> (A. Dietr.) S.F. Blake (= <i>Calliopsis drummondii</i> D. Don)	OR	5.000	20	5	-	769
( <i>Coreopsis cardaminifolia</i> (DC.) Nutt.) ver <i>Coreopsis tinctoria</i> Nutt.	-	-	-	-	-	-
( <i>Coreopsis coronata</i> Hook.) ver <i>Coreopsis nuecensis</i> A. Heller	-	-	-	-	-	-
<i>Coreopsis lanceolata</i> L.	OR	5.000	20	5	-	486
<i>Coreopsis maritima</i> (Nutt.) Hook.f.	OR	5.000	5	1	-	-
<i>Coreopsis nuecensis</i> A. Heller (= <i>Coreopsis coronata</i> Hook.)	OR	5.000	10	5	-	-
<i>Coreopsis tinctoria</i> Nutt. (= <i>Coreopsis cardaminifolia</i> (DC.) Nutt.)	OR	5.000	5	1	-	3.180
<i>Coreopsis</i> spp. (= <i>Leptosyne</i> spp.)	OR	5.000	-	-	-	-
<i>Coriandrum sativum</i> L.	CO	10.000	400	40	400	70-90
<i>Cornus florida</i> L.	FL	-	-	-	-	-
<i>Cornus mas</i> L.	FL	1.000	1.000	600	-	-
<i>Cornus sanguinea</i> L.	FL	1.000	300	150	-	-
<i>Cornus stolonifera</i> Michx. ( <i>Coronilla varia</i> L.) ver <i>Securigera varia</i> (L.) Lassen	FL	-	-	-	-	-
<i>Corylus avellana</i> L.	FL, FR	5.000	500 frutos	500 frutos	-	-
<i>Cosmos bipinnatus</i> Cav. (= <i>Bidens formosa</i> (Bonato) Sch. Bip.)	OR, IN	5.000	80	20	-	195
<i>Cosmos sulphureus</i> Cav.	IN, OR	5.000	80	20	-	139
<i>Cotoneaster</i> spp.	OR	1.000	40	20	-	-
<i>Crambe abyssinica</i> Hochst. ex R.E. Fr.	HO	10.000	500	25	250	-
<i>Crataegus mollis</i> Scheele	OR	-	-	-	-	-
<i>Crataegus monogyna</i> Jacq.	OR	1.000	400	200	-	-
<i>Crossandra infundibuliformis</i> (L.) Nees	OR	-	-	-	-	-
<i>Crotalaria brevidens</i> Benth. [incluindo <i>Crotalaria intermedia</i> Kotschy]	FO	10.000	150	15	150	-
<i>Crotalaria intermedia</i> Kotschy [incluída em <i>Crotalaria brevidens</i> Benth.]	FO	-	-	-	-	-
<i>Crotalaria juncea</i> L.	FO	10.000	1.400	70	700	35
<i>Crotalaria lanceolata</i> E. Mey. ( <i>Crotalaria mucronata</i> Desv.) ver <i>Crotalaria pallida</i> Aiton	FO	10.000	70	7	70	375
<i>Crotalaria ochroleuca</i> G. Don	FO	10.000	300	15	150	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Crotalaria pallida</i> Aiton (= <i>Crotalaria mucronata</i> Desv.)	FO	10.000	300	15	150	215
<i>Crotalaria paulina</i> Schrank	FO	12.000	500	50	250	55
<i>Crotalaria spectabilis</i> Roth	FO	10.000	700	35	350	80
<i>Cryptomeria japonica</i> (L.f.) D. Don	FL	1.000	20	10	-	-
<i>Cucumis anguria</i> L.	HO	5.000	300	20	-	154
<i>Cucumis melo</i> L.	HO	10.000	150	70	-	35-45
<i>Cucumis sativus</i> L.	HO	10.000	150	70	-	35-40
<i>Cucumis</i> spp.	HO	10.000	150	70	-	-
<i>Cucurbita</i> Hybrids	HO	10.000	350	180	-	-
<i>Cucurbita maxima</i> Duchesne	HO	20.000	1.000	700	1.000	5
<i>Cucurbita moschata</i> Duchesne	HO	10.000	350	180	-	14
<i>Cucurbita pepo</i> L.	HO	20.000	1.000	700	1.000	5
<i>Cucurbita</i> spp.	HO	10.000	350	180	-	-
<i>Cuminum cyminum</i> L.	CO	10.000	60	6	60	330
<i>Cupressus arizonica</i> Greene	FL	1.000	60	30	-	90
<i>Cupressus macrocarpa</i> Hartw. ex Gordon	FL	1.000	40	20	-	-
<i>Cupressus sempervirens</i> L.	FL	1.000	40	20	-	-
<i>Cyamopsis tetragonoloba</i> (L.) Taub.	GC	20.000	1.000	100	1.000	22-35
<i>Cyclamen africanum</i> Boiss. & Reut.	OR	1.000	50	25	-	-
<i>Cyclamen persicum</i> Mill.	OR	5.000	100	30	-	-
<i>Cydonia oblonga</i> Mill.	FL, FR	1.000	50	25	-	-
<i>Cymbalaria muralis</i> P. Gaertn. et al.	OR	5.000	5	0,2	-	-
<i>Cynara cardunculus</i> L. (= <i>Cynara scolymus</i> L.)	HO	10.000	900	90	900	25
( <i>Cynara scolymus</i> L.) ver <i>Cynara cardunculus</i> L.	-	-	-	-	-	-
<i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers.	FO, IN	10.000	25	1	10	2.950
<i>Cynoglossum amabile</i> Stapf & J.R. Drumm.	OR	5.000	40	10	-	187
<i>Cynosurus cristatus</i> L.	FO	10.000	25	2	20	1.900
<i>Cytisus scoparius</i> (L.) Link	OR, ME	1.000	40	20	-	-
<i>Dactylis glomerata</i> L.	GC	10.000	30	3	30	945
<i>Dahlia pinnata</i> Cav.	OR	10.000	80	20	-	143
( <i>Datura arborea</i> L.) ver <i>Brugmansia arborea</i> (L.) Lagerh.	-	-	-	-	-	-
<i>Datura metel</i> L.	IN, OR, ME	5.000	100	25	-	-
<i>Datura stramonium</i> L.	IN, OR	5.000	100	25	-	-
<i>Daucus carota</i> L.	HO	10.000	30	3	30	700-825
( <i>Delphinium ajacis</i> L.) ver <i>Consolida ajacis</i> (L.) Schur	-	-	-	-	-	-
<i>Delphinium</i> <sup>2</sup> <i>belladonna</i> hort. ex Bergmans	OR	5.000	20	4	-	-
<i>Delphinium bellamosum</i> L.	OR	5.000	10	4	-	-
<i>Delphinium cardinale</i> Hook.	OR	5.000	20	4	-	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Delphinium <sup>2</sup>culturum</i> Voss	OR	5.000	20	4	-	-
<i>Delphinium elatum</i> L.	OR	5.000	20	10	-	458
<i>Delphinium formosum</i> Boiss. & A. Huet	OR	5.000	20	4	-	-
<i>Delphinium grandiflorum</i> L.	OR	5.000	20	4	-	690
( <i>Dendranthema indicum</i> (L.) Des Moul.) ver <i>Chrysanthemum indicum</i> L.	-	-	-	-	-	-
<i>Deschampsia cespitosa</i> (L.) P. Beauv.	FO	10.000	25	1	10	-
<i>Deschampsia flexuosa</i> (L.) Trin. (= <i>Avenella flexuosa</i> (L.) Parl.)	FO	10.000	25	1	10	-
<i>Desmodium intortum</i> (Mill.) Urb.	FO, IN	10.000	40	4	40	755
<i>Desmodium tortuosum</i> (Sw.) DC.	FO IN	5.000	120	6	30	440
<i>Desmodium uncinatum</i> (Jacq.) DC.	FO	20.000	120	12	120	216
<i>Dianthus <sup>2</sup>allwoodii</i> hort.	OR	-	-	-	-	-
<i>Dianthus barbatus</i> L.	OR	5.000	10	3	-	936
<i>Dianthus caryophyllus</i> L.	OR	5.000	20	5	-	514
<i>Dianthus chinensis</i> L.	OR	5.000	10	3	-	690
<i>Dianthus deltooides</i> L.	OR	5.000	20	0,5	-	814
<i>Dianthus plumarius</i> L.	OR	5.000	20	5	-	814
<i>Dichanthium aristatum</i> (Poir.) C.E. Hubb.	GC	10.000	30	3	30	1.111
( <i>Dichanthium ischaemum</i> (L.) Roberty) ver <i>Bothriochloa ischaemum</i> (L.) Keng)	-	-	-	-	-	-
<i>Dichondra repens</i> J.R. Forst. & G. Forst.	OR, IN	10.000	50	5	50	470
<i>Dictamnus albus</i> L.	OR, IN	-	-	-	-	-
( <i>Didiscus coeruleus</i> Graham) DC.) ver <i>Trachymene coerulea</i> Graham)	-	-	-	-	-	-
<i>Digitalis lanata</i> Ehrh.	ME, OR	5.000	5	1	-	-
<i>Digitalis purpurea</i> L.	ME, OR	5.000	5	0,2	-	9.620
<i>Digitalis</i> spp. (exceto <i>Digitalis lanata</i> Ehrh.; <i>Digitalis purpurea</i> L.)	OR	-	-	-	-	-
( <i>Digitaria decumbens</i> Stent) ver <i>Digitaria eriantha</i> Steud.	-	-	-	-	-	-
<i>Digitaria eriantha</i> Steud. (= <i>D. decumbens</i> Stent; <i>D. smutsii</i> Stent)	FO	10.000	25	1,2	12	-
( <i>Digitaria smutsii</i> Stent) ver <i>Digitaria eriantha</i> Steud.	-	-	-	-	-	-
<i>Digitaria</i> spp.	IN	-	-	-	-	-
( <i>Dimorphotheca aurantiaca</i> DC.) ver <i>Dimorphotheca tragus</i> (Aiton) B. Nord.	-	-	-	-	-	-
<i>Dimorphotheca pluvialis</i> (L.) Moench	OR	5.000	40	10	-	-
<i>Dimorphotheca sinuata</i> DC.	OR	5.000	10	5	-	553

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<b><i>Dimorphotheca tragus</i> (Aiton) B. Nord.</b> (= <i>Castalis tragus</i> (Aiton) Norl.; <i>Dimorphotheca aurantiaca</i> DC.)	OR	5.000	40	10	-	553
<b><i>Dioscorea</i> spp.</b>	HO, ME, IN	-	-	-	-	-
( <i>Dizygotheca elegantissima</i> (hort. Veitch ex Mast.) R. Vig. & Guillaumin) ver <b><i>Schefflera elegantissima</i> (hort. Veitch ex Mast.) Lowry &amp; Frodin</b>	-	-	-	-	-	-
( <i>Dolichos lablab</i> L.) ver <b><i>Lablab purpureus</i> (L.) Sweet</b>	-	-	-	-	-	-
( <i>Doronicum caucasicum</i> M. Bieb.) ver <b><i>Doronicum orientale</i> Hoffm.</b>	-	-	-	-	-	-
<b><i>Doronicum orientale</i> Hoffm.</b> (= <i>Doronicum caucasicum</i> M. Bieb.)	OR	5.000	10	2	-	-
<b><i>Dorotheanthus bellidiformis</i> (Burm. f.) N.E. Br.</b>	OR	5.000	5	0,5	-	-
( <i>Dracaena indivisa</i> G. Forst.) ver <b><i>Cordyline indivisa</i> (G. Forst.) Steud.)</b>	-	-	-	-	-	-
<b><i>Echinacea purpurea</i> (L.) Moench.</b>	OR	5.000	20	5	-	-
<b><i>Echinochloa crus-galli</i> (L.) P. Beauv.</b>	IN, FO	10.000	80	8	80	315
<b><i>Echinops ritro</i> L.</b>	OR, ME	5.000	80	20	-	-
<b><i>Echium candicans</i> L. f.</b> (= <i>Echium fastuosum</i> J. Jacq., non Salisb.)	OR	5.000	40	10	-	-
( <i>Echium fastuosum</i> J. Jacq., non Salisb.) ver <b><i>Echium candicans</i> L. f.</b>	-	-	-	-	-	-
<b><i>Echium plantagineum</i> L.</b>	IN, OR	5.000	40	10	-	-
<b><i>Ehrharta calycina</i> Sm.</b>	FO	10.000	40	4	40	655
<b><i>Elaeagnus angustifolia</i> L.</b>	OR	1.000	800	400	-	-
<b><i>Eleusine coracana</i> (L.) Gaertn.</b>	FO	10.000	120	6	60	-
<b><i>Elymus canadensis</i> L.</b>	FO	5.000	150	15	80	190
( <i>Elymus elongatus</i> (Host) Runemark) ver <b><i>Elytrigia elongata</i> (Host) Nevski</b>	-	-	-	-	-	-
( <i>Elymus junceus</i> Fisch.) ver <b><i>Psathyrostachys juncea</i> (Fisch.) Nevski</b>	-	-	-	-	-	-
<b><i>Elymus lanceolatus</i> (Scribn. &amp; J.G. Sm.) Gould</b> (= <i>Agropyron dasystachyum</i> (Hook.) Scribn.; <i>A. riparium</i> Scribn. & J.G. Sm.)	FO	10.000	80	8	80	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Elymus pauciflorus</i> (Schwein.) Gould, non Lam.) ver <i>Elymus trachycaulus</i> (Link) Gould ex Shinnars	-	-	-	-	-	-
<i>Elymus repens</i> (L.) Gould ver <i>Elytrigia repens</i> (L.) Desv. ex Nevski	-	-	-	-	-	-
<i>Elymus trachycaulus</i> (Link) Gould ex Shinnars (= <i>Agropyron trachycaulum</i> (Link) Malte ex H.F. Lewis; <i>Elymus pauciflorus</i> (Schwein.) Gould, non Lam.)	FO	10.000	80	8	80	295
<i>Elytrigia elongata</i> (Host) Nevski (= <i>Agropyron elongatum</i> (Host) P. Beauv.; <i>Elymus elongatus</i> (Host) Runemark)	FO	10.000	200	20	200	-
<i>Elytrigia intermedia</i> (Host) Nevski (= <i>Agropyron intermedium</i> (Host) P. Beauv.; <i>Agropyron trichophorum</i> (Link) K. Richt.)	FO	10.000	150	15	150	175
<i>Elytrigia repens</i> (L.) Desv. ex Nevski (= <i>Agropyron repens</i> (L.) P. Beauv.; <i>Elymus repens</i> (L.) Gould)	FO	10.000	100	10	100	-
<i>Episcia</i> spp.	OR	-	-	-	-	-
<i>Eragrostis curvula</i> (Schrud.) Nees	FO	10.000	25	1	10	3.270
<i>Eragrostis tef</i> (Zuccagni) Trotter	FO	10.000	25	1	10	-
<i>Eragrostis trichodes</i> (Nutt.) Alph. Wood	FO	5.000	25	1	10	3.585
<i>Erigeron speciosus</i> (Lindl.) DC.	OR	5.000	5	0,5	-	-
<i>Erodium cicutarium</i> (L.) L'Hér.	IN	5.000	60	6	30	440
<i>Eruca sativa</i> Mill.	HO	10.000	40	4	40	550
( <i>Erysimum</i> <sup>var</sup> <i>allionii</i> hort., non Kuntze) ver <i>Erysimum</i> <sup>var</sup> <i>marshallii</i> (Henfr.) Bois	-	-	-	-	-	-
<i>Erysimum cheiri</i> (L.) Crantz (= <i>Cheiranthus cheiri</i> L.)	OR	5.000	10	3	-	-
<i>Erysimum</i> <sup>var</sup> <i>marshallii</i> (Henfr.) Bois (= <i>Cheiranthus</i> <sup>var</sup> <i>allionii</i> hort.; <i>Erysimum</i> <sup>var</sup> <i>allionii</i> hort., non Kuntze)	OR	5.000	10	3	-	540
<i>Eschscholzia californica</i> Cham.	OR	5.000	20	5	-	645
<i>Eucalyptus astringens</i> (Maiden) Maiden	FL	1.000	40	15	-	-
<i>Eucalyptus botryoides</i> Sm.	FL	1.000	15	5	-	-
<i>Eucalyptus bridgesiana</i> R.T. Baker	FL	1.000	30	10	-	-
<i>Eucalyptus camaldulensis</i> Dehnh.	FL	1.000	15	5	-	-
<i>Eucalyptus cinerea</i> F. Muell. ex Benth.	FL	1.000	30	10	-	-
<i>Eucalyptus citriodora</i> Hook.	FL	1.000	40	15	-	-
<i>Eucalyptus cladocalyx</i> F. Muell.	FL	1.000	40	15	-	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Eucalyptus cloeziana</i> F. Muell.	FL	1.000	40	15	-	-
<i>Eucalyptus cypellocarpa</i> L.A.S. Johnson	FL	1.000	30	10	-	-
<i>Eucalyptus dalrympleana</i> Maiden	FL	1.000	30	10	-	-
<i>Eucalyptus deanei</i> Maiden	FL	1.000	15	5	-	-
<i>Eucalyptus deglupta</i> Blume	FL	1.000	10	2	-	-
<i>Eucalyptus delegatensis</i> R.T. Baker	FL	1.000	40	15	-	-
<i>Eucalyptus elata</i> Dehnh.	FL	1.000	40	15	-	-
<i>Eucalyptus fastigiata</i> H. Deane & Maiden	FL	1.000	40	15	-	-
<i>Eucalyptus ficifolia</i> F. Muell.	FL	1.000	40	15	-	-
<i>Eucalyptus glaucescens</i> Maiden & Blakely	FL	1.000	40	15	-	-
<i>Eucalyptus globulus</i> Labill. [incluindo <i>Eucalyptus maidenii</i> F. Muell.; <i>E. saint-johnii</i> (R.T. Baker) R.T. Baker]	FL	1.000	60	20	-	-
<i>Eucalyptus grandis</i> W. Hill ex Maiden	FL	1.000	15	5	-	-
<i>Eucalyptus gunnii</i> Hook.f.	FL	1.000	15	5	-	-
<i>Eucalyptus largiflorens</i> F. Muell.	FL	1.000	15	5	-	-
<i>Eucalyptus leucoxylon</i> F. Muell.	FL	1.000	30	10	-	-
<i>Eucalyptus macrorhyncha</i> F. Muell. ex Benth.	FL	1.000	40	15	-	-
<i>Eucalyptus maculata</i> Hook.	FL	1.000	40	15	-	-
<i>Eucalyptus maidenii</i> F. Muell. [incluída em <i>Eucalyptus globulus</i> Labill.]	FL	-	-	-	-	-
<i>Eucalyptus mannifera</i> Mudie	FL	1.000	15	5	-	-
<i>Eucalyptus melliodora</i> A. Cunn. ex Schauer	FL	1.000	30	10	-	-
<i>Eucalyptus microtheca</i> F. Muell.	FL	1.000	15	5	-	-
<i>Eucalyptus moluccana</i> Roxb.	FL	1.000	30	10	-	-
<i>Eucalyptus muelleriana</i> A.W. Howitt	FL	1.000	60	20	-	-
<i>Eucalyptus niphophila</i> Maiden & Blakely [incluída em <i>Eucalyptus pauciflora</i> Sieber ex Spreng.]	FL	-	-	-	-	-
<i>Eucalyptus nitens</i> (H. Deane & Maiden) Maiden	FL	1.000	30	10	-	-
<i>Eucalyptus pauciflora</i> Sieber ex Spreng. [incluindo <i>Eucalyptus niphophila</i> Maiden & Blakely]	FL	1.000	60	20	-	-
<i>Eucalyptus pilularis</i> Sm.	FL	1.000	60	20	-	-
<i>Eucalyptus polybractea</i> R.T. Baker	FL	1.000	60	20	-	-
<i>Eucalyptus radiata</i> Sieber ex DC.	FL	1.000	60	15	-	-
<i>Eucalyptus regnans</i> F. Muell.	FL	1.000	30	10	-	-
<i>Eucalyptus resinifera</i> Sm.	FL	1.000	30	10	-	-
<i>Eucalyptus robusta</i> Sm.	FL	1.000	15	5	-	-



Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Eucalyptus rudis</i> Endl.	FL	1.000	15	5	-	-
<i>Eucalyptus saint-johnii</i> (R.T. Baker) R.T. Baker [incluída em <i>Eucalyptus globulus</i> Labill.]	FL	-	-	-	-	-
<i>Eucalyptus saligna</i> Sm.	FL	1.000	15	5	-	-
<i>Eucalyptus sideroxylon</i> A. Cunn. Ex Woolls	FL	1.000	30	10	-	-
<i>Eucalyptus sieberi</i> L.A.S. Johnson	FL	1.000	40	15	-	-
<i>Eucalyptus smithii</i> R.T. Baker	FL	1.000	30	10	-	-
<i>Eucalyptus tereticornis</i> Sm.	FL	1.000	15	5	-	-
<i>Eucalyptus viminalis</i> Labill.	FL	1.000	30	10	-	-
<i>Euchlaena mexicana</i> Schrad. [incluída em <i>Zea mays</i> L.]	GC	-	-	-	-	-
<i>Euonymus europaeus</i> L.	FL	1.000	200	100	-	-
<i>Euphorbia heterophylla</i> L.	IN	5.000	50	25	-	186
<i>Euphorbia marginata</i> Pursh	OR	5.000	60	30	-	88
<i>Euterpe edulis</i> Mart.	FL	-	-	-	-	-
<i>Fagopyrum esculentum</i> Moench	GC	10.000	600	60	600	45
<i>Fagus sylvatica</i> L.	FL	5.000	1.000	600	-	-
<i>Fatsia japonica</i> (Thunb.) Decne. & Planch.	OR	5.000	60	15	-	-
<i>Ferocactus wislizenii</i> (Englm.) Britt. & Rose	OR	-	-	-	-	-
<i>Festuca arundinacea</i> Schreb. (= <i>Festuca elatior</i> L.)	FO	10.000	50	5	50	500
( <i>Festuca capillata</i> Lam.) ver <i>Festuca filiformis</i> Pourr.	-	-	-	-	-	-
( <i>Festuca elatior</i> L.) ver <i>Festuca arundinacea</i> Schreb.	-	-	-	-	-	-
<i>Festuca filiformis</i> Pourr. (= <i>Festuca capillata</i> Lam.; <i>Festuca tenuifolia</i> Sibth.)	FO	10.000	25	2,5	25	-
<i>Festuca heterophylla</i> Lam.	FO	10.000	60	6	60	-
<i>Festuca ovina</i> L.	FO	10.000	25	2,5	25	1.165
<i>Festuca pratensis</i> Huds.	FO	10.000	50	5	50	495
<i>Festuca rubra</i> L., s.l. ( <i>Festuca tenuifolia</i> Sibth.) ver <i>Festuca filiformis</i> Pourr.	GC	10.000	30	3	30	900
<sup>2</sup> <i>Festulolium</i> Asch. & Graebn. [ <i>Festuca</i> <sup>2</sup> <i>Lolium</i> ]	GC	10.000	60	6	60	-
<i>Foeniculum vulgare</i> Mill.	HO	10.000	180	18	180	190
<i>Fragaria vesca</i> L.	HO	10.000	25	1	10	-
<i>Fraxinus americana</i> L.	FL, ME	1.000	240	120	-	22
<i>Fraxinus excelsior</i> L.	FL	1.000	400	200	-	13
<i>Fraxinus latifolia</i> Benth.	FL	1.000	300	150	-	18
<i>Fraxinus nigra</i> Marsh.	FL	1.000	200	100	-	25

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Fraxinus pensylvanica</i> Marsh.	FL	1.000	200	100	-	25
<i>Fraxinus</i> spp.	FL	1.000	400	200	-	-
<i>Freesia refracta</i> (Jacq.) Klatt.	OR	5.000	100	25	-	-
<i>Fuchsia</i> spp.	OR	-	-	-	-	-
<i>Gaillardia aristata</i> Pursh	OR	5.000	30	8	-	336
<i>Gaillardia pulchella</i> Foug.	OR	5.000	20	6	-	-
<i>Galactia striata</i> (Jacq.) Urb.	FO	10.000	600	90	300	30
<i>Galega officinalis</i> L.	ME, IN, OR	5.000	80	20	-	-
<i>Galega orientalis</i> Lam.	OR	10.000	250	20	200	-
<i>Galeopsis segetum</i> Neck.	ME, IN	5.000	20	4	-	-
<i>Gamolepis tagetes</i> DC.	OR	-	-	-	-	-
<i>Gaura</i> spp.	IN, OR	-	-	-	-	-
<i>Gazania rigens</i> (L.) Gaertn.	OR	5.000	20	5	-	423
<i>Genista</i> spp.	OR	-	-	-	-	-
<i>Gentiana acaulis</i> L.	OR	5.000	5	0,7	-	-
<i>Geranium</i> Hybrids	OR	5.000	40	10	-	-
<i>Geranium</i> spp.	OR	5.000	25	12	-	218
<i>Gerbera jamesonii</i> Bolus ex Hook.f.	OR	5.000	40	10	-	-
( <i>Geum chiloense</i> hort.) ver <i>Geum quellyon</i> Sweet	-	-	-	-	-	-
<i>Geum coccineum</i> Sm.	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Geum quellyon</i> Sweet (= <i>Geum chiloense</i> hort.)	OR	5.000	20	5	-	246
<i>Geum</i> spp.	OR	-	-	-	-	-
<i>Gilia tricolor</i> Benth.	OR	5.000	5	1	-	-
<i>Ginkgo biloba</i> L.	FL, ME	5.000	500 sementes	500 sementes	-	-
<i>Gladiolus</i> spp.	OR	-	-	-	-	-
<i>Glandularia canadensis</i> (L.) Nutt. (= <i>Verbena canadensis</i> (L.) Britton)	OR	5.000	20	6	-	-
<i>Glebionis carinata</i> (Schousb.) Tzvelev (= <i>Chrysanthemum carinatum</i> Schousb.)	OR	5.000	30	8	-	352
<i>Glebionis coronaria</i> (L.) Cass. ex Spach (= <i>Chrysanthemum coronarium</i> L.)	OR	5.000	30	8	-	-
<i>Glebionis segetum</i> (L.) Fourr. (= <i>Chrysanthemum segetum</i> L.)	OR	5.000	30	8	-	-
<i>Gleditsia triacanthos</i> L.	FL	1.000	800	400	-	6
<i>Gloxinia</i> spp.	OR	-	-	-	-	-
( <i>Glycine javanica</i> auct., non L.) ver <i>Neonotonia wightii</i> (Wight & Arn.) J.A. Lackey	-	-	-	-	-	-
<i>Glycine max</i> (L.) Merr. (= <i>Soja hispida</i> Moench)	GC	30.000	1.000	500	1.000	6-13

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
( <i>Godetia</i> spp.) ver <i>Clarkia</i> spp.	-	-	-	-	-	-
<i>Gomphrena globosa</i> L.	IN, OR	5.000	40	10	-	359
<i>Goniolimon tataricum</i> (L.) Boiss.	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Gossypium</i> spp.	GC	25.000	1.000	350	1.000	8
<i>Grevillea robusta</i> A. Cunn. ex R. Br.	OR	5.000	80	20	-	-
<i>Gypsophila carminea</i> hort. ex Gard.	OR	-	-	-	-	-
<i>Gypsophila elegans</i> M. Bieb.	OR	5.000	10	2	-	-
<i>Gypsophila pacifica</i> Kom.	OR	-	-	-	-	-
<i>Gypsophila paniculata</i> L.	OR	5.000	10	2	-	1.031
<i>Gypsophila repens</i> L.	OR	5.000	10	2	-	-
<i>Hedysarum coronarium</i> L. (frutos)	OR, FO, IN	10.000	300	30	300	-
<i>Hedysarum coronarium</i> L. (sementes)	OR, FO, IN	10.000	120	12	120	-
<i>Helenium autumnale</i> L.	OR, IN	5.000	5	0,9	-	-
<i>Helenium</i> spp.	-	-	-	-	-	-
<i>Helianthemum nummularium</i> (L.) Mill.	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Helianthus annuus</i> L.	GC, ME, OR	25.000	1.000	200	1.000	10-20
<i>Helianthus debilis</i> Nutt.	OR	10.000	150	40	-	-
<i>Helianthus</i> spp. (sementes grandes)	OR	5.000	200	100	-	21
<i>Helianthus</i> spp. (sementes pequenas)	OR	5.000	100	50	-	77
<i>Helichrysum bracteatum</i> (Vent.) Andrews	OR	5.000	10	2	-	1.600
<i>Helichrysum monstrosum</i> hort.	OR	-	-	-	-	-
<i>Heliopsis helianthoides</i> (L.) Sweet	OR	5.000	40	10	-	-
<i>Heliotropium arborescens</i> L.	OR	5.000	5	1	-	-
<i>Helipterum humboldtianum</i> (Gaudich.) DC.	OR	5.000	30	8	-	-
<i>Helipterum manglesiib</i> (Lindl.) F. Muell. ex Benth.	OR	5.000	30	8	-	-
<i>Helipterum roseum</i> (Hook.) Benth. (= <i>Acroclinium roseum</i> Hook.)	OR	5.000	30	8	-	-
<i>Hesperis matronalis</i> L.	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Hetheranthemis viscidehirta</i> Schott (= <i>Chrysanthemum nivellei</i> hort., non Braun-Blanq. & Maire)	OR	5.000	30	8	-	-
<i>Heuchera sanguinea</i> Englm.	OR	5.000	5	0,1	-	-
<i>Hevea brasiliensis</i> (Willd. ex A. Juss.) Müll. Arg.	FL	-	-	-	-	-
<i>Hibiscus cannabinus</i> L.	GC	10.000	700	70	700	-
( <i>Hibiscus esculentus</i> L.) ver <i>Abelmoschus esculentus</i> (L.) Moench	-	-	-	-	-	-
<i>Hibiscus trionum</i> L.	OR, ME	5.000	40	10	-	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Hippeastrum</i> Hybrids (= <i>Hippeastrum</i> <sup>hybridum</sup> hort.)	OR	5.000	80	20	-	-
(= <i>Hippeastrum</i> <sup>hybridum</sup> hort.) ver <i>Hippeastrum</i> Hybrids	-	-	-	-	-	-
<i>Holcus lanatus</i> L.	FO	10.000	25	1	10	3.360
<i>Hordeum vulgare</i> L.	GC	30.000	1.000	120	1.000	30
<i>Humulus</i> spp.	-	-	-	-	-	-
<i>Hunnemannia fumariaefolia</i> Sweet.	OR	5.000	20	10	-	259
<i>Hyparrhenia rufa</i> (Nees) Stapf	FO	10.000	100	2	20	1.300
<i>Hypericum perforatum</i> L.	IN, OR, ME	5.000	5	0,3	-	-
<i>Hyssopus officinalis</i> L.	ME, CO, OR	5.000	10	3	15	-
<i>Iberis amara</i> L.	OR	5.000	20	6	-	-
<i>Iberis gibraltarica</i> L.	OR	5.000	10	3	-	-
<i>Iberis sempervirens</i> L.	OR	5.000	10	3	-	-
<i>Iberis umbellata</i> L.	OR	5.000	10	3	-	-
<i>Illex aquifolium</i> L.	OR	5.000	200	90	-	-
<i>Illex paraguariensis</i> A. St.-Hil.	FL, ME	-	-	-	-	-
<i>Impatiens balsamina</i> L.	OR	5.000	100	25	-	144
<i>Impatiens walleriana</i> Hook. f.	OR	5.000	10	2	-	-
<i>Indigofera hirsuta</i> L.	IN, FO	5.000	120	6	30	435
( <i>Inula grandiflora</i> Willd.) ver <i>Inula orientalis</i> Lam.	-	-	-	-	-	-
<i>Inula helenium</i> L.	ME, IN	5.000	20	4	-	-
<i>Inula orientalis</i> Lam. (= <i>Inula grandiflora</i> Willd.)	OR	-	-	-	-	-
<i>Ipomoea alba</i> L. (= <i>Ipomoea noctiflora</i> Griff.)	OR	10.000	400	100	-	-
<i>Ipomoea aquatica</i> Forssk. ( <i>Ipomoea noctiflora</i> Griff.) ver <i>Ipomoea alba</i> L.	IN, OR IN, OR	20.000 10.000	1.000 1.000	100 500	1.000 -	- 4
<i>Ipomoea purpurea</i> (L.) Roth (= <i>Pharbitis purpurea</i> (L.) J. Voigt)	IN, OR	10.000	400	100	-	-
<i>Ipomoea quamoclit</i> L. (= <i>Quamoclit vulgaris</i> Choisy)	IN, OR	10.000	200	50	-	-
<i>Ipomoea tricolor</i> Cav.	OR	10.000	400	100	-	-
<i>Iris kaempferi</i> Sieb.	OR	-	-	-	-	-
<i>Juniperus communis</i> L. (baga)	FL, CO, ME	1.000	300	150	-	-
<i>Juniperus communis</i> L. (sementes)	FL, CO, ME	1.000	40	20	-	-
<i>Juniperus scopulorum</i> Sarg.	FL	1.000	70	35	-	-
<i>Juniperus virginiana</i> L.	FL, ME	1.000	100	50	-	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Kalanchoe blossfeldiana</i> Poelln.	OR	5.000	5	0,1	-	-
<i>Kalanchoe crenata</i> (Andrews) Haw.	OR	5.000	5	0,1	-	-
<i>Kalanchoe globulifera</i> H. Perrier	OR	5.000	5	0,1	-	-
<i>Kniphofia uvaria</i> (L.) Oken	OR	5.000	10	3	-	788
<i>Kochia scoparia</i> (L.) Schrad. (= <i>Bassia scoparia</i> (L.) A.J. Scott)	OR	1.000	8	3	-	1.084
<i>Koeleria macrantha</i> (Ledeb.) Schult.	GC	10.000	100	1	10	-
<i>Koelreuteria paniculata</i> Laxm.	FL	1.000	800	400	-	-
<i>Kummerowia stipulacea</i> (Maxim.) Makino (= <i>Lespedeza stipulacea</i> Maxim.)	FO	10.000	50	5	50	525
<i>Kummerowia striata</i> (Thunb.) Schindl. (= <i>Lespedeza striata</i> (Thunb.) Hook. & Arn.)	FO	10.000	40	4	40	750
<i>Lablab purpureus</i> (L.) Sweet (= <i>Dolichos lablab</i> L.)	FO, OR	20.000	2.000	600	1.000	-
<i>Laburnum alpinum</i> (Mill.) Bercht. & J. Presl	FL	1.000	140	70	-	-
<i>Laburnum anagyroides</i> Medik.	FL	1.000	140	70	-	-
<i>Lactuca sativa</i> L.	HO, ME	10.000	30	3	30	800-890
<i>Lagenaria siceraria</i> (Molina) Standl.	HO, ME, OR	20.000	1.000	500	1.000	-
<i>Lagenaria</i> spp.	OR	10.000	500	250	-	12
<i>Lagurus ovatus</i> L.	OR	-	-	-	-	-
<i>Lantana camara</i> L. [incluindo <i>Lantana hybrida</i> hort.]	IN, OR, ME	-	-	-	-	-
<i>Lantana hybrida</i> hort. [incluída em <i>Lantana camara</i> L.]	IN, OR, ME	-	-	-	-	-
<i>Larix decidua</i> Mill.	FL	1.000	35	17	-	170
<i>Larix <sup>2</sup>eurolepis</i> A. Henry [ <i>L. decidua</i> Mill. <sup>2</sup> <i>L. kaempferi</i> (Lamb.) Carrière] (= <i>Larix <sup>2</sup>marschlinii</i> Coaz)	FL	1.000	35	16	-	240
<i>Larix gmelinii</i> (Rupr.) Rupr.	FL	1.000	25	10	-	-
<i>Larix kaempferi</i> (Lamb.) Carrière (= <i>Larix leptolepis</i> (Siebold & Zucc.) Gordon)	FL	1.000	24	10	-	260
<i>Larix laricina</i> (Du Roi) K. Koch ( <i>Larix leptolepis</i> (Siebold & Zucc.) Gordon) ver <i>Larix kaempferi</i> (Lamb.) Carrière	FL	1.000	25	10	-	-
( <i>Larix <sup>2</sup>marschlinii</i> Coaz) ver <i>Larix <sup>2</sup>eurolepis</i> A. Henry	-	-	-	-	-	-
<i>Larix occidentalis</i> Nutt.	FL	1.000	25	10	-	315

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Larix sibirica</i> Ledeb. (= <i>Larix sukaczewii</i> Dylis)	FL	1.000	25	10	-	95
( <i>Larix sukaczewii</i> Dylis) ver <i>Larix sibirica</i> Ledeb.	-	-	-	-	-	-
<i>Lathyrus cicera</i> L.	HO, IN	20.000	1.000	140	1.000	-
<i>Lathyrus hirsutus</i> L.	GC, HO	10.000	700	70	700	40
<i>Lathyrus latifolius</i> L.	OR	10.000	400	100	-	21
<i>Lathyrus odoratus</i> L.	OR	10.000	600	150	-	12
<i>Lathyrus sativus</i> L.	GC, HO	20.000	1.000	450	1.000	8
<i>Lavandula angustifolia</i> Mill.	ME, OR	5.000	10	2	-	-
<i>Lavatera trimestris</i> L.	OR, IN	5.000	40	10	-	-
<i>Layia platyglossa</i> (Fisch. & C.A. Mey.) A. Gray	OR	5.000	3	1	-	-
<i>Legousia speculum-veneris</i> (L.) Chaix	OR	5.000	5	1	-	-
<i>Lens culinaris</i> Medik.	GC, HO, ME	30.000	600	60	600	14-23
<i>Leontopodium alpinum</i> Cass.	OR	5.000	5	0,1	-	-
<i>Leonurus cardiaca</i> L.	ME, IN	5.000	10	2	-	-
<i>Lepidium sativum</i> L.	HO	10.000	60	6	60	425-450
( <i>Leptosyne</i> spp.) ver <i>Coreopsis</i> spp.	-	-	-	-	-	-
<i>Lespedeza cuneata</i> (Dum. Cours.) G. Don.	FO, ME, IN	-	-	-	-	-
<i>Lespedeza juncea</i> (L. f.) Pers.	FO	10.000	30	3	30	820
( <i>Lespedeza stipulacea</i> Maxim.) ver <i>Kummerowia stipulacea</i> (Maxim.) Makino	-	-	-	-	-	-
( <i>Lespedeza striata</i> (Thunb.) Hook. & Arn.) ver <i>Kummerowia striata</i> (Thunb.) Schindl.	-	-	-	-	-	-
<i>Leucaena leucocephala</i> (Lam.) De Wit	FO	20.000	2.000	100	1.000	21-28
<i>Leucaena leucocephala</i> (Lam.) De Wit (variedades florestais)	FL	5.000	240	120	-	21-28
<i>Leucanthemum maximum</i> (Ramond) DC.	OR, IN	5.000	20	5	-	652
<i>Leucanthemum vulgare</i> Lam.	OR, IN	5.000	20	5	-	-
<i>Levisticum officinale</i> W.D.J. Koch	ME, CO	5.000	30	8	-	-
<i>Liatris pycnostachya</i> Michx.	OR	5.000	30	8	-	-
<i>Liatris spicata</i> (L.) Willd.	OR	5.000	30	8	-	-
( <i>Libocedrus decurrens</i> Torr.) ver <i>Calocedrus decurrens</i> (Torr.) Florin	-	-	-	-	-	-
<i>Ligustrum vulgare</i> L.	FL	1.000	100	50	-	-
<i>Litium regale</i> E.H. Wilson	OR	5.000	40	10	-	-
<i>Limonium bellidifolium</i> (Gouan) Dumort.	OR	5.000	20	5	-	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Limonium bonduellei</i> (T. Lestib.) Kuntze	OR	5.000	200	50	-	-
<i>Limonium gerberi</i> Soldano (= <i>Limonium latifolium</i> (Sm.) Kuntze, non Moench)	OR	5.000	20	5	-	-
( <i>Limonium latifolium</i> (Sm.) Kuntze, non Moench) ver <i>Limonium gerberi</i> Soldano	-	-	-	-	-	-
<i>Limonium sinuatum</i> (L.) Mill. (infrutescência) (= <i>Statice sinuata</i> L.)	OR	5.000	200	50	-	-
<i>Limonium sinuatum</i> (L.) Mill. (sementes) (= <i>Statice sinuata</i> L.)	OR	5.000	20	6	-	-
<i>Linaria bipartita</i> (Vent.) Willd.	OR	5.000	5	0,2	-	-
<i>Linaria maroccana</i> Hook. f.	OR	5.000	5	0,4	-	15.100
<i>Linaria vulgaris</i> Mill.	OR, IN	5.000	5	0,2	-	-
<i>Linum flavum</i> L.	OR, IN	5.000	20	5	-	-
<i>Linum grandiflorum</i> Desf.	OR	5.000	40	10	-	269
<i>Linum narbonense</i> L.	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Linum perenne</i> L.	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Linum usitatissimum</i> L.	GC, ME	10.000	150	15	150	180
<i>Liquidambar styraciflua</i> L.	FL	300	30	15	-	180-311
<i>Liriodendron tulipifera</i> L.	FL	1.000	180	90	-	-
<i>Litchi chinensis</i> Sonn.	FR	-	-	-	-	-
<i>Lobelia cardinalis</i> L. [incluindo <i>Lobelia fulgens</i> Willd.]	OR	5.000	5	0,1	-	-
<i>Lobelia erinus</i> L.	OR	5.000	5	0,2	-	32.100
<i>Lobelia fulgens</i> Willd. [incluída em <i>Lobelia cardinalis</i> L.]	OR	-	-	-	-	-
<i>Lobularia maritima</i> (L.) Desv.	OR, IN	5.000	5	1	-	2.800
<i>Lolium <sup>γ</sup>boucheanum</i> Kunth [ <i>L. multiflorum</i> Lam. <sup>γ</sup> <i>L. perenne</i> L.] (= <i>Lolium <sup>γ</sup>hybridum</i> Hausskn.)	FO	10.000	60	6	60	-
( <i>Lolium <sup>γ</sup>hybridum</i> Hausskn.) ver <i>Lolium <sup>γ</sup>boucheanum</i> Kunth	-	-	-	-	-	-
<i>Lolium multiflorum</i> Lam.	FO	10.000	60	6	60	500
<i>Lolium perenne</i> L.	FO	10.000	60	6	60	500
<i>Lolium rigidum</i> Gaudin	FO	10.000	60	6	60	-
<i>Lonas annua</i> (L.) Vines & Druce	OR	5.000	5	0,6	-	-
<i>Lotononis bainesii</i> Baker	FO	10.000	25	1	10	3.315
<i>Lotus corniculatus</i> L.	FO	10.000	30	3	30	815
( <i>Lotus glaber</i> Mill.) ver <i>Lotus tenuis</i> Waldst. & Kit. ex Willd.	-	-	-	-	-	-
<i>Lotus tenuis</i> Waldst. & Kit. ex Willd. (= <i>Lotus glaber</i> Mill.)	FO	10.000	30	3	30	-
<i>Lotus uliginosus</i> Schkuhr	FO	10.000	25	2	20	1.945
<i>Luffa acutangula</i> (L.) Roxb.	GC	20.000	1.000	400	-	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<b>Luffa aegyptiaca Mill.</b> (= <i>Luffa cylindrica</i> (L.) Roem.)	GC, IN	20.000	1.000	250	1.000	10
( <i>Luffa cylindrica</i> (L.) Roem.) ver <b>Luffa aegyptiaca Mill.</b>	-	-	-	-	-	-
<b>Lunaria annua L.</b> (= <i>Lunaria biennis</i> Moench)	OR	5.000	80	20	-	-
( <i>Lunaria biennis</i> Moench) ver <b>Lunaria annua L.</b>	-	-	-	-	-	-
<b>Lupinus albus L</b>	GC	30.000	1.000	450	1.000	7
<b>Lupinus angustifolius L.</b>	GC	30.000	1.000	450	1.000	7
<b>Lupinus hartwegii Lindl.</b>	OR	10.000	200	60	-	-
<b>Lupinus luteus L.</b>	GC, IN	30.000	1.000	450	1.000	9
<b>Lupinus nanus Douglas ex Benth.</b>	OR	10.000	200	60	-	-
<b>Lupinus polyphyllus Lindl.</b>	OR	10.000	200	60	-	-
<b>Lupinus Hybrids</b>	OR	10.000	200	60	-	-
<b>Lupinus spp.</b>	-	-	-	-	-	-
<b>Lupinus subcarnosus Hook.</b>	OR	-	-	-	-	-
( <i>Lychnis chalcedonica</i> L.) ver <b>Silene chalcedonica (L.) E.H.L. Krause</b>	-	-	-	-	-	-
( <i>Lychnis coronaria</i> (L.) Desr.) ver <b>Silene coronaria (L.) Clairv.</b>	-	-	-	-	-	-
<b>Lychnis viscaria L.</b>	OR	-	-	-	-	-
<b>Lycopersicon esculentum Mill.</b> (= <i>Lycopersicon lycopersicum</i> (L.) H. Karst.; <i>Solanum lycopersicum</i> L.)	HO, ME	10.000	15	7	-	-
( <i>Lycopersicon lycopersicum</i> (L.) H. Karst.) ver <b>Lycopersicon esculentum Mill.</b>	-	-	-	-	-	-
<b>Lycopersicon Hybrids</b>	HO	10.000	15	7	-	-
<b>Lycopersicon spp.</b>	HO	10.000	15	7	-	-
<b>Lythrum spp.</b>	IN, OR	-	-	-	-	-
<b>Machaeranthera tanacetifolia (Kunth) Nees</b> (= <i>Aster tanacetifolius</i> Kunth)	OR	-	-	-	-	-
<b>Macroptilium atropurpureum (DC.) Urb.</b>	FO	20.000	700	35	350	76
<b>Macroptilium lathyroides (L.) Urb.</b>	FO, IN	20.000	200	20	200	130
<b>Macrotyloma axillare (E. Mey.) Verdc.</b>	FO	20.000	500	25	250	-
<b>Macrotyloma uniflorum (Lam.) Verdc.</b>	FO	20.000	800	80	800	-
<b>Magnolia spp.</b>	FL	-	-	-	-	-
<b>Magnolia grandiflora L.</b>	AR, FL	-	-	-	-	-
<b>Mahonia aquifolium (Pursh) Nutt.</b>	OR	1.000	60	30	-	-
<b>Malcomia maritima (L.) R. Br.</b>	OR	5.000	10	3	-	2.450
<b>Malope trifida Cav.</b>	OR	5.000	20	5	-	-



Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Malus domestica</i> Borkh. (= <i>Pyrus malus</i> L.)	FR	1.000	180	90	-	-
<i>Malus sargentii</i> Rehder (= <i>Pyrus sargentii</i> )	FR	1.000	24	12	-	-
<i>Malus sylvestris</i> (L.) Mill.	FR, ME	1.000	160	80	-	-
<i>Malus</i> spp. (exceto <i>Malus domestica</i> Borkh.; <i>Malus sargentii</i> Rehder; <i>Malus sylvestris</i> (L.) Mill.)	FR	1.000	50	25	-	-
<i>Malva sylvestris</i> L.	IN, OR, ME	5.000	30	15	-	-
<i>Marrubium vulgare</i> L.	IN, ME	5.000	10	2	-	-
( <i>Martynia proboscidea</i> Gloxin) ver <i>Proboscidea louisianica</i> (Mill.) Thell. subsp. <i>louisianica</i> (Mill.) Thell.	-	-	-	-	-	-
( <i>Matricaria maritima</i> L.) ver <i>Tripleurospermum maritimum</i> (L.) W.D.J. Koch	-	-	-	-	-	-
( <i>Matricaria perforata</i> Mérat) ver <i>Tripleurospermum perforatum</i> (Mérat) Lainz	-	-	-	-	-	-
<i>Matricaria recutita</i> L.	ME, OR, IN	5.000	5	0,5	-	-
<i>Matthiola bicornis</i> (Sm.) DC. [incluída em <i>Matthiola longipetala</i> (Vent.) DC.]	OR	-	-	-	-	-
<i>Matthiola incana</i> (L.) R. Br.	OR	5.000	20	4	-	658
<i>Matthiola longipetala</i> (Vent.) DC. [incluindo <i>Matthiola bicornis</i> (Sm.) DC.]	OR	5.000	10	2	-	1.271
<i>Medicago arabica</i> (L.) Huds. (vagem)	FO	10.000	600	60	600	50
<i>Medicago arabica</i> (L.) Huds. (semente)	FO	10.000	50	5	50	550
<i>Medicago falcata</i> L. [incluída em <i>Medicago sativa</i> L.]	FO	-	-	-	-	-
<i>Medicago italica</i> (Mill.) Fiori [incluindo <i>Medicago tornata</i> (L.) Mill.]	FO	10.000	100	10	100	-
<i>Medicago littoralis</i> Rohde ex Loisel.	FO	10.000	70	7	70	331
<i>Medicago lupulina</i> L.	IN, FO	10.000	50	5	50	585
<i>Medicago orbicularis</i> (L.) Bartal.	FO	10.000	80	8	80	335
<i>Medicago polymorpha</i> L.	FO	10.000	70	7	70	375
<i>Medicago rugosa</i> Desv.	FO	10.000	180	18	180	-
<i>Medicago sativa</i> L. [incluindo <i>Medicago falcata</i> L.; <i>Medicago varia</i> Martyn]	FO, ME	10.000	50	5	50	500
<i>Medicago scutellata</i> (L.) Mill.	FO, IN	10.000	400	40	400	76

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Medicago tornata</i> (L.) Mill. [incluída em <i>Medicago italica</i> (Mill.) Fiori]	FO	-	-	-	-	-
<i>Medicago truncatula</i> Gaertn.	FO	10.000	100	10	100	310
<i>Medicago</i> <sup>γ</sup> <i>varia</i> Martyn [incluída em <i>Medicago sativa</i> L.]	FO	-	-	-	-	-
<i>Melilotus albus</i> Medik.	IN, FO	10.000	50	5	50	570
<i>Melilotus indicus</i> (L.) All.	IN, FO	10.000	50	5	50	660
<i>Melilotus officinalis</i> Lam.	FO, ME, IN	10.000	50	5	50	570
<i>Melinis minutiflora</i> P. Beauv.	FO, IN	10.000	100	0,5	5	6.000-9.500
<i>Melinis repens</i> (Willd.) Zizka (= <i>Rhynchelytrum repens</i> (Willd.) C.E. Hubb.; <i>Rhynchelytrum roseum</i> (Nees) Stapf & C.E. Hubb.)	IN, FO	5.000	100	1	20	-
<i>Melissa officinalis</i> L.	ME	5.000	10	2	-	-
<i>Mentha</i> <sup>γ</sup> <i>piperita</i> L. [ <i>M. aquatica</i> L. <sup>γ</sup> <i>M. spicata</i> L.]	CO, ME	5.000	5	0,5	5	-
<i>Mimosa pudica</i> L.	IN, ME, OR	5.000	40	10	-	-
<i>Mimulus cardinalis</i> Douglas ex Benth.	OR	5.000	5	0,2	-	-
<i>Mimulus cupreus</i> hort. ex Dombrain	OR	5.000	5	0,2	-	-
<i>Mimulus</i> <sup>γ</sup> <i>hybridus</i> hort. ex Voss [ <i>M. luteus</i> L. <sup>γ</sup> <i>M. guttatus</i> DC.]	OR	5.000	5	0,2	-	-
<i>Mimulus luteus</i> L.	OR	5.000	5	0,2	-	-
<i>Mirabilis jalapa</i> L.	IN, OR, ME	10.000	800	200	-	18
<i>Moluccella laevis</i> L.	OR	5.000	100	25	-	141
<i>Momordica charantia</i> L.	IN, OR, ME	20.000	1.000	450	1.000	-
<i>Momordica</i> spp.	OR	-	-	-	-	-
<i>Morus</i> spp.	FR, AR	1.000	20	5	-	-
<i>Mucuna aterrima</i> (Piper & Tracy) Holland [incluída em <i>Mucuna pruriens</i> (L.) DC.]	FO	-	-	-	-	-
<i>Mucuna cochinchinensis</i> (Lour.) A. Chev. [incluída em <i>Mucuna pruriens</i> (L.) DC.]	FO	-	-	-	-	-
( <i>Mucuna deeringiana</i> (Bort) Merr.) [incluída em <i>Mucuna pruriens</i> (L.) DC.]	FO	-	-	-	-	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<b><i>Mucuna pruriens</i> (L.) DC.</b> [incluindo <i>Mucuna aterrima</i> (Piper & Tracy) Holland; <i>Mucuna cochinchinensis</i> (Lour.) A. Chev.; <i>Mucuna deeringiana</i> (Bort) Merr.; <i>Stizolobium deeringianum</i> Bort]	FO	20.000	2.000	1.000	1.000	-
<b><i>Myosotis</i> Hybrids</b>	OR	5.000	10	2	-	-
<b><i>Myosotis scorpioides</i> L.</b>	OR	5.000	10	2	-	-
<b><i>Myosotis sylvatica</i> Hoffm.</b>	OR	5.000	10	2	-	1.070
<b><i>Nasturtium officinale</i> R. Br.</b>	HO, ME	10.000	25	0,5	5	4.000- 5.170
<b><i>Nemesia strumosa</i> Benth.</b>	OR	5.000	5	1	-	3.520
<b><i>Nemesia versicolor</i> E. Mey. ex Benth.</b> ( <i>Nemophila aurita</i> Lindl.) ver <b><i>Pholistoma auritum</i> (Lindl.) Lilja</b>	-	-	-	-	-	-
<b><i>Nemophila maculata</i> Benth. ex Lindl.</b>	OR	5.000	20	5	-	-
<b><i>Nemophila menziesii</i> Hook. &amp; Arn.</b> (= <i>Nemophila menziesii</i> Hook. & Arn. subsp. <i>insignis</i> (Douglas ex Benth.) Brand)	OR	5.000	20	5	-	568
( <i>Nemophila menziesii</i> Hook. & Arn. subsp. <i>insignis</i> (Douglas ex Benth.) Brand) ver <b><i>Nemophila menziesii</i> Hook. &amp; Arn.</b>	-	-	-	-	-	-
<b><i>Neonotonia wightii</i> (Wight &amp; Arn.) J.A. Lackey</b> (= <i>Glycine javanica</i> auct., non. L.)	GC, FO	10.000	300	15	150	-
<b><i>Nepeta cataria</i> L.</b>	CO, HO	5.000	10	2	-	-
<b><i>Nicandra</i> spp.</b> ( <i>Nicotiana affinis</i> hort.) ver <b><i>Nicotiana alata</i> Link &amp; Otto</b>	IN, OR	-	-	-	-	-
<b><i>Nicotiana alata</i> Link &amp; Otto</b> (= <i>Nicotiana affinis</i> hort.)	OR	5.000	5	0,2	-	8.410
<b><i>Nicotiana glauca</i> W. Watson</b>	OR	5.000	5	0,2	-	-
<b><i>Nicotiana suaveolens</i> Lehm.</b>	OR	5.000	5	0,5	-	-
<b><i>Nicotiana tabacum</i> L.</b>	GC, ME	10.000	3	0,3	1,5	15.625
<b><i>Nierembergia hippomanica</i> Miers</b>	OR	5.000	5	0,5	-	-
<b><i>Nierembergia</i> spp.</b>	OR	5.000	2	0,5	-	6.430
<b><i>Nigella damascena</i> L.</b>	OR, IN	5.000	20	6	-	447
<b><i>Nigella hispanica</i> L.</b>	OR	5.000	20	6	-	-
<b><i>Nigella sativa</i> L.</b>	OR	5.000	40	10	-	-
<b><i>Nothofagus alpina</i> (Poepp. &amp; Endl.) Oerst.</b> (= <i>Nothofagus procera</i> Oerst.)	FL	1.000	50	25	-	-
<b><i>Nothofagus obliqua</i></b>	FL	1.000	60	30	-	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
( <i>Nothofagus procera</i> Oerst.) ver <i>Nothofagus alpina</i> (Poepp. & Endl.) Oerst.	-	-	-	-	-	-
<i>Nyssa aquatica</i> L.	FL	-	-	-	-	-
<i>Nyssa sylvatica</i> Marshall	FL	-	-	-	-	-
<i>Ocimum basilicum</i> L.	CO, ME	10.000	40	4	40	800
<i>Oenothera biennis</i> L.	ME, IN, OR	10.000	25	1	10	-
<i>Oenothera macrocarpa</i> Nutt. (= <i>Oenothera missouriensis</i> Sims)	OR	5.000	40	10	-	-
(= <i>Oenothera missouriensis</i> Sims) ver <i>Oenothera macrocarpa</i> Nutt.	-	-	-	-	-	-
<i>Onobrychis viciifolia</i> Scop. (frutos) (= <i>Onobrychis sativa</i> Lam.)	FO	10.000	600	60	600	50
<i>Onobrychis viciifolia</i> Scop. (sementes) (= <i>Onobrychis sativa</i> Lam.)	FO	10.000	400	40	400	-
( <i>Onobrychis sativa</i> Lam.) ver <i>Onobrychis viciifolia</i> Scop.	-	-	-	-	-	-
<i>Origanum majorana</i> L.	CO, ME	10.000	25	0,5	5	4.702
<i>Origanum vulgare</i> L.	CO, ME	10.000	25	0,5	5	-
<i>Ornithopus compressus</i> L.	FO	10.000	120	12	120	-
<i>Ornithopus sativus</i> Brot.	FO	10.000	90	9	90	-
<i>Oryza sativa</i> L.	GC	30.000	1.400	70	700	26-39
<i>Oryzopsis hymenoides</i> (Roem. & Schult.) Ricker	GC	5.000	200	10	100	310
<i>Osteospermum ecklonis</i> (DC.) Norl.	OR	5.000	40	10	-	-
<i>Panicum antidotale</i> Retz.	FO	10.000	80	2	20	1.310
<i>Panicum coloratum</i> L.	FO	10.000	25	2	20	1.250
<i>Panicum maximum</i> Jacq.	FO	10.000	25	2	20	700-1.250
<i>Panicum miliaceum</i> L.	FO	10.000	150	15	150	185
( <i>Panicum ramosum</i> L.) ver <i>Brachiaria ramosa</i> (L.) Stapf	-	-	-	-	-	-
<i>Panicum virgatum</i> L.	FO	10.000	30	5	30	570
<i>Papaver alpinum</i> L.	OR	5.000	5	0,5	-	-
<i>Papaver glaucum</i> Boiss. & Hausskn.	OR	5.000	5	0,5	-	-
<i>Papaver nudicaule</i> L.	OR	5.000	5	0,5	-	6.120
<i>Papaver orientale</i> L.	ME, OR	5.000	5	1	-	-
<i>Papaver rhoeas</i> L.	IN, ME, OR	5.000	5	0,5	-	7.645
<i>Papaver somniferum</i> L.	IN, ME, OR	10.000	25	1	10	-
<i>Pascopyrum smithii</i> (Rydb.) Á. Löve (= <i>Agropyron smithii</i> Rydb.)	FO	10.000	150	15	150	250
<i>Paspalum atratum</i> Sw.	FO	10.000	200	10	100	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Paspalum commersonii</i> Lam. [incluída em <i>Paspalum scrobiculatum</i> L.]	FO	-	-	-	-	-
<i>Paspalum dilatatum</i> Poir.	FO, IN	10.000	50	5	50	620
<i>Paspalum guenoarum</i> Arech.	FO	10.000	200	10	100	280-350
<i>Paspalum notatum</i> Flüggé	FO, OR	10.000	140	7	70	600
<i>Paspalum plicatulum</i> Michx.	IN, FO	10.000	40	4	40	1.045
<i>Paspalum scrobiculatum</i> L. [incluindo <i>Paspalum commersonii</i> Lam.]	FO	10.000	80	8	80	425
<i>Paspalum urvillei</i> Steud.	IN, FO	10.000	30	3	30	970
<i>Paspalum wettsteinii</i> Hack.	FO	10.000	30	3	30	-
<i>Passiflora edulis</i> Sims	FR, ME, OR	-	-	-	-	-
<i>Pastinaca sativa</i> L.	GC	10.000	100	10	100	430
<b>Pelargonium Grupo Zonale</b> (= <i>Pelargonium hortorum</i> L.H. Bailey)	OR	5.000	80	20	-	-
(= <i>Pelargonium hortorum</i> L.H. Bailey) ver <b>Pelargonium Grupo Zonale</b>	-	-	-	-	-	-
( <i>Pennisetum americanum</i> (L.) Leeke) ver <b>Pennisetum glaucum</b> (L.) R. Br.	-	-	-	-	-	-
<b>Pennisetum clandestinum</b> Hochst. ex Chiov.	FO	10.000	140	7	70	-
<b>Pennisetum glaucum</b> (L.) R. Br. (= <i>Pennisetum americanum</i> (L.) Leeke; <i>Pennisetum typhoides</i> (Burm. f.) Stapf & C.E. Hubb.)	FO	10.000	300	15	150	180-195
<b>Pennisetum glaucum</b> (L.) R. Br. <sup>z</sup> <b>Pennisetum purpureum</b> Schumach.	FO	5.000	100	5	50	-
<b>Pennisetum purpureum</b> Schumach. ( <i>Pennisetum typhoides</i> (Burm. f.) Stapf & C.E. Hubb.) ver <b>Pennisetum glaucum</b> (L.) R. Br.	FO	5.000	100	5	50	-
<b>Penstemon barbatus</b> (Cav.) Roth	OR	5.000	10	2	-	-
( <i>Penstemon gloxinoides</i> hort.) ver <b>Penstemon Hybrids</b>	-	-	-	-	-	-
<b>Penstemon grandiflorus</b> Nutt.	OR, ME	-	-	-	-	-
<b>Penstemon hartwegii</b> Benth.	OR	5.000	10	2	-	-
<b>Penstemon hirsutus</b> (L.) Willd. <b>Penstemon Hybrids</b> (= <i>Penstemon gloxinoides</i> hort.; <i>Penstemon hybridus</i> hort. ex Groenl. & Rümpler)	OR	5.000	10	2	-	-
( <i>Penstemon hybridus</i> hort. ex Groenl. & Rümpler) ver <b>Penstemon Hybrids</b>	-	-	-	-	-	-
<b>Penstemon laevigatus</b> Aiton.	OR	-	-	-	-	-
<b>Perilla frutescens</b> (L.) Britton	OR	5.000	10	3	-	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Petroselinum crispum</i> (Mill.) Nyman ex A.W. Hill	CO, ME	10.000	40	4	40	650
<i>Petunia</i> <sup>2</sup> <i>hybrida</i> hort. ex E. Vilm. [ <i>P. axillaris</i> (Lam.) Britton et al. <sup>2</sup> <i>P. integrifolia</i> (Hook.) Schinz & Thell.]	OR	5.000	5	0,2	-	-
<i>Petunia</i> spp.	OR	5.000	2	0,5	-	8.770
<i>Phacelia campanularia</i> A. Gray	OR	5.000	10	2	-	1.883
<i>Phacelia minor</i> Tell.	OR	-	-	-	-	-
<i>Phacelia tanacetifolia</i> Benth.	OR	10.000	50	5	50	-
<i>Phalaris aquatica</i> L. (= <i>Phalaris tuberosa</i> L.) [incluindo <i>Phalaris stenoptera</i> Hack.]	FO	10.000	40	4	40	750
<i>Phalaris arundinacea</i> L.	FO	10.000	30	3	30	1.185
<i>Phalaris canariensis</i> L.	FO	10.000	200	20	200	150
<i>Phalaris stenoptera</i> Hack. [incluída em <i>Phalaris aquatica</i> L.]	FO	-	-	-	-	-
( <i>Phalaris tuberosa</i> L.) ver <i>Phalaris aquatica</i> L.	-	-	-	-	-	-
( <i>Pharbitis purpurea</i> (Roth) J. Voigt) ver <i>Ipomoea purpurea</i> (L.) Roth	-	5.000	200	100	-	25
( <i>Phaseolus angularis</i> (Willd.) W. Wight) ver <i>Vigna angularis</i> (Willd.) Ohwi & H. Ohashi	-	-	-	-	-	-
( <i>Phaseolus aureus</i> Roxb.) ver <i>Vigna radiata</i> (L.) R. Wilczek	-	-	-	-	-	-
<i>Phaseolus coccineus</i> L.	GC	30.000	1.000	1.000	1.000	1
( <i>Phaseolus limensis</i> Macfad.) ver <i>Phaseolus lunatus</i> L.	-	-	-	-	-	-
<i>Phaseolus lunatus</i> L. (= <i>Phaseolus limensis</i> Macfad.)	GC	30.000	1.000	1.000	1.000	2
( <i>Phaseolus mungo</i> L.) ver <i>Vigna mungo</i> (L.) Hepper	-	-	-	-	-	-
( <i>Phaseolus radiatus</i> L.) ver <i>Vigna radiata</i> (L.) R. Wilczek	-	-	-	-	-	-
<i>Phaseolus vulgaris</i> L.	GC	30.000	1.000	700	1.000	4
( <i>Phleum bertolonii</i> DC.) ver <i>Phleum nodosum</i> L.	-	-	-	-	-	-
<i>Phleum nodosum</i> L. (= <i>Phleum bertolonii</i> DC.)	FO	10.000	25	1	10	-
<i>Phleum pratense</i> L.	FO	10.000	25	1	10	2.565
<i>Phlox drummondii</i> Hook.	OR	5.000	20	5	-	616
<i>Phlox paniculata</i> L.	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Phlox subulata</i> L.	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Pholistoma auritum</i> (Lindl.) Lilja (= <i>Nemophila aurita</i> Lindl.)	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Physalis alkekengi</i> L.	OR	5.000	20	4	-	-
<i>Physalis pubescens</i> L.	IN, ME, FR	10.000	25	2	20	1.240
<i>Picea abies</i> (L.) H. Karst.	FL	1.000	40	20	-	140

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Picea engelmannii</i> Parry ex Engelm.	FL	1.000	16	8	-	300
<i>Picea glauca</i> (Moench) Voss	FL	1.000	10	5	-	510
<i>Picea glehnii</i> (F. Schmidt) Mast.	FL	1.000	25	9	-	300
<i>Picea jezoensis</i> (Siebold & Zucc.) Carrière	FL	1.000	25	7	-	405
<i>Picea koyamae</i> Shiras.	FL	1.000	25	9	-	310
<i>Picea mariana</i> (Mill.) Britton <i>et al.</i>	FL	1.000	6	3	-	890
<i>Picea omorika</i> (Pancic) Purk.	FL	1.000	25	8	-	320
<i>Picea orientalis</i> (L.) Link	FL	1.000	30	15	-	175
<i>Picea polita</i> (Siebold & Zucc.) Carrière	FL	1.000	80	40	-	65
<i>Picea pungens</i> Engelm.	FL	1.000	30	15	-	235
<i>Picea rubens</i> Sarg.	FL	1.000	25	9	-	310
<i>Picea sitchensis</i> (Bong.) Carrière	FL	1.000	12	6	-	465
<i>Pimpinella anisum</i> L.	CO, ME	10.000	70	7	70	200
<i>Pimpinella major</i> (L.) Huds.	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Pimpinella saxifraga</i> L.	CO	5.000	20	5	-	-
<i>Pinus albicaulis</i> Engelm.	FL	1.000	700	350	-	8
<i>Pinus aristata</i> Engelm.	FL	1.000	100	50	-	50
<i>Pinus banksiana</i> Lamb.	FL	1.000	25	9	-	290
<i>Pinus brutia</i> L.	FL	1.000	100	50	-	-
<i>Pinus canariensis</i> C. Sm.	FL	1.000	60	30	-	-
<i>Pinus caribaea</i> Morelet	FL	1.000	100	50	-	70
<i>Pinus cembra</i> L.	FL	1.000	1.000	700	-	4
<i>Pinus cembroides</i> Zucc.	FL	1.000	1.000	700	-	4
<i>Pinus clausa</i> (Chapm. ex Engelm.) Vasey ex Sarg.	FL	1.000	40	20	-	-
<i>Pinus contorta</i> Douglas ex Loudon	FL	1.000	25	9	-	225-300
<i>Pinus coulteri</i> D. Don	FL	1.000	1.000	900	-	3
<i>Pinus densiflora</i> Siebold & Zucc.	FL	1.000	60	30	-	100
<i>Pinus enchinata</i> Mill.	FL	1.000	50	25	-	105
<i>Pinus edulis</i> Engelm.	FL	1.000	1.000	700	-	-
<i>Pinus elliotii</i> Engelm.	FL	1.000	160	80	-	30
<i>Pinus flexilis</i> E. James	FL	1.000	500	250	-	10
<i>Pinus glabra</i> Walter	FL	1.000	80	40	-	-
( <i>Pinus griffithii</i> McClell) ver <i>Pinus wallichiana</i> A.B. Jacks.	-	-	-	-	-	-
<i>Pinus halepensis</i> Mill.	FL	1.000	100	50	-	55
<i>Pinus heldreichii</i> H. Christ	FL	1.000	120	60	-	45
<i>Pinus jeffreyi</i> Balf.	FL	1.000	600	300	-	7
( <i>Pinus khasya</i> Hook.f., orth. var.) ver <i>Pinus kesiya</i> Royle ex Gordon	-	-	-	-	-	-
<i>Pinus kesiya</i> Royle ex Gordon (= <i>Pinus khasya</i> Hook.f., orth. var.)	FL	1.000	80	40	-	-
<i>Pinus koraiensis</i> Siebold & Zucc.	FL	1.000	2.000	1.000	-	-
<i>Pinus lambertiana</i> Douglas	FL	1.000	1.000	500	-	5
<i>Pinus merkusii</i> Jungh. & de Vriese	FL	1.000	120	60	-	-
<i>Pinus monticola</i> Douglas ex D. Don	FL	1.000	90	45	-	60

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Pinus mugo</i> Turra	FL	1.000	40	20	-	135
<i>Pinus muricata</i> D. Don	FL	1.000	50	25	-	-
<i>Pinus nigra</i> J.F. Arnold	FL	1.000	100	50	-	55
<i>Pinus oocarpa</i> Schiede ex Schltdl.	FL	1.000	70	35	-	-
<i>Pinus palustris</i> Mill.	FL	1.000	500	250	-	9
<i>Pinus parviflora</i> Siebold & Zucc.	FL	1.000	500	250	-	9
<i>Pinus patula</i> Schiede ex Schltdl. & Cham.	FL	1.000	40	20	-	-
<i>Pinus peuce</i> Griseb.	FL	1.000	240	120	-	-
<i>Pinus pinaster</i> Aiton	FL	1.000	240	120	-	-
<i>Pinus pinea</i> L.	FL	1.000	1.000	1.000	-	-
<i>Pinus ponderosa</i> P. Lawson & C. Lawson	FL	1.000	200	100	-	25
<i>Pinus pumila</i> (Pall.) Regel	FL	1.000	40	20	-	-
<i>Pinus radiata</i> D. Don	FL	1.000	160	80	-	-
<i>Pinus resinosa</i> Aiton	FL	1.000	50	25	-	115
<i>Pinus rigida</i> Mill.	FL	1.000	40	20	-	135
<i>Pinus serotina</i> Michx.	FL	-	-	-	-	-
<i>Pinus strobus</i> L.	FL	1.000	90	45	-	60
<i>Pinus sylvestris</i> L.	FL	1.000	40	20	-	155
<i>Pinus tabuliformis</i> Carrière	FL	1.000	100	50	-	-
<i>Pinus taeda</i> L.	FL	1.000	140	70	-	40
<i>Pinus taiwanensis</i> Hayata	FL	1.000	100	50	-	-
<i>Pinus thunbergii</i> Parl.	FL	1.000	70	35	-	75
<i>Pinus virginiana</i> Mill.	FL	1.000	50	25	-	115
<i>Pinus wallichiana</i> A.B. Jacks. (= <i>Pinus griffithii</i> McClell)	FL	1.000	250	125	-	20
<i>Piptatherum miliaceum</i> (L.) Coss.	GC, IN	10.000	25	2	20	2.010
<i>Pisum sativum</i> L.	GC, ME	30.000	1.000	900	1.000	3-4
<i>Plantago lanceolata</i> L.	IN, ME	10.000	60	6	60	-
<i>Platanus occidentalis</i> L.	FL, AR	-	-	-	-	-
<i>Platanus</i> spp.	FL	1.000	25	6	-	-
<i>Platycladus orientalis</i> (L.) Franco (= <i>Thuja orientalis</i> L.)	FL	1.000	120	60	-	50
<i>Platycodon grandiflorus</i> (Jacq.) A. DC.	OR	-	-	-	-	-
<i>Plumbago auriculata</i> Lam.	OR	-	-	-	-	-
<i>Poa ampla</i> Merr. [incluída em <i>Poa secunda</i> J. Presl]	FO	-	-	-	-	-
<i>Poa annua</i> L.	FO, IN	10.000	25	1	10	2.635
<i>Poa arachnifera</i> Torr.	FO	10.000	25	1	10	2.500
<i>Poa bulbosa</i> L.	FO	10.000	30	3	30	585
<i>Poa compressa</i> L.	FO	10.000	25	0,5	5	5.050
<i>Poa glauca</i> Vahl (= <i>Poa glaucanthos</i> Gaudin)	FO, GC	5.000	25			
( <i>Poa glaucanthos</i> Gaudin) ver <i>Poa glauca</i> Vahl	-	-	-			
<i>Poa nemoralis</i> L.	FO	10.000	25	0,5	5	4.330



Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
( <i>Poa nevadensis</i> Vasey ex Scribn.) ver <i>Poa secunda</i> J. Presl	-	-	-	-	-	-
<i>Poa palustris</i> L.	FO	10.000	25	0,5	5	-
<i>Poa pratensis</i> L.	FO, OR	10.000	25	1	5	3.065
<i>Poa secunda</i> J. Presl (= <i>Poa nevadensis</i> Vasey ex Scribn.) [incluindo <i>Poa ampla</i> Merr.]	FO	10.000	25	1,5	15	2.305
<i>Poa trivialis</i> L.	FO	10.000	25	1	5	4.610
<i>Polemonium</i> spp.	OR	-	-	-	-	-
<i>Populus</i> spp.	FL	50	5	2	-	-
<i>Portulaca grandiflora</i> Hook.	OR, IN	5.000	5	0,3	-	10.800
<i>Portulaca oleracea</i> L.	IN, ME, OR	10.000	25	0,5	5	-
<i>Potentilla</i> spp.	OR	-	-	-	-	-
<i>Primula auricula</i> L.	OR	5.000	5	1	-	-
<i>Primula denticulata</i> Sm.	OR	5.000	5	0,5	-	-
<i>Primula elatior</i> (L.) Hill	OR	5.000	10	2	-	-
<i>Primula japonica</i> A. Gray	OR	5.000	5	1	-	-
<i>Primula</i> <sup>2</sup> <i>kewensis</i> W. Watson. [= <i>P. floribunda</i> Wall. <sup>2</sup> <i>P. verticillata</i> Forssk.]	OR	5.000	5	0,5	-	-
<i>Primula malacoides</i> Franch.	OR	5.000	5	0,5	-	-
<i>Primula obconica</i> Hance	OR	5.000	5	0,5	-	-
<i>Primula praenitens</i> Ker Gawl.	OR	5.000	5	1	-	-
<i>Primula veris</i> L.	OR	5.000	5	1	-	-
<i>Primula vulgaris</i> Huds.	OR	5.000	5	1	-	-
<i>Proboscidea louisianica</i> (Mill.) Thell.	OR	-	-	-	-	-
<i>Proboscidea louisianica</i> (Mill.) Thell. subsp. <i>louisianica</i> (Mill.) Thell. (= <i>Martynia proboscidea</i> Gloxin)	OR	-	-	-	-	-
<i>Prosopis juliflora</i> (Sw.) DC.	FL, FR	10.000	500	150	300	10-20
<i>Prunus armeniaca</i> L.	FR, ME	1.000	1.000	500	-	1
<i>Prunus avium</i> (L.) L.	FR, ME	1.000	900	450	-	6
<i>Prunus domestica</i> L.	FR, ME	1.000	1.000	500	-	2
<i>Prunus padus</i> L.	FR	1.000	360	180	-	-
<i>Prunus persica</i> (L.) Batsch	FR, ME	1.000	1.000	1.000	-	-
<i>Prunus serotina</i> Ehrh.	FR	1.000	500	250	-	-
<i>Psathyrostachys juncea</i> (Fisch.) Nevski (= <i>Elymus junceus</i> Fisch.)	FO	10.000	60	6	60	-
<i>Pseudoroegneria spicata</i> (Pursh) Á. Löve (= <i>Agropyron inerme</i> (Scrib. & J.G. Sm.) Rydb.; <i>Agropyron spicatum</i> (Pursh) Scrib. & J.G. Sm.)	FO	10.000	125	8	80	275
<i>Pseudotsuga menziesii</i> (Mib.) Franco	FL	1.000	60	30	-	85
<i>Psidium guajava</i> L.	FR, ME	-	-	-	-	-
<i>Psophocarpus tetragonolobus</i> (L.) DC.	HO, ME	20.000	1.000	1.000	1.000	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Psylliostachys suworowii</i> (Regel) <b>Roshkova</b> (= <i>Statice suworowii</i> Regel)	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Pueraria lobata</i> (Willd.) Ohwi	FO	10.000	350	35	350	80
<i>Pueraria phaseoloides</i> (Roxb.) <b>Benth.</b>	FO	20.000	600	30	300	97
( <i>Pulsatilla vulgaris</i> Mill.) ver <i>Anemone pulsatilla</i> L.	-	-	-	-	-	-
( <i>Pyrethrum</i> spp.) ver <i>Tanacetum</i> spp.	-	-	--	-	-	-
<i>Pyrus</i> spp. ( <i>Pyrus malus</i> L.) ver <i>Malus domestica</i> Borkh.	FR	1.000	180	90	-	-
( <i>Quamoclit vulgaris</i> Choisy) ver <i>Ipomoea quamoclit</i> L.	-	-	-	-	-	-
<i>Quercus</i> spp.	FL	5.000	500 sementes	500 sementes	-	-
<i>Ranunculus asiaticus</i> L.	OR, IN	5.000	5	1	-	-
<i>Ranunculus</i> spp.	IN, OR					
<i>Raphanus sativus</i> L.	HO, FO, IN, ME	10.000	300	30	300	75-120
<i>Reseda odorata</i> L.	OR	5.000	10	3	-	928
<i>Rheum <sup>3</sup>hybridum</i> Murray	HO, OR	10.000	450	45	450	-
<i>Rheum palmatum</i> L.	HO, ME	5.000	100	30	-	-
<i>Rheum rhaponticum</i> L.	HO	10.000	450	45	450	40-60
<i>Rhododendron</i> spp.	OR	5.000	-	-	-	-
( <i>Rhynchelytrum repens</i> (Willd.) C.E. Hubb.) ver <i>Melinis repens</i> (Willd.) Zizka	-	-	-	-	-	-
( <i>Rhynchelytrum roseum</i> (Nees) Stapf & C.E. Hubb.) ver <i>Melinis repens</i> (Willd.) Zizka	-	-	-	-	-	-
<i>Ricinus communis</i> L.	GC, ME, IN	20.000	1.000	500	1.000	5
<i>Robinia pseudoacacia</i> L.	FL	1.000	100	50	-	55
<i>Rosa multiflora</i> Thunb.	OR	5.000	60	30	-	100
<i>Rosa</i> spp. (exceto <i>Rosa multiflora</i> Thunb.)	OR	5.000	50	25	-	100
<i>Rosmarinus officinalis</i> L.	CO, ME, OR	10.000	30	3	30	1.000
<i>Rudbeckia bicolor</i> Nutt. [incluída em <i>Rudbeckia hirta</i> L.]	-	-	-	-	-	-
<i>Rudbeckia fulgida</i> Aiton	OR	5.000	10	2	-	-
<i>Rudbeckia hirta</i> L. [incluindo <i>Rudbeckia bicolor</i> Nutt.]	OR, IN	5.000	5	1	-	3.700
<i>Rumex acetosa</i> L.	IN, HO	10.000	30	3	30	1.080

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Ruta graveolens</i> L.	ME	5.000	20	6	-	-
<i>Saintpaulia ionantha</i> H. Wendl.	OR	5.000	5	0,1	-	-
<i>Salix</i> spp.	FL	50	5	2	-	-
<i>Salpiglossis sinuata</i> Ruiz & Pav.	OR	5.000	5	1	-	3.700
<i>Salvia coccinea</i> Buc'hoz ex Etl.	OR	5.000	30	8	-	-
<i>Salvia farinacea</i> Benth.	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Salvia officinalis</i> L.	CO, ME	5.000	30	20	-	120
<i>Salvia patens</i> Cav.	OR	5.000	30	8	-	-
<i>Salvia pratensis</i> L.	OR, IN	5.000	30	8	-	-
<i>Salvia sclarea</i> L.	ME, OR	5.000	80	20	-	-
<i>Salvia splendens</i> Sellow ex Schult.	OR	5.000	30	8	-	264
<i>Salvia viridis</i>	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Sanguisorba minor</i> Scop. [incluindo <i>Sanguisorba muricata</i> Spach) Gremlí]	ME, IN	10.000	250	25	250	110
<i>Sanguisorba muricata</i> Spach) Gremlí [incluída em <i>Sanguisorba minor</i> Scop.]	ME	-	-	-	-	-
<i>Sanvitalia procumbens</i> Lam.	OR	5.000	10	2	-	1.038
<i>Saponaria calabrica</i> Guss.	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Saponaria ocyroides</i> L.	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Saponaria officinalis</i> L.	ME, OR, IN	5.000	20	5	-	-
<i>Satureja hortensis</i> L.	CO, GC	10.000	20	2	20	1.500-1.750
<i>Scabiosa atropurpurea</i> L.	OR	5.000	60	15	-	142
<i>Scabiosa caucasica</i> M. Bieb.	OR	5.000	80	20	-	-
<i>Schefflera elegantissima</i> (hort. Veitch ex Mast.) Lowry & Frodin (= <i>Dizigotheca elegantissima</i> (hort. Veitch ex Mast.) R. Vig. & Guillaumin)	OR	5.000	20	6	-	-
<i>Schizachyrium scoparium</i> (Michx.) Nash (= <i>Andropogon scoparium</i> Michx.)	FO	10.000	100	5	50	-
<i>Schizanthus pinnatus</i> Ruiz & Pav.	OR, IN	5.000	10	2	-	1.515
<i>Scorzonera hispanica</i> L.	HO	10.000	300	30	300	90
<i>Secale cereale</i> L.	GC	30.000	1.000	120	1.000	40
<i>Securigera varia</i> (L.) Lassen (= <i>Coronilla varia</i> L.)	FO, IN	10.000	100	10	100	305
<i>Sedum acre</i> L.	OR	-	-	-	-	-
<i>Sempervivum</i> spp.	IN, OR	-	-	-	-	-
<i>Senecio bicolor</i> (Willd.) Tod., non Vis. [incluída em <i>Senecio cineraria</i> DC.]	OR	-	-	-	-	-
<i>Senecio cineraria</i> DC. [incluindo <i>Senecio bicolor</i> (Willd.) Tod., non Vis.]	OR	5.000	5	0,5	-	-

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Senecio cruentus</i> (Masson ex L'Hér) DC.	OR	5.000	5	0,5	-	-
<i>Senecio elegans</i> L.	OR	5.000	5	0,5	-	-
( <i>Sequoia gigantea</i> (Lindl.) Decne.) ver <i>Sequoiadendron giganteum</i> (Lindl.) J. Bucholz	-	-	-	-	-	-
<i>Sequoia sempervirens</i> (D. Don) Endl.	FL	1.000	25	12	-	210
<i>Sequoiadendron giganteum</i> (Lindl.) J. Bucholz (= <i>Sequoia gigantea</i> (Lindl.) Decne.)	FL	10.000	25	12	-	200
<i>Sesamum indicum</i> L.	CO, ME	10.000	70	7	70	300-360
<i>Sesbania exaltata</i> (Raf.) Rydb. ex A.W. Hill	IN, FO	10.000	250	25	120	105
<i>Setaria anceps</i> Stapf [incluída em <i>Setaria sphacelata</i> (Schumach.) Stapf & C.E. Hubb.]	FO	-	-	-	-	-
<i>Setaria italica</i> (L.) P. Beauv.	FO	10.000	90	9	90	480
<i>Setaria sphacelata</i> (Schumach.) Stapf & C.E. Hubb. [incluindo <i>Setaria anceps</i> Stapf]	FO	10.000	60	3	30	1.103-1.310
<i>Silene chalcedonica</i> (L.) E.H.L. Krause (= <i>Lychnis chalcedonica</i> L.)	OR	5.000	5	1	-	-
<i>Silene coronaria</i> (L.) Clairv. (= <i>Lychnis coronaria</i> (L.) Desr.)	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Silene pendula</i> L.	OR	5.000	10	2	-	-
<i>Silybum marianum</i> (L.) Gaertn.	IN, ME	5.000	200	50	-	-
<i>Sinapis alba</i> L.	HO, IN	10.000	200	20	200	-
<i>Sinningia speciosa</i> (G. Lodd.) Hiern	OR	5.000	5	0,2	-	-
( <i>Soja hispida</i> Moench) ver <i>Glycine max</i> (L.) Merr.	-	-	-	-	-	-
( <i>Solanum capsicastrum</i> Link ex Schauer) ver <i>Solanum diflorum</i> Vell.	-	-	-	-	-	-
<i>Solanum diflorum</i> Vell. (= <i>Solanum capsicastrum</i> Link ex Schauer)	IN, OR	5.000	20	5	-	-
<i>Solanum giganteum</i> Jacq.	OR	5.000	20	5	-	-
<i>Solanum gilo</i> Raddi	HO, ME	5.000	150	5	25	539-890
<i>Solanum laciniatum</i> Aiton	OR	5.000	20	5	-	-
( <i>Solanum lycopersicum</i> L.) ver <i>Lycopersicon esculentum</i> Mill.	-	-	-	-	-	-
<i>Solanum marginatum</i> L. f.	IN, OR	5.000	20	5	-	-
<i>Solanum melongena</i> L.	HO, ME	10.000	150	15	150	230-250
<i>Solanum tuberosum</i> L.	GC, ME	10.000	25	10	-	-
( <i>Sophora japonica</i> L.) ver <i>Styphnolobium japonicum</i> (L.) Schott	-	-	-	-	-	-
<i>Sorbus</i> spp.	FR	1.000	25	10	-	-
<i>Sorghastrum nutans</i> (L.) Nash	FO	10.000	70	7	70	395

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<b><i>Sorghum</i> <i>×</i> <i>almum</i> Parodi</b> [ <i>S. bicolor</i> (L.) Moench <i>×</i> <i>S. halepense</i> (L.) Pers.]	FO	30.000	200	20	200	150
<b><i>Sorghum bicolor</i> (L.) Moench</b> (= <i>Sorghum vulgare</i> Pers.) [incluindo <i>Sorghum dochna</i> (Forssk.) Snowden]	FO	30.000	900	90	900	50-60
<b><i>Sorghum bicolor</i> (L.) Moench <i>×</i> <i>S. sudanense</i> (Piper) Stapf</b>	FO	30.000	500	30	300	-
<i>Sorghum dochna</i> (Forssk.) Snowden [incluída em <i>Sorghum bicolor</i> ]	FO	-	-	-	-	-
<b><i>Sorghum halepense</i> (L.) Pers.</b>	IN, FO	10.000	90	9	90	265
<b><i>Sorghum sudanense</i> (Piper) Stapf</b> ( <i>Sorghum vulgare</i> Pers.) ver <i>Sorghum bicolor</i> (L.) Moench	FO	10.000	250	25	250	100
<b><i>Spartium junceum</i> L.</b>	OR	5.000	40	20	-	-
<b><i>Spergula arvensis</i> L.</b>	IN, FO	10.000	40	4	40	-
<b><i>Spinacia oleracea</i> L.</b>	HO, ME	10.000	250	25	250	90-100
<b><i>Sporobolus cryptandrus</i></b> ( <i>Stachys grandiflora</i> (Stephan ex Willd.) Benth., non Host) ver <i>Stachys macrantha</i> (K. Koch) Stearn	-	-	-	-	-	-
<b><i>Stachys macrantha</i> (K. Koch) Stearn</b> (= <i>Stachys grandiflora</i> (Stephan ex Willd.) Benth., non Host)	OR	5.000	20	5	-	-
( <i>Statice sinuata</i> L.) ver <i>Limonium sinuatum</i> (L.) Mill.	-	-	-	-	-	-
( <i>Statice suworowii</i> Regel) ver <i>Psylliostachys suworowii</i> (Regel) Roshkova	-	-	-	-	-	-
<b><i>Stipa viridula</i> Trin.</b>	FO	10.000	140	7	70	370
<i>Stizolobium deeringianum</i> Bort [incluída em <i>Mucuna pruriens</i> (L.) DC.]	FO	-	-	-	-	-
<b><i>Stokesia</i> spp.</b>	OR	-	-	-	-	-
<b><i>Stylosanthes capitata</i> Vogel</b>	FO	5.000	140	7	70	-
<b><i>Stylosanthes guianensis</i> (Aubl.) Sw.</b>	FO, IN	10.000	140	7	70	350
<b><i>Stylosanthes hamata</i> (L.) Taub.</b>	FO, IN	10.000	70	7	70	350
<b><i>Stylosanthes humilis</i> Kunth</b>	FO	10.000	70	7	70	346
<b><i>Stylosanthes macrocephala</i> M.B. Ferr. &amp; S. Costa</b>	FO	5.000	140	7	70	-
<b><i>Stylosanthes scabra</i> Vogel</b>	FO	10.000	80	8	80	-
<b><i>Styphnolobium japonicum</i> (L.) Schott</b> (= <i>Sophora japonica</i> L.)	FL	1.000	100	50	-	-
<b><i>Syringa</i> spp.</b>	OR	5.000	30	15	-	-
<b><i>Tagetes erecta</i> L.</b>	OR	5.000	40	10	-	358

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Tagetes patula</i> L.	OR	5.000	40	10	-	-
<i>Tagetes tenuifoli</i> Cav.	OR	5.000	20	5	-	1.233
<b>Tanacetum achilleifolium</b> (M. Bieb.) Sch. Bip. (= <i>Chrysanthemum achilleifolium</i> (M. Bieb.) Kuntze)	OR	5.000	30	8	-	-
<b>Tanacetum cinerariifolium</b> (Trevir) Sch. Bip. (= <i>Chrysanthemum cinerariifolium</i> (Trevir.) Vis.)	ME, OR	5.000	10	3	-	-
<b>Tanacetum coccineum</b> (Willd.) Grierson (= <i>Chrysanthemum coccineum</i> Willd.)	OR	5.000	30	8	-	770
<b>Tanacetum parthenium</b> (L.) Sch. Bip. (= <i>Chrysanthemum parthenium</i> (L.) Bernh.)	ME, OR	5.000	20	5	-	-
<b>Tanacetum ptarmiciflorum</b> (Webb & Berthel.) Sch. Bip. (= <i>Chrysanthemum ptarmiciflorum</i> (Webb & Berthel.) Brenan)	OR	-	-	-	-	-
<b>Tanacetum spp.</b> (= <i>Pyrethrum</i> spp.)	OR	-	-	-	-	-
<b>Taraxacum officinale</b> F.H. Wigg., s.l.	IN, HO, ME	10.000	30	3	30	1.240
<b>Taxodium distichum</b> (L.) Rich.	FL	300	500	250	-	-
<b>Taxus spp.</b>	FL	1.000	320	160	-	-
<b>Tectona grandis</b> L. f.	FL	1.000	2.000	1.000	-	-
<b>Tephrosia candida</b> DC.	GC	10.000	1.000	60	300	42
<b>Tetragonia tetragonoides</b> (Pall.) Kuntze	HO	20.000	1.000	200	1.000	10-13
<b>Thalictrum spp.</b>	OR	-	-	-	-	-
<b>Thuja occidentalis</b> L. ( <i>Thuja orientalis</i> L.) ver <i>Platyclus orientalis</i> (L.) Franco	FL -	1.000 -	25 -	4 -	- -	765 -
<b>Thuja plicata</b> Donn ex D. Don	FL	1.000	10	3	-	915
<b>Thunbergia alata</b> Bojer ex Sims	IN, OR	5.000	200	50	-	44
<b>Thymus serpyllum</b> L.	ME, OR	5.000	5	0,5	-	-
<b>Thymus vulgaris</b> L.	CO, ME, OR	10.000	25	0,5	5	6.000
<b>Tilia cordata</b> Mill.	FL, ME	1.000	180	90	-	-
<b>Tilia platyphyllos</b> Scop.	FL, ME	1.000	500	250	-	-
<b>Tithonia rotundifolia</b> (Mill.) S.F. Blake	OR	5.000	50	25	-	105
<b>Torenia fournieri</b> Linden ex E. Fourn.	OR	5.000	5	0,2	-	13.220
<b>Trachymene coerulea</b> Graham (= <i>Didiscus coeruleus</i> (Graham) DC.)	OR	5.000	20	10	-	363
<b>Tragopogon porrifolius</b> L.	HO	10.000	400	40	400	65-100
<b>Trifolium alexandrinum</b> L.	FO	10.000	60	6	60	455

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Trifolium balansae</i> Boiss. [incluída em <i>Trifolium michelianum</i> Savi]	FO	-	-	-	-	-
<i>Trifolium campestre</i> Schreb.	FO	10.000	25	0,5	5	5.435
<i>Trifolium dubium</i> Sibth.	FO	10.000	25	2	20	1.950
<i>Trifolium fragiferum</i> L.	FO	10.000	40	4	40	635
<i>Trifolium glomeratum</i> L.	FO	10.000	25	1	1	2.925
<i>Trifolium hirtum</i> All.	FO	10.000	70	7	70	360
<i>Trifolium hybridum</i> L.	FO	10.000	25	2	20	1.500
<i>Trifolium incarnatum</i> L.	FO	10.000	80	8	80	330
<i>Trifolium lappaceum</i> L.	FO	10.000	25	2	20	1.500
<i>Trifolium michelianum</i> Savi [incluindo <i>Trifolium balansae</i> Boiss.]	FO	10.000	25	2	20	-
<i>Trifolium pratense</i> L.	FO	10.000	50	5	50	600
<i>Trifolium repens</i> L.	FO	10.000	25	2	20	1.500- 2.000
<i>Trifolium resupinatum</i> L.	FO	10.000	25	2	20	1.415
<i>Trifolium semipilosum</i> Fresen.	FO	10.000	20	2	20	-
<i>Trifolium squarrosum</i> L.	FO	10.000	150	15	150	-
<i>Trifolium subterraneum</i> L.	FO, GC	10.000	250	25	250	120
<i>Trifolium vesiculosum</i> Savi	FO	10.000	100	3	30	-
<i>Trigonella foenum-graecum</i> L.	FO, ME, IN	10.000	450	45	450	-
<i>Tripleurospermum maritimum</i> (L.) W.D.J. Koch (= <i>Matricaria maritima</i> L.)	OR	5.000	5	0,5	-	-
<i>Tripleurospermum perforatum</i> (Mérat) M. Lainz (= <i>Matricaria perforata</i> Mérat)	OR	5.000	5	0,5	-	-
<i>Trisetum flavescens</i> (L.) P. Beauv.	FO	10.000	25	0,5	5	-
$\times$ <i>Triticosecale</i> Wittm. ex A. Camus [ <i>Secale</i> $\times$ <i>Triticum</i> ]	GC	30.000	1.000	120	1.000	-
<i>Triticum aestivum</i> L.	GC	30.000	1.000	120	1.000	25
<i>Triticum dicoccon</i> Schrank (= <i>Triticum dicoccum</i> Schrank)	GC	30.000	1.000	270	1.000	-
( <i>Triticum dicoccum</i> Schrank) ver <i>Triticum dicoccon</i> Schrank	-	-	-	-	-	-
<i>Triticum durum</i> Desf.	GC	30.000	1.000	120	1.000	25
<i>Triticum spelta</i> L.	GC	30.000	1.000	270	1.000	-
<i>Tropaeolum majus</i> L.	ME, OR	10.000	1.000	350	-	7
<i>Tropaeolum peltophorum</i> Benth.	OR	10.000	1.000	350	-	-
<i>Tropaeolum peregrinum</i> L.	OR	10.000	1.000	350	-	-
<i>Tsuga canadensis</i> (L.) Carrière	FL	1.000	25	7	-	410
<i>Tsuga heterophylla</i> (Raf.) Sarg.	FL	1.000	10	4	-	655
<i>Tunica</i> spp.	-	-	-	-	-	-
<i>Ulmus americana</i> L.	FL	1.000	30	15	-	150
<i>Ulmus parvifolia</i> Jacq.	FL	1.000	20	8	-	355

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Ulmus pumila</i> L.	FL	1.000	30	15	-	145
<i>Urena lobata</i> L.	IN, GC	5.000	100	40	100	75
<i>Urochloa mosambicensis</i> (Hack.) Dandy	FO, IN	10.000	30	3	30	870
<i>Ursinia</i> spp.	-	-	-	-	-	-
<i>Vaccaria hispanica</i> (Mill.) Rauschert	IN, OR	5.000	20	5	-	-
<i>Valeriana officinalis</i> L.	ME, OR	5.000	10	2	-	-
<i>Valerianella locusta</i> (L.) Laterr.	HO, OR, IN	10.000	70	7	70	380
( <i>Venidium fastuosum</i> (Jacq.) Stapf) ver <i>Arctotis fastuosa</i> Jacq.	-	-	-	-	-	-
<i>Verbascum densiflorum</i> Bertol.	ME, OR, IN	5.000	5	0,3	-	-
<i>Verbascum phlomoides</i> L.	OR, IN	5.000	5	0,5	-	-
<i>Verbascum thapsus</i> L.	OR, ME, IN	5.000	5	0,5	-	-
<i>Verbena bonariensis</i> L.	IN, ME, OR	5.000	20	6	-	-
( <i>Verbena canadensis</i> (L.) Britton) ver <i>Glandularia canadensis</i> (L.) Nutt.	-	-	-	-	-	-
<b>Verbena Grupo Hybrida</b> (= <i>Verbena</i> <sup>hybrida</sup> hort. ex Groenl. & Rümpler)	OR	5.000	20	6	-	-
( <i>Verbena</i> <sup>hybrida</sup> hort. ex Groenl. & Rümpler) ver <b>Verbena Grupo Hybrida</b>	-	-	-	-	-	-
<i>Verbena rigida</i> Spreng.	OR	5.000	10	2	-	-
<i>Veronica austriaca</i> L.	IN, OR	-	-	-	-	-
<i>Veronica spicata</i> L.	IN, OR	-	-	-	-	-
<i>Viburnum opulus</i> L.	OR	1.000	160	80	-	-
<i>Vicia angustifolia</i> L. [incluída em <i>Vicia sativa</i> L.]	FO	-	-	-	-	-
<i>Vicia articulata</i> Hornem.	IN, FO, OR	20.000	1.000	100	500	-
<i>Vicia benghalensis</i> L.	FO, IN	30.000	1.000	120	1.000	22
<i>Vicia dasycarpa</i> Ten. [incluída em <i>Vicia villosa</i> Roth]	FO	-	-	-	-	-
<i>Vicia ervilia</i> (L.) Willd.	FO, IN	30.000	1.000	120	1.000	-
<i>Vicia faba</i> L.	FO, GC	30.000	1.000	1.000	1.000	-
<i>Vicia narbonensis</i> L.	FO, IN	30.000	1.000	600	1.000	-
<i>Vicia pannonica</i> Crantz	FO, IN	30.000	1.000	120	1.000	24-60
<i>Vicia sativa</i> L. [incluindo <i>Vicia angustifolia</i> L.]	IN, FO	30.000	1.000	140	1.000	19
<i>Vicia villosa</i> Roth [incluindo <i>Vicia dasycarpa</i> Ten.]	IN, FO	30.000	1.000	100	1.000	25-35



Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Vigna angularis</i> (Willd.) Ohwi & H. Ohashi (= <i>Phaseolus angularis</i> (Willd.) W. Wight)	GC	30.000	1.000	250	1.000	11
<i>Vigna marina</i> (Burm.) Merr.	GC	30.000	800	80	800	35
<i>Vigna mungo</i> (L.) Hepper (= <i>Phaseolus mungo</i> L.)	GC	30.000	1.000	700	1.000	-
<i>Vigna radiata</i> (L.) R. Wilczek (= <i>Phaseolus aureus</i> Roxb.; <i>Phaseolus radiatus</i> L.)	FO, GC	30.000	1.000	120	1.000	-
( <i>Vigna sesquipedalis</i> (L.) Fruwirth) (= <i>Vigna unguiculata</i> (L.) Walp. subsp. <i>sesquipedalis</i> (L.) Verdc). ver <i>Vigna unguiculata</i> (L.) Walp.	-	-	-	-	-	-
( <i>Vigna sinensis</i> ) ver <i>Vigna unguiculata</i>	-	-	-	-	-	-
<i>Vigna subterranea</i> (L.) Verdc.	GC	30.000	1.000	500	1.000	-
<i>Vigna unguiculata</i> (L.) Walp. (= <i>Vigna sinensis</i> (L.) Savi ex Hassk.) [incluindo <i>Dolichos biflorus</i> L.]	FO, GC, IN	30.000	1.000	400	1.000	8
<i>Vigna unguiculata</i> (L.) Walp. subsp. <i>sesquipedalis</i> (L.) Verdc. (= <i>Vigna sesquipedalis</i> (L.) Fruwirth) ver <i>Vigna unguiculata</i> (L.) Walp.	GC	=	=	=	=	=
<i>Vinca minor</i> L.	ME, OR	5.000	20	5	-	-
( <i>Vinca rosea</i> L.) ver <i>Catharanthus roseus</i> Don.	-	-	-	-	-	-
<i>Viola cornuta</i> L.	IN, OR	5.000	10	3	-	881
<i>Viola odorata</i> L.	OR, ME	5.000	10	3	-	-
<i>Viola tricolor</i> L.	OR, ME	5.000	10	3	-	764
<i>Vitis vulpina</i> L.	OR	-	-	-	-	-
<i>Xeranthemum annuum</i> L.	OR	5.000	10	3	-	-
<i>Yucca filamentosa</i> L.	-	-	-	-	-	-
<i>Zea mays</i> L. [incluindo <i>Euchlaena mexicana</i> Schrad.]	GC	40.000	1.000	900	1.000	3
<i>Zelkova serrata</i> (Thunb.) Makino	FL	1.000	60	30	-	-
<i>Zinnia acerosa</i> (DC.) A. Gray ( <i>Zinnia angustifolia</i> Kunth) ver <i>Zinnia haageana</i> Regel	OR	-	-	-	-	-
<i>Zinnia elegans</i> Jacq.	OR	5.000	80	20	-	141
<i>Zinnia grandiflora</i> hort.	OR	-	-	-	-	-
<i>Zinnia haageana</i> Regel (= <i>Zinnia angustifolia</i> Kunth)	OR	5.000	20	6	-	811

Espécie Botânica	Uso da Espécie	Tamanho Máximo do Lote (kg)	Peso Mínimo em Gramas			Número de Sementes por Grama
			Amostra Média	Análise Pureza	Outras Sementes por Número	
<i>Zinnia peruviana</i> (L.) L.	OR	-	-	-	-	-
<i>Zornia latifolia</i> Sm.	GC	5.000	80	8	40	-
<i>Zoysia japonica</i> Steud.	FO, OR	10.000	25	1	10	1.325
<i>Zoysia matrella</i> Steud.	FO	10.000	40	2	20	-

### BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

BRASIL. Portaria nº57, de 18 de dezembro de 1986 (estabelece procedimentos e padrões de sementes olerícolas, para distribuição, transporte, comércio de sementes fiscalizadas e para importação). **Diário Oficial da União**: Brasília, de 23 de dezembro de 1986. seção 1, p.19.653 -19.659.

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Amostragem. In: **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/CLAV, 1992. cap.1, p.13-54.

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Determinações adicionais – teste de heterogeneidade (H) para sementes embaladas em sacos. In: **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/CLAV, 1992. cap.8, item 8.7, p.196-199.

BRASIL. Lei nº10.711, de 5 de agosto de 2003 (dispõe sobre o Sistema Nacional de Sementes e Mudanças). **Diário Oficial da União**: Brasília, de 6 de agosto de 2003. seção 1, p.1-4.

BRASIL. Decreto nº5.153, de 23 de julho de 2004 (aprova Regulamento da Lei nº10.711, de 5 de agosto de 2003). **Diário Oficial da União**: Brasília, 26 de julho de 2004. seção 1, p.6-18.

BRASIL. Instrução Normativa nº9, de 2 de junho de 2005. (aprova Normas para Produção, Comercialização e Utilização de Sementes). **Diário Oficial da União**: Brasília, de 10 de junho de 2005. seção 1, p.4-26.

BRASIL. Instrução Normativa nº25, de 16 de dezembro de 2005 (estabelece normas específicas e padrões de identidade e qualidade para produção e comercialização de diversas sementes). **Diário Oficial da União**: Brasília, 20 de dezembro de 2005. seção 1, p.18-26.

BRASIL. Instrução Normativa nº18, de 13 de abril de 2006 (aprova Modelos e Instruções de Preenchimento dos Boletins Oficiais de Análise de Sementes e Boletins de Análise de Sementes). **Diário Oficial da União**: Brasília, de 19 de abril de 2006. seção 1, p.11-15.

BRASIL. Instrução Normativa nº30, de 21 de maio de 2008 (estabelece normas e padrões para produção e comercialização de sementes de espécies forrageiras de clima tropical). **Diário Oficial da União**: Brasília, de 23 de maio de 2008. seção 1, p.45-48.

ISTA – INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. Sampling. In: **International rules for seed testing**. ed. 2008. Bassersdorf, 2008. cap.2, p.2-1 a 2-47.

ISTA — INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. **List of stabilized plant names**. 5.ed. Bassersdorf: Nomenclature Committee, 2007. 73p. Disponível em: [http:// www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalistad.html](http://www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalistad.html); [www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalisteo.html](http://www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalisteo.html); [www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalistpz.html](http://www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalistpz.html) acessado em jul. a ago.2008 e em 01 mar.2009.

[www.ars-grin.gov/cgi-bin/npgs/html/taxassoc.pl](http://www.ars-grin.gov/cgi-bin/npgs/html/taxassoc.pl) acessado para verificar nomes científicos e sinónimas, até outubro de 2008 e em 01 mar.2009.



2

# ANÁLISE DE PUREZA



## 2.1 OBJETIVO

Determinar a composição percentual por peso e a identidade das diferentes espécies de sementes e do material inerte da amostra e por inferência a do lote de sementes.

## 2.2 DEFINIÇÕES

### 2.2.1 SEMENTE PURA

São consideradas puras todas as sementes e/ou unidades de dispersão pertencentes à espécie em exame, declarada pelo requerente, ou como sendo a predominante na amostra e deve incluir todas as variedades botânicas e cultivares da espécie. As Definições de Semente Pura e o quadro com o número da Definição de Semente Pura (DSP), por gênero e família botânica, encontram-se em 2.8. Além das sementes inteiras, maduras e não danificadas das espécies devem ser incluídas como puras as sementes que se encontrarem nas seguintes condições:

1. As seguintes estruturas (mesmo se imaturas, de tamanho menor, enrugadas, infectadas ou germinadas, desde que elas possam ser identificadas definitivamente como sendo da espécie em análise) a não ser que transformadas em esclerócio fúngico visível (ver 2.5.4.3.B para exceções quando o Método de Ventilação Uniforme é usado), estruturas típicas de carvão ou galhas de nematóides:

**A** - Unidades de dispersão intactas também designadas como diásporos, isto é, aquênios, núculas, cremocarpos, esquizocarpos, antécios, etc., como definido para cada gênero ou espécie na Definição de Semente Pura (2.8.).

#### Em **Poaceae**

- a)** Antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse com endosperma
- b)** Cariopses

**B** - Pedacos de unidades de dispersão maiores do que a metade de seu tamanho original.

2. Dos princípios gerais acima, certas exceções são feitas para alguns gêneros ou espécies apresentadas em 2.8, Quadro 2.2:

**A** - Sementes de **Fabaceae**, **Brassicaceae**, **Cupressaceae** e **Taxodiaceae** com o tegumento da semente inteiramente removido são consideradas material inerte (2.2.3.E).

Em **Fabaceae**: cotilédones separados são considerados material inerte, independentemente se o eixo hipocótilo-radícula + plúmula e / ou se mais da metade de seu tegumento estiverem aderidos.

**B** - Em certos gêneros de **Poaceae**

- a)** Um tamanho mínimo da cariopse é exigido (2.5.3.b).
- b)** A presença de cariopses em espiguetas e antécios férteis não é sempre obrigatória (2.8).
- c)** A separação da semente pura e do material inerte é feita pelo Método de Ventilação Uniforme (ver 2.5.4).
- d)** A unidade-semente múltipla (USM) e deixada intacta na fração “Semente Pura” (2.8, nº33).
- e)** Antécios estéreis ligados a um antécio fértil não são removidos (2.5.3.b).
- f)** Em certos gêneros, nos quais os apêndices permanecem aderidos às sementes, esses não são removidos, mas são informados de acordo com 2.7.

### 2.2.2 OUTRAS SEMENTES

Em outras sementes devem ser incluídas as unidades de dispersão de qualquer outra espécie de planta que não aquela da semente pura. Com respeito à classificação como outras sementes ou material inerte, as características distinguíveis descritas na Definição de Semente Pura (item 2.8) também devem ser aplicadas.

- A- A unidade-semente múltipla deve ser separada e as unidades individuais são classificadas de acordo com a Definição de Semente Pura (2.8).
- B- Sementes de *Cuscuta* spp. frágeis e de coloração cinzenta a creme-esbranquiçada, são classificadas como material inerte.
- C- Sementes de *Plantago lanceolata* enrugadas e de coloração preta sem nenhuma porção de coloração marrom são classificadas como material inerte.
- D- Unidades de dispersão de *Ambrosia* spp. com invólucro gamófilo e pericarpo ausente, são classificadas como material inerte.

Para espécies e gêneros sem definições nas Definições de Semente Pura (2.8), deve-se usar as definições citadas em 2.2.1.

A unidade-semente múltipla como os esquizocarpos das espécies de *Malva*, *Malvastrum*, *Pavonia*, *Richardia*, *Sida*, *Sidastrum*, *Spermacoce*; o solanídio de *Solanum*; o receptáculo cônico de *Anthemis cotula*; as cápsulas de *Oxalis* spp., *Ludwigia* spp. e *Silene gallica* e os legumes, como de *Aeschynomene*, *Chamaecrista*, *Crotalaria*, *Desmodium*, *Mimosa* e *Senna* devem ser separados ou abertos e as sementes devem ser removidas. O material que não é semente deve ser classificado como material inerte, exceto para algumas espécies ou gêneros como indicado nas Definições de Semente Pura (2.8).

### 2.2.3 MATERIAL INERTE

Material inerte deve incluir unidades de dispersão e todos os outros materiais e estruturas não definidas como semente pura ou outras sementes, como segue:

- A- Unidades de dispersão nas quais é óbvio que não contenha a semente.
- B- Antécios das espécies listadas em 2.5.3.b com a cariopse menor do que o tamanho mínimo prescrito. Antécios estéreis ligados a um antécio fértil devem ser removidos, exceto em alguns gêneros listados em 2.5.3.b
- C- Pedacos de unidades de dispersão quebrados ou danificados iguais ou menores do que a metade de seu tamanho original.
- D- Apêndices não classificados como parte da Semente Pura nas Definições de Semente Pura para as espécies (2.8). Apêndices não citados nas Definições de Semente Pura devem ser removidos e incluídos no material inerte.
- E- Sementes de **Fabaceae**, **Brassicaceae**, **Cupressaceae** e **Taxodiaceae** com tegumento inteiramente removido.  
Em **Fabaceae**: cotilédones separados são considerados material inerte, independentemente se o eixo hipocótilo-radícula + plúmula e / ou se mais da metade de seu tegumento estiverem aderidos.
- F- Sementes de *Cuscuta* spp., frágeis e de coloração cinzenta a creme-esbranquiçada, são classificadas como material inerte.
- G- Sementes de *Plantago lanceolata* enrugadas e de coloração preta sem nenhuma porção de coloração marrom são classificadas como material inerte.

- H-** Unidades de dispersão de *Ambrosia* spp. com invólucro gamófilo e pericarpo ausente, são classificadas como material inerte.
- I-** Antécios estéreis não aderidos, glumas vazias, lemas, páleas, palhas, colmos, folhas, escamas de cones, alas, cascas, flores, pedaços de tegumento ou pericarpo, galhas de nematóides, frutificações de fungos como ergot, esclerócio e estruturas típicas de carvão, terra, areia, pedras, insetos, larvas e qualquer outro material que não seja semente.
- J-** Todos os materiais da “fração leve”, quando a separação for feita pelo Método da Ventilação Uniforme (2.5.4), exceto outras sementes (2.2.2).
- K-** Na “fração pesada”, quando a separação for feita pelo Método da Ventilação Uniforme (2.5.4), antécios quebrados e cariopses iguais ou menores do que a metade de seu tamanho original e qualquer outro material que não seja semente pura (2.2.1) e outras sementes (2.2.2).

## 2.3 PRINCÍPIOS GERAIS

A amostra de trabalho é separada em três componentes: Semente Pura, Outras Sementes e Material Inerte, que são indicados em porcentagem por peso da amostra de trabalho. Quando a Determinação de Outras Sementes por Número for realizada (Capítulo 4), em peso complementar, as outras sementes encontradas na análise de pureza são identificadas e incluídas nessa determinação. Cada tipo de material inerte presente deve ser identificado tanto quanto possível e, quando solicitado pelo requerente, sua porcentagem em peso pode ser determinada.

## 2.4 EQUIPAMENTOS

Lentes de diversos aumentos (de no mínimo 4X), luz transmitida, luz refletida, peneiras e sopradores são frequentemente usados na análise de pureza para a separação da amostra de trabalho em seus componentes.

O microscópio estereoscópico é obrigatório para a correta identificação das sementes, separação de pequenas sementes e/ou unidades de dispersão, fragmentos e a revisão das amostras de sementes de forrageiras.

É importante o uso da luz transmitida do diafanoscópio para espécies de **Poaceae** na separação de antécios estéreis dos férteis e pode ser usada, também, para detectar galhas de nematóides e frutificações de fungos.

As peneiras podem ser utilizadas na análise de pureza na separação de palhas, partículas de solo, pedrinhas, outras pequenas partículas, principalmente antes do uso do soprador de sementes.

Os sopradores podem ser usados em **Poaceae**, como uma ferramenta auxiliar na execução da análise de pureza, para separar material leve, como palhas e antécios vazios, das sementes pesadas (2.5.4).

## 2.5 PROCEDIMENTO

### 2.5.1 AMOSTRA DE TRABALHO

A amostra de trabalho deve ser obtida por homogeneização e divisão da amostra média de acordo com 1.5.



## 2.5.2 PESO MÍNIMO DA AMOSTRA DE TRABALHO

### a) Espécies relacionadas no Quadro 1.2

Os pesos mínimos das amostras de trabalho para as diferentes espécies de sementes encontram-se no Quadro 1.2, os quais podem ser maiores até um limite de 3% do peso prescrito.

A análise pode ser realizada sobre uma amostra de trabalho deste peso ou sobre duas subamostras, com no mínimo a metade deste peso, cada uma retirada independentemente da amostra média. A amostra de trabalho ou as subamostras devem ser pesadas com o número de casas decimais necessário para calcular a porcentagem de seus componentes com uma casa decimal, conforme 2.5.2.e (Quadro 2.1 - número mínimo de casas decimais para a pesagem).

### b) Espécies não relacionadas no Quadro 1.2

O peso da amostra de trabalho pode ser determinado por comparação com uma espécie de semente que tenha tamanho e peso semelhante, desde que contenha no mínimo 2.500 sementes.

### c) Espécies de sementes exageradamente grandes ou pequenas

O peso da amostra de trabalho deve basear-se numa amostra contendo nunca menos que 2.500 sementes, desde que não seja maior do que 1.000g e nunca menor do que 0,1g.

### d) Mistura de espécies

Em misturas constituídas de sementes com uma espécie predominante ou com um grupo de espécies, de tamanho semelhante, o peso da amostra de trabalho, para a Análise de Pureza e para a Determinação de Outras Sementes por Número, deve ser determinado pelo peso da espécie ou do grupo de espécies que compõem mais de 50% da amostra.

Em misturas constituídas de duas ou mais espécies ou grupos de espécies, de tamanhos diferentes, desde que nenhuma delas ocorra em mais de 50% da amostra, o peso da amostra de trabalho deve ser a média ponderada dos pesos relacionados no Quadro 1.2 do Capítulo de Amostragem, para cada uma das espécies que compõem a amostra. A média encontrada deverá ser arredondada para o número inteiro mais próximo.

A análise de pureza é realizada separando-se cada uma das espécies que compõem a porção “Semente Pura”; além de separar o material inerte e as outras sementes.

### e) Número mínimo de casas decimais para a pesagem

O número mínimo de casas decimais necessárias para a pesagem com a finalidade de calcular a porcentagem com uma casa decimal é indicado no Quadro 2.1.

**QUADRO 2.1 – Número mínimo de casas decimais.**

Peso da amostra de trabalho ou subamostras (g)	Número de casas decimais exigidas para a amostra de trabalho ou subamostras e para cada um de seus componentes
< 1,000	4
1,000 a 9,999	3
10,00 a 99,99	2
100,0 a 999,9	1
> 1.000	0

### 2.5.3 SEPARAÇÃO DOS COMPONENTES

A amostra de trabalho ou as subamostras, depois de pesadas e conferidas quanto à autenticidade dos dados do requerente com relação à espécie, deve(m) ser examinada(s) e separada(s) nos três componentes: semente pura, outras sementes e material inerte.

A separação da Sementes Pura deve ser realizada com base na Definição de Semente=Pura (2.8) para a espécie em exame e deve ser realizada através das características visíveis da semente, com ajuda mecânica (peneiras ou sopradores) ou utilizando pressão sem prejudicar a sua capacidade de germinação.

Os componentes devem ser pesados em gramas com a precisão necessária para calcular a porcentagem com uma casa decimal, conforme Quadro 2.1.

As seguintes particularidades devem ser consideradas na separação dos componentes:

**a) Em todas as famílias, exceto em Poaceae**

As unidades de dispersão como os aquênios, núculas, esquizocarpos, mericarpos, carpídios, cremocarpos, outros frutos e sementes devem ser examinados apenas superficialmente, sem o uso de pressão, sem diafanoscópio ou outro equipamento especial, mas sementes pequenas devem ser examinadas na lupa. Se nesse exame for óbvio que os frutos não contenham sementes, esses devem ser considerados material inerte.

**b) Poaceae**

Em *Lolium*, *Festuca*, <sup>X</sup>*Festulolium* e *Elytrigia repens* um antécio fértil (lema e pálea) com uma cariopse de pelo menos um terço do comprimento da pálea, medido a partir da base da ráquila, é considerado semente pura ou outra semente. Por outro lado, um antécio fértil com uma cariopse menor do que um terço do comprimento da pálea é considerado material inerte. Em outros gêneros ou espécies, um antécio fértil com a cariopse em qualquer estágio de desenvolvimento é considerado como semente pura. Em *Arrhenatherum*, *Avena*, *Bromus*, *Chloris*, *Dactylis*, *Festuca*, <sup>X</sup>*Festulolium*, *Holcus*, *Koeleria*, *Lolium*, *Poa*, *Sorghum* e *Triticum spelta* um antécio estéril preso a um antécio fértil não é removido, deve permanecer aderido e deve ser incluído na fração semente pura.

**c) Sementes aladas**

Quando em amostras de sementes com Definição de Semente Pura (2.8) n<sup>os</sup> 47, 51 e 64 estiverem presentes sementes aladas, essas devem ser separadas e sua porcentagem por peso deve ser informada em separado, de acordo com 2.7.

**d) Sementes com apêndices aderidos**

Em certos gêneros, como na Definição de Semente Pura (2.8) n<sup>os</sup> 15, 38, 46 e 62, os frutos podem ter vários apêndices aderidos como aristas, hastes, etc. Esses apêndices devem ser deixados aderidos aos frutos e se solicitado pelo requerente, os apêndices mais longos que o maior comprimento da semente devem ser informados, de acordo com 2.7.

**e) Unidade-Semente Múltipla**

Quando solicitado pelo requerente, para *Triticum spelta* e nos gêneros *Avena*, *Bromus*, *Dactylis*, *Festuca*, <sup>X</sup>*Festulolium*, *Koeleria* e *Lolium*, a Unidade-Semente Múltipla, como consta na Definição de Semente Pura (2.8) n<sup>o</sup> 33, devem ser pesadas separadamente e informadas, de acordo com 2.7.

**f) Procedimento quando determinadas impurezas causam dúvidas nos resultados**

Impurezas consideravelmente diferentes em tamanho ou peso da semente da amostra que está sendo analisada podem comprometer os resultados do teste. Esses casos podem acontecer com pedras ou sementes grandes de cereais em amostras de sementes pequenas. Se as impurezas são fáceis de eliminar pelo uso de peneiras, remove-las em toda a amostra média (ou em uma amostra de pelo menos 10 vezes o peso usado para análise de pureza). Em seguida a amostra média deve ser homogeneizada, dividida e executar a análise normalmente na amostra de trabalho.

Se este procedimento for seguido, as porcentagens dessas impurezas devem ser informadas. Quando do peso inicial (**PI**) da amostra média forem removidas impurezas (**IM**) consideravelmente diferentes, o seguinte cálculo deverá ser realizado para porcentagem de semente pura (**SP**), de material inerte (**MI**) e de outras sementes (**OS**):

$$\begin{aligned} \text{Semente pura} \quad SP_2(\%) &= SP_1 \times \frac{PI - IM}{PI} \\ \text{Material inerte} \quad MI_2(\%) &= MI_1 \times \frac{PI - IM}{PI} + D_1 \\ \text{Outras sementes} \quad OS_2(\%) &= OS_1 \times \frac{PI - IM}{PI} + D_2 \end{aligned}$$

Onde:

$$D_1 = \frac{IM_1}{PI} \times 100$$

Onde:

$$D_2 = \frac{IM_2}{PI} \times 100$$

Onde:

**D** = porcentagem de impurezas indevidas

**PI** = peso inicial das sementes (g) de onde são tiradas as impurezas que têm efeito indevido sobre os resultados;

**IM<sub>1</sub>** = peso das impurezas (g) que possuem efeito indevido, removidas e classificadas como material inerte;

**IM<sub>2</sub>** = peso das impurezas (g) que possuem efeito indevido, removidas e classificadas como outras sementes.

**Verificar se:**  $SP_2 + MI_2 + OS_2 = 100\%$

**Exemplo:**

Em uma amostra média (60g) de Azevém aparecem sementes de Trigo e Material Inerte (pedras fragmentos de plantas muito grandes)

A amostra média é peneirada, homogeneizada e dividida:

Removeu-se da amostra média (60g = **PI**): 12g de sementes de trigo (**IM<sub>2</sub>**)

14g de material inerte (**IM<sub>1</sub>**)

Soma das impurezas (IM) = 26g

Amostra de Trabalho	g	%	Resultado Final (%)
Peso inicial	6,010	-	-
Semente Pura	4,008	66,83	37,9
Outras Sementes	0,985	16,42	32,8
Material Inerte	1,004	16,74	29,3
Peso Final	5,997	-	100,0
3% do Peso Inicial	0,180	-	-

- Compara-se o peso inicial e o final da amostra de trabalho:
  - 3% do peso inicial é 0,180
  - a diferença entre o peso inicial e o peso final:  $6,010 - 5,997 = 0,013$  que é  $< 0,180$
- Cálculo para % do Resultado Final:

$$D_1 = \frac{IM_1}{PI} \times 100 \quad \text{substituindo os valores} \quad D_1 = \frac{14}{60} \times 100 = 23,33$$

$$D_2 = \frac{IM_2}{PI} \times 100 \quad \text{substituindo os valores} \quad D_2 = \frac{12}{60} \times 100 = 20,00$$

$$\text{Semente Pura } SP_2(\%) = SP_1 \times \frac{PI - IM}{PI}$$

- Substituindo os valores:  $SP_1$  = semente pura (%)  
 $PI$  = material removido da amostra média (peso)  
 $IM$  = amostra média (peso)

$$SP_2(\%) = 66,83 \times \frac{60 - 26}{60} = 66,83 \times 0,56 = 37,9\%$$

$$\text{Material inerte } MI_2(\%) = MI_1 \times \frac{PI - IM}{PI} + D_1$$

- Substituindo os valores:  $MI_1$  = material inerte da análise de pureza (%)

$$MI_2(\%) = 16,74 \times \frac{60 - 26}{60} + 23,33 = 16,74 \times 0,566 + 23,33 = 32,8\%$$

$$\text{Outras sementes } OS_2(\%) = OS_1 \times \frac{PI - IM}{PI} + D_2$$

- Substituindo os valores:  $OS_1$  = outras sementes da análise de pureza (%)

$$OS_2(\%) = 16,42 \times \frac{60 - 26}{60} + 20,00 = 16,42 \times 0,566 + 20,00 = 29,3\%$$

- Verificar se:  $SP_2 + MI_2 + OS_2 = 100,0\%$  onde:  $37,9 + 32,8 + 29,3 = 100,0\%$

**g) Sementes danificadas**

Se as unidades de dispersão definidas em 2.2.1 não mostram evidências de dano no tegumento ou pericarpo, elas são consideradas Semente Pura ou Outras Sementes, independentemente se estão vazias ou cheias. Porém, quando ocorrer um dano no tegumento ou pericarpo deve-se decidir se a parte remanescente da unidade de dispersão é maior do que a metade de seu tamanho original e então aplicar essa regra. Se esta avaliação não puder ser facilmente realizada, a unidade de dispersão será classificada como Semente Pura ou Outras Sementes. Não é necessário que cada unidade de dispersão seja virada para determinar a presença ou ausência de orifícios ou outras áreas danificadas na parte inferior.

Antécios e cariopses quebrados são classificadas como Semente Pura ou Outras Sementes se o pedaço for maior do que a metade de seu tamanho original (2.8).

**h) Sementes de espécies indistinguíveis**

- Quando for difícil ou impossível a distinção entre espécies botânicas de um gênero, apenas o nome do gênero deve ser informado no Boletim de Análise de Sementes.
- Quando a amostra contém sementes semelhantes de duas ou mais espécies, cuja separação seja muito difícil de ser realizada na amostra inteira, permite-se separar ao acaso 400, ou preferivelmente 1.000 sementes, procedendo-se sobre esta porção a separação e o cálculo da porcentagem de cada espécie presente.

$$A \% = \frac{\text{peso das sementes da espécie A}}{\text{peso total de 400 ou 1.000 sementes}} \times P_1$$

Onde: A = espécie contaminante a ser calculada

P<sub>1</sub> = % inicial de semente pura

- Essa porcentagem (A%) é adicionada à porcentagem do componente Outras Sementes. Da porcentagem inicial de Semente Pura é subtraída a porcentagem da espécie indistinguível (A%) para retornar ao total de 100,0%. Se esse procedimento for seguido, os detalhes devem ser informados, incluindo o número de sementes analisadas.
- Esse procedimento é aplicável para sementes de *Agrostis*, *Brassica*, *Lolium*, *Poa*, *Festuca rubra*, *F. ovina*, *Triticum* e <sup>X</sup>*Triticosecale* e em outros casos semelhantes.

**Exemplo:**

Na análise de pureza de sementes de Azevém (6,015g) observa-se a presença de um grande número de sementes de Festuca. Separa-se a semente pura (azevém + festuca), o material inerte e as outras sementes. Pesa-se cada um dos três componentes.

	g	%	Resultado Final (%)
<b>Peso inicial</b>	6,015	-	-
<b>Semente Pura</b>	4,015	68,07 - 10,23 = 57,84	57,9
<b>Outras Sementes</b>	0,985	16,70 + 10,23 = 26,93	26,9
<b>Material Inerte</b>	0,898	15,22	15,2
<b>Peso Final</b>	5,898	-	100,0
<b>3% do Peso Inicial</b>	0,180	-	-

- Compara-se o peso inicial e o final da amostra:
  - 3% do peso inicial é 0,180
  - a diferença entre o peso inicial e o peso final:  $6,015 - 5,898 = 0,117$  que é  $< 0,180$
- Da porção semente pura (azevém + festuca) retira-se ao acaso 1.000 sementes, que pesam 0,998g; nessa quantidade encontrou-se 150 sementes de festuca (que pesaram 0,150g) e 850 sementes de azevém (que pesaram 0,898g). Portanto:

$$\% \text{ de festuca} = \frac{0,150 \times 68,07}{0,998} = 10,23\%$$

- Subtrai-se a porcentagem de sementes de festuca (10,23%) da porcentagem de Semente Pura (azevém + festuca 68,07%) obtendo-se a porcentagem de semente pura de azevém (57,84%). Soma-se a porcentagem de festuca (10,23%) com a porcentagem de outras sementes (16,70%) e obtém-se 26,93%.

## 2.5.4 MÉTODO DE VENTILAÇÃO UNIFORME

O Método de Ventilação Uniforme pode ser utilizado para *Poa pratensis*, *Poa trivialis* e *Dactylis glomerata*.

### 2.5.4.1 Equipamento

Para a realização do Método de Ventilação são utilizados os sopradores de sementes.

Um bom soprador de sementes deve proporcionar um fluxo de ar uniforme, e meios para sua padronização, além de possuir compartimentos para reter todas as partículas que ele separa. A fim de manter um fluxo de ar uniforme, o soprador deve ter uma ou mais câmaras de compressão de ar e um ventilador movido por motor de velocidade uniforme. O diâmetro do tubo de ventilação do soprador deve ser proporcional ao tamanho da amostra de trabalho e ser suficientemente longo para permitir a separação satisfatória da amostra. A válvula ou registro que regula o fluxo de ar deve ser capaz de ajustes precisos, deve ser calibrada e dotada de marcações que permitam fácil leitura. Sua confecção e localização devem assegurar correntes de ar uniformes ao longo do tubo de ventilação. É desejável para a padronização do soprador que este tenha um manômetro.

Um soprador, para ser usado no Método de Ventilação Uniforme, deve ser capaz de:

- Soprar em diferentes pressões, determinadas pelo uso de amostras de calibração, para se adaptar a diferentes espécies;
- Manter um fluxo uniforme de ar ao longo do tubo, sob qualquer pressão requerida;
- Ser rapidamente ajustável a qualquer intensidade de pressão. A válvula de pressão deve ser verificada periodicamente através da ventilação de uma amostra padrão;
- Marcar com precisão o tempo.

### 2.5.4.2 Tamanho da amostra

O tamanho da amostra de trabalho é de 1g para *Poa pratensis* e *Poa trivialis* e de 3g para *Dactylis glomerata*. A pressão da ventilação é determinada para *Poa pratensis* e *Dactylis glomerata* através de uma amostra de calibração fornecida pela ISTA. A pressão de ventilação para variedades de *Poa pratensis* com peso médio de 1.000 sementes  $< 0,35g$  é obtida pela multiplicação do índice obtido para *Poa pratensis* por 0,82 (aplicável somente para o soprador de sementes GENERAL SEED BLOWERS). A pressão de ventilação para *Poa trivialis* é obtida pela multiplicação do índice de ajuste do soprador para *Poa pratensis* por 0,82 (aplicável somente para o soprador de sementes GENERAL SEED BLOWERS). Antes da calibração, as amostras de calibração e de trabalho devem ser expostas às condições de ambiente.

### 2.5.4.3 Procedimento

#### A- Ventilação

Ajuste o soprador para o índice de ventilação obtido com a amostra de calibração uniforme. Coloque a amostra de trabalho no recipiente e acione o soprador por exatamente três minutos.

#### B- Separação da fração pesada

1. Todas as unidades de dispersão da espécie em análise que permanecem no recipiente após a ventilação (isto é, a fração pesada) devem ser consideradas como semente pura incluindo:
  - a) Antécios individuais intactos. Para *Dactylis glomerata* considerar o disposto em 2.8 n° 33;
  - b) Todos os antécios múltiplos intactos de *Poa pratensis* e *Poa trivialis* e unidades múltiplas de sementes de *Dactylis glomerata* (2.8 n° 33);
  - c) Antécios com frutificações de fungos como ergot, inteiramente fechados dentro da lema e da pálea;
  - d) Antécios e cariopses livres (lema e pálea ausentes) danificadas por insetos ou doenças, incluindo cariopses esponjosas, cortiçadas, brancas ou quebradiças;
  - e) Antécios quebrados e cariopses maiores do que metade de seu tamanho original.
2. Classificar os seguintes antécios e cariopses de *Poa pratensis*, *Poa trivialis* ou *Dactylis glomerata* como material inerte:
  - a) Antécios com ergot projetando-se para além da ponta do antécio;
  - b) Antécios e cariopses quebrados, iguais ou menores do que a metade de seu tamanho original;
  - c) Outras sementes (incluindo outras espécies de *Poa*), galhos, hastes, areia, etc. devem ser classificados de acordo com 2.2.2 e 2.2.3.

#### C- Separação da fração leve

A fração leve, retida nas aletas, engloba as unidades de sementes e outros materiais removidos através da ventilação.

- a) Todos os antécios e cariopses de *Poa pratensis*, *Poa trivialis* ou *Dactylis glomerata*, contidos na fração leve, devem ser considerados como material inerte.
- b) Outras sementes (incluindo outras espécies de *Poa* em *Poa pratensis* e *Poa trivialis*), galhos, hastes, areia, etc. devem ser classificadas de acordo com os itens 2.2.2 e 2.2.3. Quando antécios férteis de *Poa spp.* (por ex. *Poa compressa*) estão presentes em amostra de *Poa pratensis* ou *Poa trivialis* é necessário examinar toda a fração leve sob a lupa. Se as sementes dessas espécies estão presentes em pequena quantidade (1-3%), é geralmente mais fácil remover todos os antécios das frações pesada e leve e determinar a porcentagem de outras sementes com base no peso total. Quando sementes de outras espécies de *Poa* estão presentes em uma amostra de *Poa pratensis* ou *Poa trivialis* em quantidades maiores (3-5%), o analista pode utilizar o método alternativo descrito a seguir em “D”.

#### D- Procedimento alternativo para outras espécies de *Poa* classificadas como outras sementes em *Poa pratensis* ou *Poa trivialis*

Antécios férteis de outras espécies cultivadas de *Poa* são removidas da fração leve e em seguida homogeneizados com os antécios da fração pesada. Pelo menos 400 ou preferivelmente 1.000 antécios devem ser tomados aleatoriamente dessa mistura (ou dos antécios da fração pesada, se nenhuma outra espécie de *Poa* estiver presente na fração leve). Estas são separadas mediante uso da lupa nas diferentes espécies de *Poa* presentes. A porcentagem de cada espécie é, então, determinada por peso (2.6).

**E- Procedimento para sementes tratadas**

Quando tratamentos químicos afetam as características de ventilação das sementes, a análise de pureza da amostra deve ser realizada pelo método manual. Nesse caso, deve constar no Boletim de Análise de Sementes: “Devido ao tratamento químico, a análise de pureza foi executada pelo método manual”. Quando a análise de pureza for realizada antes do tratamento das sementes e apenas for solicitado o resultado de germinação após o tratamento, deve constar no Boletim de Análise de Sementes: “Devido ao tratamento químico a porção “Semente Pura” usada para a germinação foi obtida pelo método manual”.

**2.5.4.4 Uso alternativo de ventilação**

Equipamentos de ventilação podem ser utilizados como ferramenta auxiliar, na realização da análise de pureza, como por exemplo em **Poaceae**, para separar o material leve, como palhas e antécios vazios, das sementes pesadas, assim como fragmentos de sementes resultantes de quebras ou danos causados por insetos ou moléstias.

A intensidade da corrente de ar deve ser controlada de modo a separar o material leve, o qual é retido na(s) aleta(s), enquanto o material pesado permanece no fundo do recipiente. Em situações especiais, quando a amostra apresentar material muito diversificado, qualquer fração poderá ser repassada no ventilador para facilitar a separação. Todas as frações devem ser examinadas para a separação dos três componentes. A fração considerada semente pura no final do procedimento deverá ser homogeneizada antes da obtenção de amostras de trabalho para outros testes.

**2.6 CÁLCULO E EXPRESSÃO DE RESULTADOS****2.6.1 UMA AMOSTRA DE TRABALHO****2.6.1.1 Teste para ganho ou perda de peso durante a análise**

Somar o peso de todas as frações da amostra de trabalho. Esta soma deve ser comparada com o peso inicial, para verificar se ocorreu ganho ou perda de peso. Se houver diferença maior do que 3% do peso inicial, um novo teste deve ser realizado. O resultado do novo teste é então informado.

**2.6.1.2 Cálculo da porcentagem dos componentes**

A porcentagem por peso de cada componente deve ser informada no Boletim de Análise de Sementes, com uma casa decimal. As porcentagens devem ser baseadas na soma dos pesos dos componentes e não no peso inicial da amostra de trabalho.

Não é necessário calcular a porcentagem de sementes de espécies diferentes da semente pura, ou de algum tipo de material inerte específico, exceto se solicitado pelo requerente, de acordo com 2.7.

**2.6.1.3 Procedimento de arredondamento**

Frações que devem ser informadas como “Traço” (ver 2.7) são excluídas do cálculo. Somando as porcentagens de todas as frações estas devem totalizar 100,0%. Se a soma não totalizar 100,0% (99,9 ou 100,1) subtrair ou adicionar 0,1% ao maior valor (normalmente na fração de semente pura). Se for necessário uma correção maior do que 0,1% deve-se verificar se não houve erro de cálculo.



## 2.6.2 DUAS SUBAMOSTRAS DE TRABALHO

### 2.6.2.1 Teste para ganho ou perda de peso durante a análise

Somar o peso de todas as frações componentes de cada subamostra de trabalho independentemente. Essa soma deve ser comparada com o peso inicial para verificar se ocorreu ganho ou perda de peso. Se houver diferença maior do que 3% do peso inicial, deve ser realizado um novo teste com duas novas subamostras de trabalho. Se atendido esse requisito, o resultado do novo teste é então informado.

### 2.6.2.2 Cálculo das porcentagens dos componentes

Para cada subamostra de trabalho, calcular a porcentagem em peso de cada componente (2.3), com pelo menos duas casas decimais. A base de cálculo da porcentagem deve ser a soma dos pesos dos componentes de cada subamostra de trabalho e não o seu peso inicial. Somar as porcentagens originadas de cada subamostra e calcular a média para cada componente (agora as porcentagens podem ser arredondadas para um mínimo de duas casas decimais; porém, não corrigir para 100,0%). Conferir as tolerâncias e arredondamentos conforme descrito em 2.6.2.3 e 2.6.2.4, respectivamente. Para determinar a porcentagem final a ser informada, somar os pesos da Semente Pura, Material Inerte e Outras Sementes de cada subamostra e recalculá-las baseadas na soma total do peso de cada fração da análise de pureza. Não é necessário calcular a porcentagem de sementes de espécies diferentes da Semente Pura, ou algum tipo específico de Material Inerte, exceto se solicitado pelo requerente, conforme 2.7.

### 2.6.2.3 Teste para variação entre as duas subamostras de trabalho

A diferença para cada componente das duas subamostras de trabalho não deve exceder a tolerância dada no Capítulo 18, Tabela 18.4. Localizar a média do componente em questão nas colunas A e B; as colunas C e D (palhenta) fornecerão a máxima diferença permitida entre os dois valores do componente.

Uma amostra deve ser considerada palhenta se o total de todas as estruturas palhentas (incluindo material inerte palhento) é de um terço ou mais do peso da amostra.

São consideradas **‘palhentas’** as unidades de dispersão que não deslizam facilmente e são propensas a aderirem umas às outras ou a outros objetos, não podem ser limpas ou não são amostradas facilmente e podem fazer com que outras sementes fiquem presas ou aderidas às sementes cultivadas. No Quadro 2.2 o **“P”** indica o gênero que apresenta unidade de dispersão que não deslizam facilmente, como as palhentas em **Poaceae** (a não ser que suas estruturas palhentas tenham sido previamente removidas), ou indica outros gêneros que apresentam unidades de dispersão com apêndices (ganchos, espinhos, alas, etc) ou que apresentam superfície rugosa. Todas essas estruturas estão agrupadas sob o termo **“palhentas”** tanto no Quadro 2.2 deste Capítulo, como na Amostragem (Capítulo 1 – Tabelas 1.1, 1.2, 1.3, 1.4 e 1.5), na Determinação do Grau de Umidade (Capítulo 7 – Tabelas 7.2, 7.3 e 7.4) e nas Tabelas de Tolerância (Capítulo 18).

Aplicar o mesmo procedimento para todos os componentes. Se todos os componentes estiverem dentro da tolerância, calcular a média de cada componente como prescrito em 2.6.2.2 e 2.6.2.4.

Se qualquer um dos componentes estiver fora da tolerância, usar o seguinte procedimento:

- a) Analisar mais pares de subamostras (porém não mais do que quatro ao todo) até que seja obtido um par com seus componentes dentro da tolerância.
- b) Descartar qualquer par no qual a diferença entre seus componentes exceder o dobro da tolerância.
- c) A porcentagem de um componente ao ser informada deve ser calculada através da média de todos os pares remanescentes.

É recomendável verificar a causa da variação apresentada, especialmente, se os testes adicionais também mostraram muita diferença. Nestes casos, usar o procedimento como descrito em 2.5.3.f.

**Exemplo:**

A análise de pureza de Azevém (semente palhenta) foi realizada com duas subamostras de trabalho.

	1ª subamostra		2ª subamostra	
	g	%	g	%
<b>Peso Inicial</b>	3,007	-	3,018	-
<b>Semente Pura</b>	2,842	94,45	2,850	97,01
<b>Outras Sementes</b>	0,088	2,92	0,028	0,95
<b>Material Inerte</b>	0,079	2,63	0,060	2,04
<b>Peso Final</b>	3,009	-	2,938	-
<b>3% do Peso Inicial</b>	0,090	-	0,090	-

- Compara-se o peso inicial e o final de cada subamostra:

1ª subamostra  
 - 3% do peso inicial é 0,090  
 - a diferença entre o peso inicial e o peso final:  $3,007 - 3,009 = 0,002$  que é  $< 0,090$

2ª subamostra  
 - 3% do peso inicial é 0,090  
 - a diferença entre o peso inicial e o peso final:  $3,018 - 2,938 = 0,080$  que é  $< 0,090$

- Cálculo da percentagem de semente pura:

1ª subamostra  
 $3,009\text{g} \frac{\text{-----}}{\text{2,842g}} 100\%$   
 $\text{x}$   
 $\text{x} = 94,45\%$

2ª subamostra  
 $2,938\text{g} \frac{\text{-----}}{\text{2,850g}} 100\%$   
 $\text{x}$   
 $\text{x} = 97,01\%$

- Cálculo da percentagem de outras sementes:

1ª subamostra  
 $3,009\text{g} \frac{\text{-----}}{\text{0,088g}} 100\%$   
 $\text{x}$   
 $\text{x} = 2,92\%$

2ª subamostra  
 $2,938\text{g} \frac{\text{-----}}{\text{0,028g}} 100\%$   
 $\text{x}$   
 $\text{x} = 0,95\%$

- Cálculo da percentagem de material inerte:

1ª subamostra  
 $3,009\text{g} \frac{\text{-----}}{\text{0,079g}} 100\%$   
 $\text{x}$   
 $\text{x} = 2,62\%$

2ª subamostra  
 $2,938\text{g} \frac{\text{-----}}{\text{0,060g}} 100\%$   
 $\text{x}$   
 $\text{x} = 2,04\%$

- Usar a Tabela de Tolerância – 18.4; entra-se com a média de cada um dos três componentes nas colunas A ou B e procura-se a tolerância na coluna D, porque o azevém é uma espécie palhenta:

	1ª subamostra (%)	2ª subamostra (%)	Média (%)	Tolerâncias	Diferenças
<b>Semente Pura</b>	94,45	97,01	95,73	2,12	2,56*
<b>Outras Sementes</b>	2,92	0,95	1,94	1,47	1,97*
<b>Material Inerte</b>	2,63	2,04	2,34	1,63	0,59

\* Fora da tolerância (portanto deve-se analisar mais pares de subamostras).

- Analisar mais pares de subamostras (não mais do que quatro) até um par ter seus componentes dentro da tolerância:

	3ª subamostra		4ª subamostra	
	g	%	g	%
<b>Peso Inicial</b>	3,008	-	3,022	-
<b>Semente Pura</b>	2,839	94,48	2,800	94,59
<b>Outras Sementes</b>	0,086	2,86	0,081	2,74
<b>Material Inerte</b>	0,080	2,66	0,079	2,67
<b>Peso Final</b>	3,005	-	2,960	-
<b>3% do Peso Inicial</b>	0,090	-	0,090	-

- Compara-se o peso inicial e o final de cada subamostra:

3ª subamostra	4ª subamostra
- 3% do peso inicial é 0,090	- 3% do peso inicial é 0,090
- a diferença entre o peso inicial e o peso final: $3,008 - 3,005 = 0,003$ que é $< 0,090$	- a diferença entre o peso inicial e o peso final: $3,022 - 2,960 = 0,062$ que é $< 0,090$

- Calcular a porcentagem de semente pura, outras sementes e material inerte da 3ª e 4ª subamostra, da mesma forma que calculada para 1ª e 2ª subamostra.
- Usar a Tabela de Tolerância – 18.4; entra-se com a média de cada um dos três componentes nas colunas A ou B e procura-se a tolerância na coluna D, porque o azevém é uma espécie palhenta:

	3ª subamostra (%)	4ª subamostra (%)	Média (%)	Tolerâncias	Diferenças
<b>Semente Pura</b>	94,48	94,59	94,54	2,38	0,11
<b>Outras Sementes</b>	2,86	2,74	2,80	1,78	0,12
<b>Material Inerte</b>	2,66	2,67	2,67	1,70	0,01

- Desprezar qualquer outro par no qual a diferença entre os componentes exceda o dobro da tolerância;
- Cálculo da porcentagem final – fazer a média de todos os pares de subamostras remanescentes:

	g	g	Resultado final (%)
<b>Semente Pura</b>	2,842+2,850+2,839+2,800	5,666	95,1
<b>Outras Sementes</b>	0,088+0,028+0,086+0,081	0,142	2,4
<b>Material Inerte</b>	0,079+0,060+0,080+0,079	0,149	2,5
<b>Peso Final</b>	-	5,957	-

#### 2.6.2.4 Procedimento para Arredondamento

Se as repetições de todas as frações estão dentro da tolerância, some os pesos, calcule as porcentagens e faça o arredondamento para uma casa decimal, conforme descrito em 2.6.1.3.

### 2.6.3 DUAS OU MAIS AMOSTRAS DE TRABALHO INTEIRAS

Há ocasiões em que é necessário testar uma segunda amostra de trabalho inteira. Neste caso, o seguinte procedimento deve ser seguido:

#### 2.6.3.1 Procedimento

Efetuar as análises de acordo com 2.5 e o cálculo como descrito em 2.6.1.

#### 2.6.3.2 Teste para variação entre amostras

Quando dois testes completos são executados, proceder como na análise de duas sub-amostras de trabalho (2.6.2.), porém usar a Tabela 18.1, colunas C e D do Capítulo 18, para determinar a diferença máxima permitida entre dois valores de um determinado componente.

Se a diferença entre os resultados exceder a tolerância, analisar mais uma ou duas amostras de trabalho até que um par de amostras é obtido com seus componentes dentro da tolerância (não mais do que quatro amostras no total). Utilizar a média das amostras nas quais o maior e o menor resultado não apresentem diferença maior do que o dobro da tolerância (de acordo com 2.6.3.3), a menos que seja óbvio que um ou mais dos resultados seja(m) devido(s) a erro(s) e não à variação aleatória entre amostras. Neste caso, descartar o(s) teste(s) com erro(s). Se nenhum par de resultados está dentro da tolerância, é recomendado procurar a causa das variações encontradas em 2.5.3.f.

#### 2.6.3.3. Procedimento de cálculo e arredondamento

Para cada uma das amostras a serem incluídas no resultado final somar os pesos de cada componente e proceder ao cálculo de acordo com 2.6.1.2. e arredondar de acordo com 2.6.1.3. Obter a média dos resultados e, de novo, arredondar de acordo com 2.6.1.3.

## 2.7. INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS

O peso real examinado deve ser informado no Boletim de Análise de Sementes individual, respeitando-se a prescrição do Quadro 1.2 e a tolerância estabelecida nestas RAS.

No Boletim de Análise de Sementes coletivo deve ser informado o peso prescrito no Quadro 1.2.

Quando se tratar de uma mistura de sementes, a palavra **MISTURA** deverá constar clara e destacadamente no Boletim de Análise de Sementes. Neste caso, cada espécie deverá ser citada separadamente em ordem de preponderância de sua participação como semente pura, em porcentagem e com uma casa decimal.

O resultado da análise de pureza deve ser fornecido com uma casa decimal e a porcentagem de todos os componentes deve totalizar 100,0%. Componentes com menos de 0,05% devem ser informados como “Traço” ou conforme normas e padrões de qualidade estabelecidos.

As porcentagens de Semente Pura, Outras Sementes e Material Inerte devem ser informadas nos espaços apropriados do Boletim de Análise de Sementes. Se o resultado de um componente for nulo, este deve ser informado como “0,0” no espaço apropriado.

O nome científico da espécie da Semente Pura deve ser informado no Boletim de Análise de Sementes. O tipo de material inerte e o nome científico de cada espécie de Outras Sementes deve ser informado. Os nomes científicos das espécies devem estar de acordo com o Quadro 2.2 ou com a Lista de Nomes de Plantas Estabilizados atualmente em vigor e publicada pela ISTA ou pelo Mapa.

Quando, a pedido do requerente, for identificado um determinado tipo de material inerte, ou uma espécie de uma outra semente, ou uma unidade-semente múltipla (UMS), ou sementes com apêndices aderidos como especificado em 2.5.3.d, ou sementes aladas conforme 2.5.3.c, a porcentagem deve ser informada em “Observações”.

## 2.8 DEFINIÇÃO DE SEMENTE PURA

### QUADRO 2.2 – Definição de Semente Pura por gênero e família botânica.

No quadro encontra-se o número da Definição de Semente Pura (DSP) por gênero e família botânica. A Definição de Semente Pura refere-se a todas as espécies pertencentes ao mesmo gênero e tem a finalidade de facilitar a classificação das estruturas como “Semente Pura” e “Outras Sementes” durante a análise de pureza. Na última coluna do quadro, o “P” indica as unidades de dispersão que não deslizam facilmente, como as palhentas em **Poaceae** (a não ser que suas estruturas palhentas tenham sido previamente removidas) ou indica outros gêneros que apresentam unidades de dispersão com apêndices (ganchos, espinhos, alas, etc.) ou ainda por apresentarem superfície rugosa. Esta observação (“P” – **Palhentas**) tem o propósito de indicar a coluna correta a ser usada nas Tabelas de Tolerância do Capítulo 18.

Gênero	Família Botânica	Definição Semente Pura (n°)	Palhenta (P)
<i>Abelmoschus</i>	Malvaceae	10	
<i>Abies</i>	Pinaceae	64	P
<i>Abutilon</i>	Malvaceae	16.1	
<i>Acacia</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Mimosoideae	50	
<i>Acer</i>	Aceraceae	52	P
<i>Achillea</i>	Asteraceae (Compositae)	1	
<i>Achyrocline</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Aconitum</i>	Ranunculaceae	65	
<i>Acystasia</i>	Acanthaceae	10	
<i>Adesmia</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	23	
<i>Adonis</i>	Ranunculaceae	65	
<i>Aeschynomene</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	23	P
<i>Aesculus</i>	Hippocastanaceae	10	
<i>Agave</i>	Amaryllidaceae	10	
<i>Ageratum</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Agrimonia</i>	Rosaceae	3	P
<i>Agropyron</i>	Poaceae (Gramineae)	28	P
<i>Agrostemma</i>	Caryophyllaceae	10	
<i>Agrostis</i>	Poaceae (Gramineae)	34	P
<i>Ailanthus</i>	Ailanthus	52	P
<i>Alcea</i>	Malvaceae	16.1	P
<i>Aleurites</i>	Euphorbiaceae	13	
<i>Allamanda</i>	Apocynaceae	14	P
<i>Allium</i>	Liliaceae	10	
<i>Alnus</i>	Betulaceae	53	P
<i>Aloe</i>	Aloeaceae	10	
<i>Alonsoa</i>	Scrophulariaceae	10	

Gênero	Família Botânica	Definição Semente Pura (n°)	Palhenta (P)
<i>Alopecurus</i>	Poaceae (Gramineae)	34	P
<i>Althaea</i>	Malvaceae	16.1	P
<i>Alysicarpus</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	20	
<i>Alyssum</i>	Brassicaceae (Cruciferae)	11	P
<i>Amaranthus</i>	Amaranthaceae	10	
<i>Anagallis</i>	Primulaceae	10	
<i>Ammi</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	P
<i>Amorpha</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	22	
<i>Amberboa</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Ammobium</i>	Asteraceae (Compositae)	1	
<i>Anchusa</i>	Boraginaceae	18	P
<i>Andropogon</i>	Poaceae (Gramineae)	42	P
<i>Anemone</i>	Ranunculaceae	65	P
<i>Anethum</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	P
<i>Angelica</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	P
<i>Anthemis</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Anthoxanthum</i>	Poaceae (Gramineae)	29	P
<i>Anthriscus</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	P
<i>Anthyllis</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Antirrhinum</i>	Scrophulariaceae	10	P
<i>Apium</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	P
<i>Aquilegia</i>	Ranunculaceae	10	
<i>Arabis</i>	Brassicaceae (Cruciferae)	11	
<i>Arachis</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	P
<i>Aralia</i> (ver <i>Schefflera</i> e <i>Fatsia</i> )			
<i>Arctium</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Arctotheca</i>	Asteraceae (Compositae)	1	
<i>Arctotis</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Argemone</i>	Papaveraceae	10	
<i>Aristolochia</i>	Aristolochiaceae	14	
<i>Armeria</i>	Plumbaginaceae	2	P
<i>Arnica</i>	Asteraceae (Compositae)	1	
<i>Arrhenatherum</i>	Poaceae (Gramineae)	35	P
<i>Artemisia</i>	Asteraceae (Compositae)	1	
<i>Asclepias</i>	Asclepiadaceae	14	P
<i>Asparagus</i>	Liliaceae	10	
<i>Asperula</i>	Rubiaceae	2	
<i>Astragalus</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Astrebla</i>	Poaceae (Gramineae)	41	P
<i>Atriplex</i>	Chenopodiaceae	2	
<i>Atropa</i>	Solanaceae	10	
<i>Aubrieta</i>	Brassicaceae (Cruciferae)	11	
<i>Aurinia</i>	Brassicaceae (Cruciferae)	11	P
<i>Avena</i>	Poaceae (Gramineae)	33	P
<i>Axonopus</i>	Poaceae (Gramineae)	36.1	P
<i>Baccharis</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Baileya</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Barbarea</i>	Brassicaceae (Cruciferae)	11	

<b>Gênero</b>	<b>Família Botânica</b>	<b>Definição Semente Pura (n°)</b>	<b>Palhenta (P)</b>
<i>Basella</i>	Basellaceae	3	
<i>Bauhinia</i>	Fabaceae (= Leguminosae)	11	
<i>Beckmannia</i>	Poaceae	34	P
<i>Begonia</i>	Begoniaceae	10	
<i>Bellis</i>	Asteraceae (Compositae)	1	
<i>Berberis</i>	Berberidaceae	66	
<i>Beta</i>	Chenopodiaceae	46	P
<i>Betula</i>	Betulaceae	53	P
<i>Bistorta</i>	Polygonaceae	2	
<i>Bixa</i>	Bixaceae	13	
<i>Boehmeria</i>	Urticaceae	2	
<i>Boehrhavia</i>	Nyctaginaceae	3	
<i>Borago</i>	Boraginaceae	18	P
<i>Bothriochloa</i>	Poaceae (Gramineae)	42	P
<i>Bougainvillea</i>	Nyctaginaceae	3	
<i>Bouteloua</i>	Poaceae (Gramineae)	42	P
<i>Brachiaria</i>	Poaceae (Gramineae)	36.1	P
<i>Brachyscome</i>	Asteraceae (Compositae)	5	
<i>Brassica</i>	Brassicaceae (Cruciferae)	11	
<i>Briza</i>	Poaceae (Gramineae)	34	P
<i>Bromus</i>	Poaceae (Gramineae)	33	P
<i>Browallia</i>	Solanaceae	10	
<i>Brugmansia</i>	Solanaceae	10	
<i>Brunnera</i>	Boraginaceae	18	P
<i>Buchloe</i>	Poaceae (Gramineae)	43	P
<i>Buphthalmum</i>	Asteraceae (Compositae)	1	
<i>Cajanus</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Calceolaria</i>	Scrophulariaceae	10	
<i>Calendula</i>	Asteraceae (Compositae)	1	P
<i>Calliandra</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Mimosoideae	11	
<i>Callistephus</i>	Asteraceae (Compositae)	1	
<i>Calocedrus</i>	Cupressaceae	51	P
<i>Calopogonium</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Calotropis</i>	Apocynaceae	14	P
<i>Camelina</i>	Brassicaceae (Cruciferae)	11	
<i>Campanula</i>	Campanulaceae	10	
<i>Cannabis</i>	Cannabaceae	2	
<i>Canavalia</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Canna</i>	Cannaceae	10	
<i>Capparis</i>	Capparaceae	10	
<i>Capsella</i>	Brassicaceae (Cruciferae)	11	
<i>Capsicum</i>	Solanaceae	10	
<i>Caragana</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Cardaria</i>	Brassicaceae (Cruciferae)	11	
<i>Cardiospermum</i>	Sapindaceae	10	
<i>Carduus</i>	Asteraceae (Compositae)	4	
<i>Carica</i>	Caricaceae	10	
<i>Carnegiea</i>	Cactaceae	10	
<i>Carpinus</i>	Betulaceae	57	P

Gênero	Família Botânica	Definição Semente Pura (n°)	Palhenta (P)
<i>Carthamus</i>	Asteraceae (Compositae)	4	
<i>Carum</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	
<i>Cassia</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Caesalpinioideae	11	
<i>Castalis</i>	Asteraceae (Compositae)	8	
<i>Castanea</i>	Fagaceae	57	
<i>Catalpa</i>	Bignoniaceae	48	P
<i>Catharanthus</i>	Apocynaceae	10	
<i>Cedrela</i>	Meliaceae	48	P
<i>Cedrus</i>	Pinaceae	64	P
<i>Celosia</i>	Amaranthaceae	10	
<i>Cenchrus</i>	Poaceae (Gramineae)	43	P
<i>Centaurea</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Centella</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	
<i>Centrosema</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Cerastium</i>	Caryophyllaceae	10	
<i>Cereus</i>	Cactaceae	10	
<i>Chaerophyllum</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	
<i>Chamaecrista</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Caesalpinioideae	11	
<i>Chamaecyparis</i>	Cupressaceae	49	P
<i>Chaptalia</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Cheiranthus</i>	Brassicaceae (Cruciferae)	11	
<i>Chelidonium</i>	Papaveraceae	13	P
<i>Chenopodium</i>	Chenopodiaceae	2	
<i>Chloris</i>	Poaceae (Gramineae)	42	P
<i>Chrysanthemum</i>	Asteraceae (Compositae)	1	P
<i>Cicer</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Cichorium</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Citrullus</i>	Cucurbitaceae	10	
<i>Citrus</i>	Rutaceae	10	
<i>Clarkia</i>	Onagraceae	10	
<i>Claytonia</i>	Portulacaceae	10	
<i>Clematis</i>	Ranunculaceae	65	
<i>Cleome</i>	Capparaceae	10	
<i>Cnicus</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Cnidoscopus</i>	Euphorbiaceae	13	P
<i>Cobaea</i>	Polemoniaceae	14	P
<i>Coffea</i>	Rubiaceae	25	
<i>Coix</i>	Poaceae (Gramineae)	37	P
<i>Coleostephus</i>	Asteraceae (Compositae)	1	P
<i>Coleus</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Collinsia</i>	Scrophulariaceae	10	
<i>Collomia</i>	Polemoniaceae	10	
<i>Conium</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	
<i>Consolida</i>	Ranunculaceae	10	P
<i>Convolvulus</i>	Convolvulaceae	10	
<i>Corchorus</i>	Tiliaceae	10	
<i>Cordia</i> (exceto seção <i>Gerascanthus</i> )	Boraginaceae	55	
<i>Cordia</i> (seção <i>Gerascanthus</i> )	Boraginaceae	59	P
<i>Coreopsis</i>	Asteraceae (Compositae)	8	P



Gênero	Família Botânica	Definição Semente Pura (n°)	Palhenta (P)
<i>Coriandrum</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	
<i>Cornus</i>	Cornaceae	55	
<i>Coronilla</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	21	
<i>Corylus</i>	Betulaceae	57	
<i>Cosmos</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Cotoneaster</i>	Rosaceae	56	
<i>Crambe</i>	Brassicaceae (Cruciferae)	23	
<i>Crataegus</i>	Rosaceae	56	
<i>Crocus</i>	Iridaceae	10	
<i>Crotalaria</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Cryptomeria</i>	Taxodiaceae	49	P
<i>Cucumis</i>	Cucurbitaceae	10	
<i>Cucurbita</i>	Cucurbitaceae	10	
<i>Cuminum</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	P
<i>Cupressus</i>	Cupressaceae	49	P
<i>Curcuma</i>	Zingiberaceae	10	
<i>Cuscuta</i>	Convolvulaceae	10	
<i>Cyamopsis</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Cyclamen</i>	Primulaceae	10	
<i>Cydonia</i>	Rosaceae	10	
<i>Cymbalaria</i>	Scrophulariaceae	10	P
<i>Cymbopogon</i>	Poaceae (Gramineae)	42	P
<i>Cynara</i>	Asteraceae (Compositae)	4	
<i>Cynodon</i>	Poaceae (Gramineae)	28	P
<i>Cynoglossum</i>	Boraginaceae	18	P
<i>Cynosorus</i>	Poaceae (Gramineae)	28	P
<i>Cyperus</i>	Cyperaceae	27	P
<i>Cytisus</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	50	
<i>Dactylis</i>	Poaceae (Gramineae)	33	P
<i>Dahlia</i>	Asteraceae (Compositae)	9	P
<i>Datura</i>	Solanaceae	10	
<i>Daucus</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	P
<i>Delphinium</i>	Ranunculaceae	10	P
<i>Dendranthema</i> (ver <i>Chrysanthemum</i> )			
<i>Deschampsia</i>	Poaceae (Gramineae)	28	P
<i>Desmanthus</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Mimosoideae	11	
<i>Desmodium</i> (semente)	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Desmodium</i> (artículo) ( <i>D. adscendens</i> , <i>D. barbatum</i> , <i>D. incanum</i> e <i>D. tortuosum</i> )	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	23	P
<i>Dianthus</i>	Caryophyllaceae	10	P
<i>Dichanthium</i>	Poaceae (Gramineae)	42	P
<i>Dichondra</i>	Convolvulaceae	10	
<i>Digitalis</i>	Scrophulariaceae	10	
<i>Digitaria</i>	Poaceae (Gramineae)	36.1	P
<i>Dimorphotheca</i>	Asteraceae (Compositae)	8	P
<i>Diodia</i>	Rubiaceae	16.2	

<b>Gênero</b>	<b>Família Botânica</b>	<b>Definição Semente Pura (n°)</b>	<b>Palhenta (P)</b>
<i>Dizygotheca</i>	Araliaceae	10	
<i>Dolichos</i> (ver <i>Lablab</i> )			
<i>Doronicum</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Dorotheanthus</i>	Aizoaceae	10	
<i>Duranta</i>	Verbenaceae	25	
<i>Echinacea</i>	Asteraceae (Compositae)	1	P
<i>Echinochloa</i>	Poaceae (Gramineae)	36.1	P
<i>Echinops</i>	Asteraceae (Compositae)	26	P
<i>Echium</i>	Boraginaceae	18	P
<i>Ehrharta</i>	Poaceae (Gramineae)	29	P
<i>Elaeagnus</i>	Eleagnaceae	57	
<i>Eleusine</i>	Poaceae (Gramineae)	61	
<i>Elionurus</i>	Poaceae (Gramineae)	42	P
<i>Elymus</i>	Poaceae (Gramineae)	28	P
<i>Elytrigia</i>	Poaceae (Gramineae)	28	P
<i>Eragrostis</i>	Poaceae (Gramineae)	28	
<i>Erianthus</i>	Poaceae (Gramineae)	42	P
<i>Erigeron</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Eriochloa</i>	Poaceae (Gramineae)	36.1	P
<i>Erodium</i>	Geraniaceae	17	
<i>Eruca</i>	Brassicaceae	11	
<i>Erysimum</i>	Brassicaceae	11	
<i>Erythrina</i>	Fabaceae (Leguminosae)	11	
<i>Eschscholzia</i>	Papaveraceae	10	
<i>Eucalyptus</i>	Myrtaceae	60	P
<i>Euchlaena</i> (ver <i>Zea</i> )			
<i>Eupatorium</i>	Asteraceae (Compositae)	4	
<i>Euonymus</i>	Celastraceae	10	
<i>Euphorbia</i>	Euphorbiaceae	13	
<i>Fagopyrum</i>	Polygonaceae	2	
<i>Fagus</i>	Fagaceae	57	P
<i>Fallopia</i>	Polygonaceae	2	
<i>Fatsia</i>	Araliaceae	10	P
<i>Ferocactus</i>	Cactaceae	10	
<i>Festuca</i>	Poaceae (Gramineae)	33	P
<sup>x</sup> <i>Festulolium</i>	Poaceae (Gramineae)	33	P
<i>Foeniculum</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	P
<i>Fragaria</i>	Rosaceae	65	
<i>Fraxinus</i>	Oleaceae	52	P
<i>Freesia</i>	Iridaceae	10	
<i>Fuchsia</i>	Onagraceae	10	
<i>Gaillardia</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Galactia</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Galega</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Galeopsis</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	

<b>Gênero</b>	<b>Família Botânica</b>	<b>Definição Semente Pura (n°)</b>	<b>Palhenta (P)</b>
<i>Gamolepis</i>	Asteraceae (Compositae)	1	
<i>Gazania</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Genista</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Gentiana</i>	Gentianaceae	10	P
<i>Genipa</i>	Rubiaceae	10	
<i>Geranium</i>	Geraniaceae	17	
<i>Gerbera</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Geum</i>	Rosaceae	65	P
<i>Gilia</i>	Polemoniaceae	10	
<i>Ginkgo</i>	Ginkgoaceae	10	
<i>Gladiolus</i>	Iridaceae	10	
<i>Gleditsia</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Gloxinia</i> (ver <i>Sinningia</i> )			
<i>Glycine</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Gmelina</i>	Verbenaceae	25	
<i>Godetia</i> (ver <i>Clarkia</i> )			
<i>Gomphrena</i>	Amaranthaceae	2	P
<i>Goniolimon</i>	Plumbaginaceae	27	P
<i>Gossypium</i>	Malvaceae	12	
<i>Grevillea</i>	Proteaceae	14	P
<i>Gypsophila</i>	Caryophyllaceae	10	
<i>Hedysarum</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Helenium</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Helianthemum</i>	Cistaceae	10	
<i>Helianthus</i>	Asteraceae (Compositae)	4	
<i>Helichrysum</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Heliopsis</i>	Asteraceae (Compositae)	1	
<i>Heliotropium</i>	Boraginaceae	18	P
<i>Helipterum</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Hesperis</i>	Brassicaceae	11	
<i>Heteranthemis</i>	Asteraceae (Compositae)	1	P
<i>Heuchera</i>	Saxifragaceae	10	P
<i>Hevea</i>	Euphorbiaceae	13	
<i>Hibiscus</i>	Malvaceae	10	
<i>Hippeastrum</i>	Amaryllidaceae	10	
<i>Holcus</i>	Poaceae (Gramineae)	35	P
<i>Hordeum</i>	Poaceae (Gramineae)	62	
<i>Hunnemannia</i>	Papaveraceae	10	
<i>Hyparrhenia</i>	Poaceae (Gramineae)	42	P
<i>Hypericum</i>	Clusiaceae (Guttiferae)	10	
<i>Hyptis</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Hyssopus</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Iberis</i>	Brassicaceae	11	
<i>Ilex</i>	Aquifoliaceae	25	
<i>Illicium</i>	Schisandraceae	10	
<i>Impatiens</i>	Balsaminaceae	10	
<i>Imperata</i>	Poaceae (Gramineae)	42	P

<b>Gênero</b>	<b>Família Botânica</b>	<b>Definição Semente Pura (n°)</b>	<b>Palhenta (P)</b>
<i>Indigofera</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Inula</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Ipomoea</i>	Convolvulaceae	10	
<i>Iris</i>	Iridaceae	10	
<i>Ischaemum</i>	Poaceae (Gramineae)	42	P
<i>Jacaranda</i>	Bignoniaceae	48	P
<i>Juniperus</i>	Cupressaceae	11	
<i>Justicia</i>	Acanthaceae	10	
<i>Kalanchoe</i>	Crassulaceae	10	P
<i>Kniphofia</i>	Liliaceae	10	P
<i>Kochia</i>	Chenopodiaceae	2	P
<i>Koeleria</i>	Poaceae (Gramineae)	33	P
<i>Kummerowia</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	22	
<i>Lablab</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Laburnum</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Lactuca</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Lagenaria</i>	Cucurbitaceae	10	
<i>Lagurus</i>	Poaceae (Gramineae)	34	P
<i>Lantana</i>	Verbenaceae	25	
<i>Larix</i>	Pinaceae	51	P
<i>Lathyrus</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Lavandula</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Lavatera</i>	Malvaceae	16.1	
<i>Legousia</i>	Campanulaceae	10	
<i>Lens</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Leontopodium</i>	Asteraceae (Compositae)	1	P
<i>Leonotis</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Leonurus</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Lepidium</i>	Brassicaceae	11	
<i>Lespedeza</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	22	
<i>Leucaena</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Leucanthemum</i>	Asteraceae (Compositae)	1	P
<i>Levisticum</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	P
<i>Liatris</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Libocedrus</i> (ver <i>Calocedrus</i> )			
<i>Ligustrum</i>	Oleaceae	10	P
<i>Lilium</i>	Liliaceae	10	P
<i>Limonium</i>	Plumbaginaceae	27	P
<i>Linaria</i>	Scrophulariaceae	10	P
<i>Linum</i>	Linaceae	10	
<i>Liquidambar</i>	Hamamelidaceae	48	P
<i>Liriodendron</i>	Magnoliaceae	52	P
<i>Lithospermum</i>	Boraginaceae	18	
<i>Lobelia</i>	Campanulaceae	10	P
<i>Lobularia</i>	Brassicaceae	11	P

<b>Gênero</b>	<b>Família Botânica</b>	<b>Definição Semente Pura (n°)</b>	<b>Palhenta (P)</b>
<i>Lolium</i>	Poaceae (Gramineae)	33	P
<i>Lonas</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Lotononis</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Lotus</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Luffa</i>	Cucurbitaceae	10	
<i>Lunaria</i>	Brassicaceae	11	
<i>Lupinus</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Lychnis</i>	Caryophyllaceae	10	
<i>Lycopersicon</i>	Solanaceae	10	P
<i>Lythrum</i>	Lythraceae	10	
<i>Machaerium</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Macroptilium</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Macrotyloma</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Mahonia</i>	Berberidaceae	50	
<i>Malcomia</i>	Brassicaceae	11	
<i>Malope</i>	Malvaceae	16.1	
<i>Malus</i>	Rosaceae	10	
<i>Malva</i>	Malvaceae	16.1	
<i>Malvastrum</i>	Malvaceae	16.1	
<i>Manihot</i>	Euphorbiaceae	13	
<i>Marrubium</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Matricaria</i>	Asteraceae (Compositae)	1	P
<i>Matthiola</i>	Brassicaceae	11	P
<i>Medicago</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Medicago (M. lupulina)</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	21	
<i>Melilotus</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	21	
<i>Melinis</i>	Poaceae (Gramineae)	36.1	P
<i>Melissa</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Mentha</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Mespilus</i>	Rosaceae	56	
<i>Mikania</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Mimosa</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Mimosoideae	11	
<i>Mimosa (M. invisá, M. pigra, M. pudica e M. verrucosa)</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Mimosoideae	23	P
<i>Mimulus</i>	Scrophulariaceae	10	
<i>Mirabilis</i>	Nyctaginaceae	3	
<i>Moluccella</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Momordica</i>	Cucurbitaceae	10	
<i>Morus</i>	Moraceae	57	
<i>Mucuna</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Myosotis</i>	Boraginaceae	18	
<i>Myracrodruon</i>	Anacardiaceae	59	P
<i>Narcissus</i>	Amaryllidaceae	10	
<i>Nasturtium</i>	Brassicaceae	11	
<i>Nemesia</i>	Scrophulariaceae	10	P
<i>Nemophila</i>	Hydrophyllaceae	10	P

<b>Gênero</b>	<b>Família Botânica</b>	<b>Definição Semente Pura (n°)</b>	<b>Palhenta (P)</b>
<i>Neonotonia</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Nepeta</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Nicandra</i>	Solanaceae	10	
<i>Nicotiana</i>	Solanaceae	10	
<i>Nierembergia</i>	Solanaceae	10	P
<i>Niggella</i>	Ranunculaceae	10	
<i>Nothofagus</i>	Fagaceae	57	P
<i>Nymphaea</i>	Nymphaeaceae	10	
<i>Nyssa</i>	Cornaceae	55	
<i>Ocimum</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Oenothera</i>	Onagraceae	10	
<i>Onobrychis</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	21	P
<i>Onopordum</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Opuntia</i>	Cactaceae	10	
<i>Origanum</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Ornithopus</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	23	P
<i>Orobanche</i>	Orobanchaceae	10	
<i>Oryza</i>	Poaceae (Gramineae)	38	P
<i>Oryzopsis</i> (ver <i>Piptatherum</i> )			
<i>Osteospermum</i>	Asteraceae (Compositae)	8	P
<i>Oxalis</i>	Oxalidaceae	10	
<i>Panicum</i>	Poaceae (Gramineae)	36.1	P
<i>Papaver</i>	Papaveraceae	10	
<i>Parapiptadenia</i>	Fabaceae (=Leguminosae)	11	
<i>Parthenocissus</i>	Vitaceae	10	
<i>Pascopyrum</i>	Poaceae (Gramineae)	28	P
<i>Paspalum</i>	Poaceae (Gramineae)	36.1	P
<i>Passiflora</i>	Passifloraceae	10	
<i>Pastinaca</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	P
<i>Pelargonium</i>	Geraniaceae	17	
<i>Pennisetum</i>	Poaceae (Gramineae)	43	P
<i>Penstemon</i>	Scrophulariaceae	10	P
<i>Perilla</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Persicaria</i>	Polygonaceae	2	
<i>Petroselinum</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	P
<i>Petunia</i>	Solanaceae	10	
<i>Phacelia</i>	Hydrophyllaceae	10	P
<i>Phalaris</i>	Poaceae (Gramineae)	29	P
<i>Phaseolus</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Phleum</i>	Poaceae (Gramineae)	28	P
<i>Phlox</i>	Polemoniaceae	10	
<i>Pholistoma</i>	Hydrophyllaceae	10	P
<i>Phyllanthus</i>	Euphorbiaceae	10	
<i>Physalis</i>	Solanaceae	10	
<i>Picea</i>	Pinaceae	47	P
<i>Pimpinella</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	P

Gênero	Família Botânica	Definição Semente Pura (n°)	Palhenta (P)
<i>Pinus</i> I ( <i>P. palustris</i> e <i>P. rigida</i> )	Pinaceae	64	P
<i>Pinus</i> II (todas as outras espécies de <i>Pinus</i> )	Pinaceae	47	
<i>Piper</i>	Piperaceae	55	
<i>Piptatherum</i>	Poaceae (Gramineae)	31	P
<i>Piptochaetium</i>	Poaceae (Gramineae)	61	
<i>Pisum</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Plantago</i>	Plantaginaceae	10	
<i>Platanus</i>	Platanaceae	58	P
<i>Plumbago</i>	Plumbaginaceae	27	
<i>Plumeria</i>	Apocynaceae	10	
<i>Poa</i> (não <i>P. bulbosa</i> )	Poaceae (Gramineae)	41	P
<i>Poa bulbosa</i>	Poaceae (Gramineae)	63	P
<i>Polemonium</i>	Polemoniaceae	10	
<i>Polygonum</i>	Polygonaceae	2	
<i>Populus</i>	Salicaceae	12	P
<i>Porophyllum</i>	Asteraceae (Compositae)	4	
<i>Portulaca</i>	Portulacaceae	10	
<i>Potentilla</i>	Rosaceae	10	
<i>Primula</i>	Primulaceae	10	
<i>Proboscidea</i>	Pedaliaceae (ñ Martyniaceae)	10	
<i>Prosopis</i>	Fabaceae	11	
<i>Prunella</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Prunus</i>	Rosaceae	56	
<i>Psathyrostachys</i>	Poaceae (Gramineae)	28	P
<i>Pseudotsuga</i>	Pinaceae	51	P
<i>Pseudoroegneria</i>	Poaceae (Gramineae)	28	P
<i>Psophocarpus</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Psylliostachys</i>	Plumbaginaceae	27	P
<i>Pterocarpus</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Pueraria</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Pulsatilla</i>	Ranunculaceae	4	P
<i>Punica</i>	Punicaceae	50	
<i>Pyrethrum</i> (ver <i>Tanacetum</i> )			
<i>Pyrus</i>	Rosaceae	10	
<i>Quercus</i>	Fagaceae	57	
<i>Ranunculus</i>	Ranunculaceae	65	P
<i>Raphanus raphanistrum</i>	Brassicaceae	23	
<i>Raphanus</i> (todas as espécies)	Brassicaceae	11	
<i>Rapistrum</i>	Brassicaceae	23	
<i>Reseda</i>	Resedaceae	10	
<i>Rheum</i>	Polygonaceae	2	P
<i>Rhodanthe</i> (ver <i>Helipterum</i> )			

<b>Gênero</b>	<b>Família Botânica</b>	<b>Definição Semente Pura (n°)</b>	<b>Palhenta (P)</b>
<i>Rhynchelytrum</i>	Poaceae (Gramineae)	36.2	
<i>Ribes</i>	Saxifragaceae	10	
<i>Richardia</i>	Rubiaceae	16.2	
<i>Ricinus</i>	Euphobiaceae	13	
<i>Robinia</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Roemeria</i>	Papaveaceae	10	
<i>Rosa</i>	Rosaceae	57	
<i>Rosmarinus</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Rottboelia</i>	Poaceae (Gramineae)	42	P
<i>Rubus</i>	Rosaceae	65	
<i>Rudbeckia</i>	Asteraceae (Compositae)	1	P
<i>Ruellia</i>	Acanthaceae	10	
<i>Rumex</i>	Polygonaceae	2	P
<i>Ruta</i>	Rutaceae	10	
<i>Saccharum</i>	Poaceae (Gramineae)	42	P
<i>Saintpaulia</i>	Gesneriaceae	10	
<i>Salix</i>	Salicaceae	12	P
<i>Salpiglossis</i>	Solanaceae	10	
<i>Salsola</i>	Chenopodiaceae	2	
<i>Salvia</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Sanguisorba</i>	Rosaceae	55	P
<i>Sanvitalia</i>	Asteraceae (Compositae)	5	P
<i>Saponaria</i>	Caryophyllaceae	10	
<i>Sarothamnus</i> (ver <i>Cytisus</i> )			
<i>Satureja</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Scabiosa</i>	Dipsacaceae	6	P
<i>Schefflera</i>	Araliaceae	10	
<i>Schizachyrium</i>	Poaceae (Gramineae)	42	P
<i>Schizanthus</i>	Solanaceae	16	
<i>Schizolobium</i>	Fabaceae (=Leguminosae)	11	
<i>Shrankia leptocarpa</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Mimosoideae	23	
<i>Scirpus</i>	Cyperaceae	27	P
<i>Scoparia</i>	Scrophulariaceae	10	
<i>Scorzonera</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Secale</i>	Poaceae (Gramineae)	40	
<i>Sechium</i>	Cucurbitaceae	10	
<i>Sedum</i>	Crassulaceae	10	
<i>Senecio</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Senna</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Caesalpinioideae	11	
<i>Sequoia</i>	Taxodiaceae	49	P
<i>Sequoiadendron</i>	Taxodiaceae	49	P
<i>Sesamum</i>	Pedaliaceae	10	
<i>Sesbania</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Setaria</i>	Poaceae (Gramineae)	36.1	P
<i>Sicana</i>	Cucurbitaceae	10	
<i>Sida</i>	Malvaceae	16.1	P
<i>Sidastrum</i>	Malvaceae	16.1	P
<i>Silene</i>	Caryophyllaceae	10	



Gênero	Família Botânica	Definição Semente Pura (n°)	Palhenta (P)
<i>Silybum</i>	Asteraceae (Compositae)	4	
<i>Sinapis</i>	Brassicaceae	11	
<i>Sinningia</i>	Gesneriaceae	10	
<i>Solanum</i>	Solanaceae	10	
<i>Solidago</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Sonchus</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Sophora</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	20	
<i>Sorbus</i>	Rosaceae	10	
<i>Sorghastrum</i>	Poaceae (Gramineae)	42	P
<i>Sorghum</i>	Poaceae (Gramineae)	42	P
<i>Spartium</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Spergula</i>	Caryophyllaceae	10	
<i>Spermacoce</i>	Rubiaceae	10	
<i>Spinacia</i>	Chenopodiaceae	2	P
<i>Sporobolus</i>	Poaceae (Gramineae)	61	
<i>Stachys</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Statice</i> (ver <i>Limonium</i> )			
<i>Stellaria</i>	Caryophyllaceae	10	
<i>Stevia</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Stipa</i>	Poaceae (Gramineae)	61	
<i>Stizolobium</i> (ver <i>Mucuna</i> )			
<i>Strelitzia</i>	Musaceae	10	
<i>Striga</i>	Scrophulariaceae	10	
<i>Stylosanthes</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	24	P
<i>Swietenia</i>	Meliaceae	48	P
<i>Symphytum</i>	Boraginaceae	18	
<i>Syringa</i>	Oleaceae	48	P
<i>Tabebuia</i>	Bignoniaceae	48	P
<i>Taeniatherum</i>	Poaceae (Gramineae)	30	P
<i>Tagetes</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Talinum</i>	Portulacaceae	10	
<i>Tanacetum</i>	Asteraceae (Compositae)	1	P
<i>Taraxacum</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Taxodium</i>	Taxodiaceae	11	P
<i>Taxus</i>	Taxaceae	50	
<i>Tectona</i>	Verbenaceae	54	
<i>Tephrosia</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Teramnus</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Tetragonia</i>	Aizoaceae	19	
<i>Thalictrum</i>	Ranunculaceae	65	
<i>Thespesia</i>	Malvaceae	16.1	
<i>Thuja</i>	Cupressaceae	49	P
<i>Thunbergia</i>	Acanthaceae	10	
<i>Thymus</i>	Lamiaceae (Labiatae)	18	
<i>Tilia</i>	Tiliaceae	57	P
<i>Tithonia</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Torenia</i>	Scrophulariaceae	10	
<i>Torilis</i>	Apiaceae (Umbelliferae)	15	
<i>Trachypogon</i>	Poaceae (Gramineae)	42	

<b>Gênero</b>	<b>Família Botânica</b>	<b>Definição Semente Pura (n°)</b>	<b>Palhenta (P)</b>
<i>Tragopogon</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Trifolium</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Trigonella</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Triplaris</i>	Polygonaceae	2	
<i>Tripleurospermum</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Trisetum</i>	Poaceae (Gramineae)	28	P
<sup>x</sup> <i>Triticosecale</i>	Poaceae (Gramineae)	40	
<i>Triticum</i> (exceto <i>T. spelta</i> e <i>T. dicoccum</i> )	Poaceae (Gramineae)	40	
<i>Triticum</i> (somente <i>T. spelta</i> e <i>T. dicoccum</i> )	Poaceae (Gramineae)	33	P
<i>Triumfetta</i>	Tiliaceae	25	
<i>Tropaeolum</i>	Tropaeolaceae	16	
<i>Tsuga</i>	Pinaceae	64	P
<i>Tulipa</i>	Liliaceae	10	
<i>Ulex</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Ulmus</i>	Ulmaceae	52	P
<i>Urena</i>	Malvaceae	16.1	
<i>Urochloa</i>	Poaceae (Gramineae)	36.1	P
<i>Urtica</i>	Urticaceae	57	
<i>Vaccaria</i>	Caryophyllaceae	10	
<i>Vaccinium</i>	Ericaceae	10	
<i>Valeriana</i>	Valerianaceae	7	P
<i>Valerianella</i>	Valerianaceae	25	P
<i>Vanilla</i>	Orquidaceae	10	
<i>Verbascum</i>	Scrophulariaceae	10	
<i>Verbena</i>	Verbenaceae	18	
<i>Vernonia</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Veronica</i>	Scrophulariaceae	10	
<i>Viburnum</i>	Adoxaceae	55	
<i>Vicia</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Vigna</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	11	
<i>Vinca</i>	Apocynaceae	10	
<i>Viola</i>	Violaceae	13	
<i>Vitis</i>	Vitaceae	10	
<i>Vulpia</i>	Poaceae (Gramineae)	33	P
<i>Xeranthemum</i>	Asteraceae (Compositae)	4	P
<i>Yucca</i>	Agavaceae	10	

Gênero	Família Botânica	Definição Semente Pura (n°)	Palhenta (P)
<i>Zea</i>	Poaceae (Gramineae)	40	
<i>Zelkova</i>	Ulmaceae	59	P
<i>Zingiber</i>	Zingiberaceae	10	
<i>Zinnia</i>	Asteraceae (Compositae)	9	P
<i>Zizania</i>	Poaceae (Gramineae)	38	P
<i>Zizyphus</i>	Rhamnaceae	25	
<i>Zornia</i>	Fabaceae (Leguminosae)–Papilionoideae	23	P
<i>Zoysia</i>	Poaceae (Gramineae)	39	P

A seguir são citadas as Definições de Semente Pura onde diversos gêneros com definições semelhantes de ‘Semente Pura’ estão agrupados sob o mesmo número:

- Aquênio – a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Pedaco de aquênio – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Aquênio – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de aquênio – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
- Núcula – com ou sem perigônio, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Pedaco de núcula – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Núcula – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de núcula – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.

Apenas para *Gomphrena* (Amaranthaceae): Núcula – envolta ou não pelo perigônio (sépalas) piloso, a menos que seja óbvio que não contenha semente.

Em *Bistorta*, *Fagopyrum*, *Fallopia*, *Persicaria*, *Polygonum*, *Rheum* e *Triplaris* (Polygonaceae): Núcula – envolta pelo perigônio (cálce pentâmero) inteiro, parcial ou totalmente removido, é considerada semente pura.

Em *Rumex* (Polygonaceae): Núcula – envolta pelo perigônio (cálce hexâmero com três sépalas externas reflexas e menores do que as três internas) inteiro, parcial ou totalmente removido; sépalas externas com ou sem a presença de tubérculos, é considerada semente pura.

Em *Spinacia* (Chenopodiaceae): Núcula – com as brácteas endurecidas e concrecidas até o ápice do fruto, é considerada semente pura.

- Núcula – com ou sem hipanto, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Pedaco de núcula – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Núcula – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de núcula – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.

Em *Mirabilis* (Nyctaginaceae): Núcula – envolta pela porção inferior do perigônio, que concrece até o ápice e forma uma estrutura mais ou menos endurecida, denominada de antocarpo.

Em *Basella* (Basellaceae): Perigônio – carnosu-sucoso, tetrâmero, acrescente que envolve o fruto com pericarpo – crustáceo.

4.
  - Aquênio – com ou sem rostro, com ou sem papus, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Pedaco de aquênio – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Aquênio – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de aquênio – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
5.
  - Aquênio – com ou sem ala e/ou com ou sem papus ou cerdas, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Pedaco de aquênio – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Aquênio – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de aquênio – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
6.
  - Aquênio – com ou sem involucelo, cálculo ou papus, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Pedaco de aquênio – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Aquênio – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de aquênio – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
7.
  - Aquênio – com ou sem cálice plumoso, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Pedaco de aquênio – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Aquênio – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de aquênio – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
8.
  - Aquênio – com ou sem ala, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Pedaco de aquênio – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Aquênio – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de aquênio – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
9.
  - Aquênio – com ou sem cerdas, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Pedaco de aquênio – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Aquênio – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de aquênio – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.

10. • Sementes – com ou sem tegumento.  
• Pedaco de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, com ou sem tegumento.

Em *Cuscuta* (Convolvulaceae): Sementes – frágeis e de coloração cinzenta a creme-esbranquiçada, são classificadas como material inerte.

11. • Semente – desde que uma porção do tegumento esteja aderida.  
• Pedaco de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, desde que uma porção do tegumento esteja aderida.  
• Sementes e pedacos de sementes – inteiramente sem tegumento são considerados como material inerte.

Apenas para **Fabaceae**: Cotilédones separados são considerados material inerte, independentemente se o eixo hipocótilo-radícula + plúmula e/ou se mais da metade de seu tegumento estiverem aderidos.

12. • Sementes – com ou sem tegumento.  
• Pedaco de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, com ou sem tegumento.
13. • Sementes – com ou sem tegumento, com ou sem estrofiolo (funículo)/carúncula.  
• Pedaco de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, com ou sem tegumento.

Em *Chelidonium* (Papaveraceae) e em *Viola* (Violaceae): Semente – com ou sem estrofiolo.

Em *Euphorbia*, *Cnidoscylus*, *Hevea*, *Manihot* e *Ricinus* (Euphorbiaceae): Semente – com ou sem carúncula.

Em *Bixa* (Bixaceae): Semente – apresenta um arilo córneo que tem a estrutura de um funículo.

14. • Sementes – com ou sem tegumento, com ou sem ala.  
• Pedaco de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, com ou sem tegumento.
15. • Cremocarpo/Carpídio – com ou sem pedicelo (de qualquer comprimento), a menos que seja óbvio que não contenha semente.  
• Pedaco de carpídio – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.  
• Carpídio – com pericarpo parcial ou inteiramente removido.  
• Pedaco de carpídio – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo parcial ou inteiramente removido.

**Obs.:** Frutos com pedacos de pedicelos maiores do que o maior comprimento do maior cremocarpo/carpídio devem ser informados no Boletim de Análise de Sementes, de acordo com 2.7 (consultar também 2.5.3.d).

16. Esquizocarpo/Mericarpo/Coca

- 16.1. • Esquizocarpo/Mericarpo – a menos que seja óbvio que não contenha semente.  
• Pedaco de mericarpo – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.  
• Mericarpo – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.

- Pedaco de mericarpo – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
- 16.2. • Esquizocarpo/Coca – a menos que seja óbvio que não contenha semente.
- Pedaco de coca – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Coca – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de coca – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.

Em *Tropaeolum* (Tropaeolaceae): Fruto – esquizocarpáceo do tipo tricoca.

17. • Regmídio/Mericarpo – com ou sem rostro, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
- Pedaco de mericarpo – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Semente – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
18. • Carcerulídio – a menos que seja óbvio que não contenha semente.
- Pedaco de carcerulídio – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Carcerulídio – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de carcerulídio – maior do que a metade do tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
19. • Nuculânio – incluindo o perianto, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
- Pedaco do nuculânio – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Nuculânio – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de nuculânio – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.

Em *Tetragonia* (Aizoaceae): Nuculânio – com quatro pirênios lenhosos e com perianto acrescente no ápice, formado pelo cálice com quatro sépalas providas de cornículos apicais.

20. • Legume nucóide – inteiro ou pedaco, com pelo menos uma semente.
- Semente – desde que uma porção do tegumento esteja aderida.
  - Pedaco de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, desde que uma porção do tegumento esteja aderida.

Apenas para **Fabaceae** (= Leguminosae): Sementes e pedacos de semente sem tegumento são considerados material inerte. Cotilédones separados são considerados material inerte, independentemente se o eixo hipocótilo-radícula + plúmula e / ou se mais da metade de seu tegumento estiverem aderidos.

21. • Legume nucóide – com ou sem cálice, contendo semente(s).
- Semente – desde que uma porção do tegumento esteja aderida.
  - Pedaco de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, desde que uma porção do tegumento esteja aderida.

**Obs.:** Sementes e pedaços de semente sem tegumento são considerados material inerte. Cotilédones separados são considerados material inerte, independentemente se o eixo hipocótilo-radícula + plúmula e/ou se mais da metade de seu tegumento estiverem aderidos.

22. • Legume – com ou sem cálice ou brácteas, com uma única semente.  
 • Semente – desde que uma porção do tegumento esteja aderida.  
 • Pedaco de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, desde que uma porção do tegumento esteja aderida.

Apenas para **Fabaceae**: Sementes e pedaços de semente sem tegumento são considerados material inerte. Cotilédones separados são considerados material inerte, independentemente se o eixo hipocótilo-radícula + plúmula e/ou se mais da metade do tegumento esteja aderido.

23. • Artículo unisseminado (de um craspédio ou lomento) ou síliqua lomentácea, com ou sem pedúnculo ou rostro, a menos que seja óbvio que não contenha semente.  
 • Semente – desde que uma porção do tegumento esteja aderida.  
 • Pedaco de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, desde que uma porção do tegumento esteja aderida.

Apenas para ***Ornithopus compressus*** (Fabaceae): Artículo unisseminado – aderido ou não a um artículo vazio ou a um pedaco de artículo.

Em **Fabaceae** e em **Brassicaceae**: Sementes e pedaços de sementes sem tegumento são considerados material inerte.

Apenas para **Fabaceae**: Cotilédones separados são considerados material inerte, independentemente se o eixo hipocótilo-radícula + plúmula e/ou se mais da metade de seu tegumento estiverem aderidos.

24. • Legume (craspédio) – com ou sem rostro, a menos que seja óbvio que não contenha semente.  
 • Semente – desde que uma porção do tegumento esteja aderida.  
 • Pedaco de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, desde que uma porção do tegumento esteja aderida.

Apenas para **Fabaceae**: Sementes e pedaços de semente sem tegumento são considerados material inerte. Cotilédones separados são considerados material inerte, independentemente se o eixo hipocótilo-radícula + plúmula e/ou se mais da metade de seu tegumento estiverem aderidos.

25. • Nuculânio – com 1 a 3 lóculos ou pirênios loculados, com ou sem cálice ou pedaco de pedicelo ou de pedúnculo, a menos que seja óbvio que não contenha semente.  
 • Semente – com ou sem tegumento.  
 • Pedaco de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, com ou sem tegumento.

Em ***Coffea*** (Rubiaceae): Nuculânio – com dois pirênios livres, com lado dorso convexo e ventral com sulco longitudinal.

Em ***Ilex*** (Aquifoliaceae): Nuculânio – com 4-6 pirênios uniloculares, com cálice basal tetrâmero ou hexâmero e com estigma séssil apical.

26. • Capítulo com uma única flor – a menos que seja óbvio que não contenha aquênio.  
 • Aquênio – com ou sem papus, a menos que seja óbvio que não contenha semente.  
 • Pedaco de aquênio – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.  
 • Aquênio – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.  
 • Pedaco de aquênio – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
27. • Inflorescência – com ou sem pedicelo, a menos que seja óbvio que não contenha núcula.  
 • Núcula – com ou sem perianto, a menos que seja óbvio que não contenha semente.  
 • Pedaco de núcula – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.  
 • Núcula – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.  
 • Pedaco de núcula – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
28. • Antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse – com ou sem arista.  
 • Cariopse.  
 • Pedaco de cariopse – maior do que a metade de seu tamanho original.

Apenas para *Elytrigia repens* (Poaceae): Antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse – com pelo menos um terço do comprimento da pálea, medido a partir da base da ráquila, com ou sem arista.

29. • Antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse – mais lemas estéreis aderidas, com ou sem arista.  
 • Antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse.  
 • Cariopse  
 • Pedaco de cariopse – maior do que a metade de seu tamanho original.

Apenas para *Phalaris* (Poaceae): incluindo as anteras protuberantes do antécio fértil – se presentes.

30. • Antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse – mas excluindo-se a arista inteira quando o seu comprimento for maior do que a do antécio.  
 • Cariopse  
 • Pedaco de cariopse – maior do que a metade de seu tamanho original.
31. • Antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse – com ou sem arista.  
 • Pedaco do antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse – maior do que a metade de seu tamanho original.  
 • Cariopse  
 • Pedaco de cariopse – maior do que a metade de seu tamanho original.

32. Consulte Definição n° 33.

33. • Antécio fértil (lema e pálea) – envolvendo uma cariopse, com ou sem arista.

Em *Festuca*, *Lolium*, *Festulolium*, *Vulpia* (Poaceae): Cariopse – deve ter pelo menos um terço do comprimento da pálea, medido a partir da base da ráquila.

- Cariopse
- Pedaco de cariopse – maior do que a metade de seu tamanho original.



**Obs.:** Antécio fértil – pode ou não estar acompanhado por outro antécio fértil ou por um antécio estéril, desde que nenhum deles ultrapasse o ápice do antécio fértil, excluindo-se o comprimento da arista (Figura 2.1, estruturas de 1 a 4).

**Obs.:** Quando o Método de Ventilação Uniforme for usado (consultar 2.5.4).

A unidade-semente pode ser a espigueta ou parte da espigueta com mais de um antécio.

Essas estruturas com ou sem as glumas são denominadas de Unidade-Semente Múltipla (USM) e são formadas pelas seguintes estruturas:

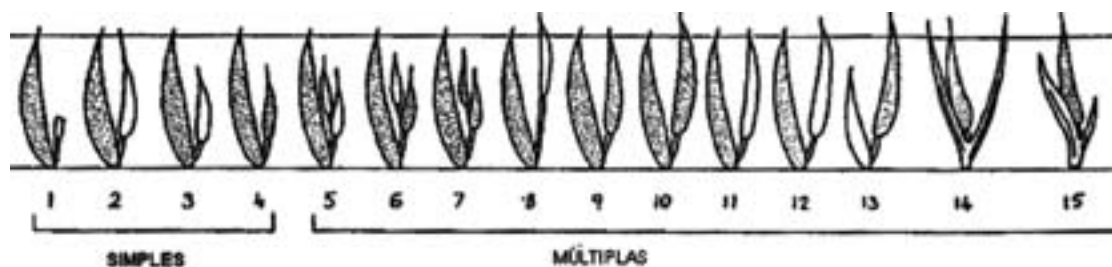
- um antécio fértil – com um antécio fértil ou um antécio estéril aderido, que se estenda até o ápice do antécio fértil ou o ultrapasse, excluindo-se o comprimento da arista (Figura 2.1, estruturas 8 a 12).
- um antécio fértil – com mais de um antécio fértil e/ou antécio estéril aderidos, de qualquer comprimento (Figura 2.1, estruturas 5 a 7).
- um antécio fértil – com antécio basal estéril aderido ou com glumas de qualquer comprimento (Figura 2.1, estruturas 13, 14 e 15).

**Obs.:** Unidade-Sementes Múltiplas (USM) devem ser deixadas intactas e devem ser incluídas na fração “Semente Pura” (consultar 2.5.3.e).

**Obs.:** Apenas para *Triticum spelta* e *T. dicoccon* (Poaceae): com ou sem o segmento da ráquis aderido.

**Obs.:** Em *Triticum spelta* e *T. dicoccon* (Poaceae): podem ser encontradas combinações de Unidade-Semente Múltiplas (USM). Estas não devem ser separadas na análise de pureza.

**Obs.:** Unidade-Semente Múltiplas (USM) de *Avena* (Poaceae), como o tipo da estrutura 13 (Figura 2.1), onde a lema do antécio basal envolve o antécio fértil interno não necessitam ser informadas como USM. Todas as outras estruturas (5 a 12 e 14 a 15) têm que ser consideradas como USM.



**FIGURA 2.1 – Classificação em Unidade-Semente Simples e Unidade-Semente Múltipla.**

(A estrutura pontilhado representa o antécio fértil e o claro representa o antécio estéril).

Fonte: ISTA, 2008.

34. • Espigueta – com glumas, antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse, com ou sem arista.
- Antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse – com ou sem arista.
- Cariopse.
- Pedaco de cariopse – maior do que a metade de seu tamanho original.

Em *Alopecurus* (Poaceae): a pálea fértil é ausente.

35. • Espigueta – com antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse, mais antécio estaminado aderido, com ou sem arista.
- Antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse – com ou sem arista.
  - Cariopse.
  - Pedaco de cariopse – maior do que a metade de seu tamanho original.

Em *Arrhenatherum* (Poaceae): Espigueta – sem glumas, mas com antécio estaminado aderido.

Em *Holcus* (Poaceae): Espigueta – com glumas, antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse, mais o antécio estaminado aderido, com ou sem arista.

### 36. Espigueta

- 36.1. • Espigueta – com glumas, antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse, mais lema estéril aderida.
- Antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse.
  - Cariopse.
  - Pedaco de cariopse – maior do que a metade de seu tamanho original.

Em *Axonopus* (Poaceae): Espigueta – com uma única gluma, antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse, mais lema estéril aderida.

Em *Echinochloa* e *Melinis* (Poaceae): Espigueta – com lema estéril aderida, com ou sem arista.

Em *Panicum* e *Digitaria* (Poaceae): Antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse.

- 36.2. • Espigueta – antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse, mais lema estéril aderida.
- Antécio fértil (lema e pálea) – envolvendo uma cariopse.
  - Cariopse.
  - Pedaco de cariopse – maior do que a metade de seu tamanho original.

37. • Espigueta – (uma fértil\* e duas estéreis) envoltas por um invólucro córneo em forma de contas.

\*Obs.: A espigueta fértil é formada pelas glumas, pelo antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse, mais a lema estéril aderida.

- Cariopse.
- Pedaco de cariopse – maior do que a metade de seu tamanho original.

38. • Espigueta – com glumas, antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse, incluindo a arista independente de seu tamanho.
- Antécio – com ou sem lema estéril, com antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse, incluindo a arista independente de seu tamanho.
  - Antécio fértil (lema e pálea) – envolvendo uma cariopse, incluindo a arista independente de seu tamanho.
  - Cariopse.
  - Pedaco de cariopse – maior do que a metade de seu tamanho original.

Obs.: Presença de aristas maiores do que o comprimento do antécio devem ser informados, de acordo com 2.7 (consultar também 2.5.3.d).

39. • Espigueta – com uma única gluma\*, antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse.

\*Obs.: Primeira gluma ausente e segunda gluma envolvendo completamente a lema e a pálea (ambas muito finas); algumas vezes a pálea é pouco desenvolvida (atrofiada ou rudimentar).

- Cariopse.
- Pedaco de cariopse – maior do que do que a metade de seu tamanho original.

40. • Cariopses.

- Pedaco de cariopse – maior do que a metade de seu tamanho original.

41. • Espigueta – com antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse, com ou sem arista, mais antécio estéril aderido.

- Antécio fértil (lema e pálea) – envolvendo uma cariopse, com ou sem arista.
- Cariopse.
- Pedaco de cariopse – maior do que a metade de seu tamanho original.

Obs.: Se o Método de Ventilação Uniforme for usado para *Poa pratensis* e *Poa trivialis* (Poaceae) (consultar 2.5.4.2)

Em *Astrebala* (Poaceae): Espigueta e Antécio fértil – com ou sem cariopse.

42. • Espigueta – com glumas envolvendo uma cariopse, com ou sem: pálea hialina ou lemas, segmento(s) do ráquis e do pedicelo(s), arista(s) e antécio(s) estéril ou fértil aderidos.

- Antécio (lema e pálea) – envolvendo ou não uma cariopse, com ou sem arista.
- Cariopse.
- Pedaco de cariopse – maior do que a metade do tamanho original.

Em *Andropogon* (Poaceae): Espigueta e Antécio – com ou sem cariopse.

Em *Bouteloua* (Poaceae): Espigueta – com um ou mais antécios estéreis, com 1-3 aristas cada.

Em *Andropogon*, *Bouteloua*, *Chloris* e *Hyparrhenia* (Poaceae): Cariopse – não há necessidade de verificar se está ou não presente.

43. • Invólucro-de-cerdas – com 1-5 espiguetas\*.

\*Obs.: Espigueta com glumas, antécio fértil (lema e pálea) envolvendo uma cariopse, mais lema estéril aderida.

- Antécio fértil (lema e pálea) – envolvendo uma cariopse.
- Cariopse.
- Pedaco de cariopse – maior do que a metade de seu tamanho original.

Em *Cenchrus* (Poaceae): Invólucro-de-cerdas – com 1-4 espiguetas; espigueta e antécio, com cariopse.

Em *Pennisetum* (Poaceae): Invólucro-de-cerdas – com 1-5 espiguetas; espigueta e antécio, com cariopse.

44. Consulte Definição n° 42.

45. Consulte Definição n°42.

46. • Glomérulo ou pedaço deste – com ou sem pedúnculo e com ou sem pedaços de folhas aderidas, a menos que seja óbvio que não contenha semente.  
 • Glomérulo – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.  
 • Pedaço de glomérulo – maior do que a metade do tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removido.

**Obs.:** Em *Beta* (Chenopodiaceae): Glomérulo – com pedaços de pedúnculo ou de folhas aderidos, maiores do que a maior dimensão do glomérulo, devem ser informados de acordo com 2.7 (consultar também 2.5.3.d).

47. • Sementes – sem ala e sem tegumento, desde que uma porção do tegumento esteja aderida.  
 • Pedaço de semente – maior do que a metade do tamanho original, sem ala e tegumento, desde que uma porção do tegumento esteja aderida.

**Obs.:** Tegumento é o tecido que forma a ala e envolve o núcleo seminífero.

Em *Pinaceae* como em *Picea* e todas as espécies de *Pinus* (exceto *Pinus palustris* e *Pinus rigida*) o tegumento não está intimamente aderido à semente. No beneficiamento o tegumento geralmente é removido, bem como a ala. Entretanto, durante a análise de pureza, se o tegumento (com ou sem ala) ainda estiver preso a alguma semente, esta deve ser considerada “semente alada” e deixada intacta. Nem o tegumento e nem a ala devem ser removidos deliberadamente. Sementes aladas (com o tegumento aderido, com ou sem ala de qualquer tamanho) devem ser pesadas e sua porcentagem deve ser informada em separado, independente da porcentagem da “Semente Pura”, de acordo com 2.5.3.c e 2.7. Após a pesagem, a semente alada e o restante da porção “Semente Pura” (não alada) devem ser recombinadas (homogeneizadas), antes de se tomarem as repetições para o teste de germinação.

48. • Semente – com ou sem ala(s) e com ou sem o tegumento que envolve o núcleo seminífero, a não ser que seja óbvio a ausência do embrião.  
 • Pedaço de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, com ou sem tegumento, a não ser que seja óbvio a ausência do embrião.
49. • Semente – com ou sem ala(s), desde que uma porção do tegumento esteja aderida ao núcleo seminífero.  
 • Pedaço de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, desde que uma porção do tegumento esteja aderida ao núcleo seminífero.
50. • Semente – desde que uma porção do tegumento esteja aderida, com ou sem arilo.  
 • Pedaço de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, desde que uma porção do tegumento esteja aderida.
51. • Semente – sem ala, com (mas as vezes sem) tegumento sobre o núcleo seminífero, desde que uma porção deste esteja aderida.  
 • Pedaço de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, sem ala, com (mas as vezes sem) tegumento sobre o núcleo seminífero, desde que uma porção deste esteja aderida.

**Obs.:** Tegumento é o tecido que forma a ala e envolve o núcleo seminífero.

Em *Pinaceae* como em *Calocedrus*, *Larix* e *Pseudotsuga*, o tegumento está fundido com as outras estruturas da semente (endosperma e embrião), raramente é removido no beneficiamento, e é impossível uma remoção completa e consistente, sem causar danos à semente. Neste caso, semente com tegumento fundido aderido deve ser considerada “Semente Pura”. Sementes aladas – por ex: quando o tegumento mais a ala ainda estão presas na semente, essas devem ser pesadas

e ser informadas em separado da porcentagem de “Semente Pura”, de acordo com 2.5.3.c e 2.7. Após a pesagem, a semente alada e o restante da porção “Semente Pura” (não alada) devem ser recombinadas (homogeneizadas) antes de se tomarem as repetições para o teste de germinação.

- 52.** • Sâmara – com ou sem ala(s).
- Pedaco de sâmara – maior do que a metade de seu tamanho original.
  - Sâmara – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de sâmara – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
- 53.** • Sâmara – com ou sem ala(s), com ou sem estiletes aderidos.
- Pedaco de sâmara – maior do que a metade de seu tamanho original.
  - Sâmara – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de sâmara – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
- 54.** • Drupa – com ou sem cálice.
- Pedaco de drupa – a não ser que seja óbvio que não contenha semente.
  - Semente – com ou sem tegumento.
  - Pedaco de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, com ou sem tegumento.
- 55.** • Drupa – contendo um único pirênio central.
- Pirênio – a não ser que seja óbvio que não contenha semente.
  - Pedaco de pirênio – maior do que a metade de seu tamanho original, a não ser que seja óbvio que não contenha semente.
  - Pirênio – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de pirênio – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
- 56.** • Pirênio – a não ser que seja óbvio que não contenha semente.
- Pedaco de pirênio – maior do que a metade de seu tamanho original, a não ser que seja óbvio que não contenha semente.
  - Pirênio – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de pirênio – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
- 57.** • Núcula – a não ser que seja óbvio que não contenha semente.
- Pedaco de núcula – maior do que a metade de seu tamanho original, a não ser que seja óbvio que não contenha semente.
  - Núcula – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de núcula – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
- 58.** • Núcula – com ou sem pêlos, a não ser que seja óbvio que não contenha semente.
- Pedaco de núcula – maior do que a metade de seu tamanho original, a não ser que seja óbvio que não contenha semente.
  - Núcula – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de núcula – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.

59. • Drupa – com ou sem perianto, a não ser que seja óbvio que não contenha semente.  
 • Pedaco de drupa – maior do que a metade de seu tamanho original, a não ser que seja óbvio que não contenha semente.  
 • Drupa – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.  
 • Pedaco de drupa – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
60. • Semente – com ou sem tegumento.  
 • Pedaco de semente – maior do que a metade de seu tamanho original, com ou sem tegumento.

**Obs.:** em muitas espécies de *Eucalyptus* (Myrtaceae) é impossível diferenciar, com segurança, entre a semente e os óvulos não fertilizados ou os que não se desenvolveram numa semente madura. Nesses casos, e também para as espécies onde se pode fazer a distinção, um procedimento simplificado pode ser adotado como descrito no Capítulo 17 – Teste de Sementes por Repetições Pesadas. Na informação dos resultados deve-se citar o método utilizado.

61. • Antécio fértil (lema e pálea) – envolvendo uma cariopse.  
 • Cariopse – com ou sem pericarpo.  
 • Pedaco de cariopse – maior do que a metade de seu tamanho original, com ou sem pericarpo.

Em *Stipa* e *Piptochaetium* (Poaceae): incluir também pedaco do antécio fértil maior do que a metade de seu tamanho original.

62. • Antécio fértil (lema e pálea) – envolvendo uma cariopse, com ou sem arista ou com ou sem segmento da ráquis, independente do seu tamanho.  
 • Pedaco de antécio fértil – contendo uma cariopse, maior do que a metade de seu tamanho original.  
 • Cariopse.  
 • Pedaco de cariopse – maior do que a metade de seu tamanho original.

**Obs.:** Antécios com arista ou segmento da ráquis maior do que o comprimento do antécio fértil, como em *Hordeum* (Poaceae), devem ser informados de acordo com item 2.7 (consultar também 2.5.3.d).

63. • Bulbilho.  
 • Pedaco de bulbilho – maior do que a metade de seu tamanho original.
64. • Semente – sem ala, com (mas as vezes sem) tegumento desde que uma porção deste esteja aderida.  
 • Pedaco de semente – maior do que a metade do tamanho original, sem ala, com (mas as vezes sem) tegumento desde que uma porção deste esteja aderida.

**Obs.:** Tegumento é o tecido que forma a ala e envolve o núcleo seminífero.

Em *Pinaceae* como nos gêneros *Abies*, *Cedrus* e *Tsuga* e nas espécies de *Pinus palustris* e *Pinus rigida*, o tegumento não está fundido com as outras estruturas da semente (endosperma e embrião), geralmente não é removido no beneficiamento, e é impossível uma remoção completa e consistente, sem causar danos à semente. Neste caso, semente com tegumento intimamente aderido deve ser considerada “Semente Pura”. Sementes aladas – por ex: quando o tegumento mais a ala ainda estão presas na semente, essas devem ser pesadas e ser informadas em separado da porcentagem de “Semente Pura”, de acordo com 2.5.3.c e 2.7. Após a pesagem, a semente alada e o restante da porção “Semente Pura” (não alada) devem ser recombinadas (homogeneizadas) antes de se tomarem as repetições para o teste de germinação.

65. • Núcula – com ou sem rostro, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
- Pedaco de núcula – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Núcula – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de núcula – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removido.
66. • Bacáceo – com ou sem rostro, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
- Pedaco de bacáceo – maior do que a metade de seu tamanho original, a menos que seja óbvio que não contenha semente.
  - Bacáceo – com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removidos.
  - Pedaco de bacáceo – maior do que a metade de seu tamanho original, com pericarpo e o tegumento da semente parcial ou inteiramente removido.

### BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Análise de pureza. In: **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/CLAV, 1992. cap.2, p.55-63.

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Categoria de semente pura. In: **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/CLAV, 1992. apêndice 1, p.255-291.

ISTA – INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. The purity analysis. In: **International rules for seed testing**. ed.2008. Bassersdorf, 2008. cap.3, p.3.1-3.37.

ISTA – INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. **Manual de definições de sementes puras**. Zürich, 1987. 108p.

ISTA – INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. **List of stabilized plant names**. 5.ed. Bassersdorf: Nomenclature Committee, 2007. 73p. Disponível em: <http://www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalistad.html>; [www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalisteo.html](http://www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalisteo.html); [www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalistpz.html](http://www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalistpz.html) acessado em 2007 e out.2008.

<http://www.ars-grin.gov/npgs/tax/taxassoc.html> consulta de nomes científicos e sinónimas acessado em 2007 e out.2008.





3

VERIFICAÇÃO DE  
OUTRAS CULTIVARES



### 3.1 OBJETIVOS

Verificar o número de sementes de outras cultivares presentes em uma amostra de trabalho, de peso igual ao da análise de pureza retirada da amostra média;

Verificar qual a porcentagem de sementes da amostra média que está de acordo com a cultivar indicada pelo remetente.

### 3.2 APLICAÇÃO

Essa análise deverá ser realizada sempre que os padrões de qualidade da espécie incluírem tolerâncias máximas para “verificação de outras cultivares por número”.

A determinação é válida para a cultivar declarada pelo remetente e quando há disponibilidade de uma amostra padrão autêntica e descritores agronômicos adequados para comparar com a amostra em exame. Se excepcionalmente uma amostra padrão não for utilizada na determinação, este fato deve ser informado na emissão dos resultados, conforme 3.6.

### 3.3 PRINCÍPIOS GERAIS

Nos testes para a Verificação de Outras Cultivares a determinação deve ser feita por especialista familiarizado com os caracteres da espécie e da cultivar atentando para o conjunto de conhecimentos e experiências encontrados na bibliografia nacional ou internacional. As características a serem comparadas podem ser de natureza morfológica, fisiológica, citológica, química e bioquímica.

A determinação é realizada, dependendo da cultivar em questão, em sementes, plântulas ou plantas desenvolvidas em laboratório, casa de vegetação, câmara de crescimento ou campo. As sementes da amostra em análise são comparadas com as sementes de uma amostra padrão e as plântulas e plantas são comparadas com plântulas ou plantas no mesmo estágio de desenvolvimento, procedentes de uma amostra padrão, semeadas simultaneamente, próximas e em idênticas condições ambientais. Excepcionalmente, dependendo da precisão do exame a comparação com uma amostra padrão não é obrigatória, como por exemplo no caso de ploidia.

No caso de cultivares que são suficientemente uniformes para uma ou mais características, como frequentemente ocorre nas espécies autógamas, é feita uma contagem do número de sementes, plântulas ou plantas que não estão em conformidade com a amostra padrão. Se a cultivar não é suficientemente uniforme (espécies alógamas) é feita uma contagem das plantas atípicas. O julgamento geral é expresso quanto à autenticidade da amostra em exame, conforme descrito em 3.6.

### 3.4 INSTALAÇÕES, EQUIPAMENTOS E ACESSÓRIOS

O laboratório deve dispor de instalações e equipamentos compatíveis com o método a ser utilizado para a condução do teste. Em geral é necessário ter:

- a) no laboratório: aparelhos e reagentes apropriados para exames morfológicos, fisiológicos, citológicos, testes químicos e de germinação de sementes, conforme os métodos a serem executados;
- b) em casa de vegetação e câmara de crescimento: condições ambientais controladas e adequadas para induzir o desenvolvimento das características a serem avaliadas;
- c) em campo: condições climáticas, edáficas e culturais para permitir o desenvolvimento normal das características a serem avaliadas, com suficiente proteção contra pragas e doenças.

### 3.5 PROCEDIMENTO

#### 3.5.1 PESO DA AMOSTRA MÉDIA

A amostra média para a verificação de outras cultivares por número usualmente é a mesma enviada para a realização dos outros testes exigidos pelo padrão em vigor. Quando forem realizados testes que exijam mais sementes (ex: testes em campo) devem ser solicitadas amostras maiores.

#### 3.5.2 EXAME DE SEMENTES NO LABORATÓRIO

##### a) Amostra de Trabalho

O tamanho da amostra de trabalho e a quantidade de subamostras dependerão do método usado e do grau de precisão exigida.

##### a.1. Para estimar o número de outras cultivares presentes na amostra de trabalho:

Obter uma amostra de peso determinado, estabelecido em regulamento do MAPA, tomada ao acaso da amostra média.

O método poderá ser realizado simultaneamente, na amostra de trabalho para análise de pureza.

##### a.2. Para estimar qual a porcentagem de sementes da amostra média que está de acordo com a cultivar nela indicada:

A amostra de trabalho deverá ter no mínimo 400 sementes tomadas ao acaso da amostra média e coletadas de acordo com as RAS (1.4).

##### b) Determinação

Para as características morfológicas, as sementes podem ser observadas por exame visual direto ou quando necessário examinadas com o auxílio de lupas e microscópios adequados. Para as características de cor, as sementes devem ser examinadas sob luz natural ou de espectro limitado, como a luz ultravioleta. Para as características químicas, as sementes devem ser tratadas com reagentes adequados e anotada a reação de cada semente.

##### b.1. Poaceae (=Gramineae)

Em *Hordeum spp.* as características mais comuns são a forma da semente, base da lema e pálea, coloração, disposição ventral de pelos, abertura da dobra central, pelos da ráquila, dentes das nervuras laterais dorsais, sulcos da lema e hirsutismo das lodículas.

Em *Avena spp.* as características mais comuns são a coloração da semente, que pode ser branca, cinza-amarelada ou preta, presença de pelos e aristas.

Em *Avena spp.* e *Hordeum spp.* a coloração da semente pode ser também verificada pela exposição à luz ultravioleta.

Em *Oryza spp.* são importantes as características da coloração das glumas, pubescência, presença de arista, formato do ombro e pigmentação do ápice.

Em *Triticum spp.* a reação das sementes a solução de fenol diluído a 1% é uma característica própria de cada cultivar. Repetições de 100 sementes são umedecidas em água destilada durante a noite, secas e colocadas em placas de Petri com papel-filtro, adicionando-se sobre elas algumas gotas da solução de fenol. A observação é feita uma hora depois. As sementes são classificadas pela intensidade da coloração, que varia do castanho pálido ao muito escuro de acordo com cada cultivar.

##### b.2. Fabaceae (=Leguminosae)

Em alguns gêneros como *Glycine*, *Lupinus* e *Pisum* as verificações das diferenças na coloração, brilho, tamanho e forma da semente, na coloração e formato do hilo, podem ser feitas por exame visual direto sob luz natural ou ultravioleta, ou sob a lupa.

Em *Pisum spp.* as características mais comuns são a coloração do tegumento que varia de cinza a marrom-avermelhada e a textura do tegumento, que pode ser lisa ou rugosa.

Em *Lupinus spp.* a presença ou ausência de alcalóide é um método de identificação. Após umedecer as sementes em água durante 24 horas, corta-se uma fina fatia de cada semente e coloca-se as fatias em um recipiente de vidro sobre uma superfície branca. Em cada fatia pinga-se de uma a duas gotas de solução de lugol. O aparecimento de um precipitado castanho-avermelhado indica a presença do alcalóide.

Em *Glycine max* o tegumento das sementes apresenta reação da enzima peroxidase, que permite a separação das cultivares em dois grupos: um com alta atividade, designada como reação positiva e outro com baixa atividade, caracterizada como reação negativa. Essa característica pode auxiliar na confirmação de eventuais dúvidas na distinção das cultivares. Retira-se o tegumento das sementes, com o auxílio de bisturi ou lâmina, com cuidado para não deixar aderido ao mesmo nenhum fragmento do eixo embrionário ou dos cotilédones. Os tegumentos são colocados individualmente em tubos de ensaio e a cada tubo adiciona-se 10 gotas de solução alcoólica de guaiacol a 0,5%. Após 10 minutos, adiciona-se se uma gota de solução aquosa de água oxigenada ( $H_2O_2$ ), formada de uma parte de  $H_2O_2$  40vv para 32 partes de água destilada. Após 60 segundos procede-se a avaliação, observando-se a formação ou não de coloração da solução e do tegumento no interior do tubo. As cultivares com alta atividade da peroxidase no tegumento produzem coloração marrom-avermelhada, designada como reação positiva. As cultivares com baixa atividade não mostram alteração quanto à coloração, caracterizando a reação negativa. Deve-se evitar o uso de recipientes plásticos, pois o guaiacol reage com eles.

### 3.5.3 EXAME DAS PLÂNTULAS NO LABORATÓRIO

#### a) Amostra de Trabalho

Para estimar a porcentagem de plântulas da amostra média que está de acordo com a cultivar indicadas pelo requerente, a amostra de trabalho deverá ter, no mínimo 400 sementes, tomadas ao acaso da amostra média e coletadas de acordo com as RAS. Para estimar o número de Outras Cultivares presentes na amostra de trabalho são tomadas ao acaso, no mínimo, 400 sementes da porção “Semente Pura”.

No caso de ploidia (*Avena spp.*, *Beta spp.*, *Lolium spp.* e *Trifolium spp.*) utilizam-se inicialmente 100 sementes, com adição de mais 100, quando a primeira determinação não for conclusiva.

#### b) Determinação

As sementes devem ser colocadas para germinar em repetições de, no máximo 100 sementes, em substrato apropriado. Quando as plântulas atingirem um estágio de desenvolvimento que permita a observação de suas características, as mesmas devem ser examinadas no todo ou em partes.

Para a determinação de ploidia, a extremidade da raiz ou outro tecido é cortado e preparado para exame microscópico.

##### b.1. Poaceae

Algumas cultivares podem ser identificadas pela coloração dos seus coleóptilos.

As sementes são colocadas para germinar sobre papel, como descrito no Capítulo 5, na presença de luz e com manutenção da umidade. A coloração do coleóptilo pode variar de verde a violeta e pode ser observada quando as plântulas atingirem estágio de desenvolvimento adequado. A coloração pode ser intensificada umedecendo-se o papel com solução de NaCl ou HCl a 1%, ou submetendo-se as plântulas à luz ultravioleta por 1-2 horas antes do exame.

##### b.2. Fabaceae

Para auxiliar a identificação de cultivares de soja (*Glycine max*) pode-se usar o teste de hipocótilo, que é baseado no pigmento antocianina presente no hipocótilo das plântulas, que pode ser púrpura ou verde. As sementes são colocadas para germinar em areia ou

solo umedecido. A avaliação deve ser feita de 5-10 dias após a semeadura, observando-se a coloração do hipocótilo da plântula. A antocianina é um pigmento cuja intensidade varia muito, sendo maior na presença de raios solares, no entanto, essa coloração desenvolve-se bem em condições de laboratório. Para que a coloração se torne evidente, é necessário que as plântulas permaneçam sob iluminação adequada, luz natural ou lâmpadas fluorescentes (luz fria), desde o início da emergência e que ocorra, concomitantemente, uma ligeira deficiência hídrica no substrato, nos últimos dias.

### **b.3. *Beta* spp.**

Algumas cultivares de beterraba e acelga podem ser distinguidas pela coloração das plântulas, as quais podem ser brancas, amarelas, vermelho-claras ou vermelhas. Semear as sementes em areia umedecida, colocadas sob luz fraca e à temperatura ambiente. Após sete dias, examina-se a coloração do hipocótilo das plântulas. Para beterraba-açucareira e beterraba-forrageira-branca, a proporção de plântulas de coloração branca e vermelho-clara dá indicações da cultivar.

### **b.4. *Brassica* spp.**

Em nabo e nabo-forrageiro, as cultivares carnosas brancas podem ser distinguidas das carnosas amarelas pela coloração dos cotilédones, que são coloração verde-limão para as brancas e laranja para as amarelas. As sementes são colocadas para germinar à temperatura de 20-30°C, com ausência de luz. Após cinco dias, transfere-se os cotilédones para placas de Petri contendo álcool (85-96°), colocando-as sobre uma superfície branca. Após quatro horas, verifica-se a coloração.

## **3.5.4 EXAME DE PLANTAS EM CASA DE VEGETAÇÃO OU CÂMARA DE CRESCIMENTO**

### **a) Amostra de Trabalho**

É constituída por um número de sementes suficiente para produzir, no mínimo, 100 plantas, mas este número pode ser reduzido no caso de espécies rasteiras ou trepadeiras. As sementes devem ser tomadas ao acaso da amostra média quando for para verificar a autenticidade da cultivar nela indicada e da porção “Semente Pura”, no caso de se verificar a presença de Outras Cultivares.

### **b) Determinação**

As sementes devem ser distribuídas em substratos apropriados e mantidas em condições ambientais necessárias ao desenvolvimento das características a serem examinadas. Quando as plantas tiverem atingido um estágio de desenvolvimento adequado, as características específicas devem ser observadas em cada planta e anotadas.

## **3.5.5 EXAME DE PLANTAS EM CAMPO**

### **a) Amostra de Trabalho**

As sementes devem ser tomadas ao acaso da amostra média quando for para verificar a autenticidade da cultivar nela indicada e da porção “Semente Pura”, no caso de verificar a presença de Outras Cultivares. As sementes da amostra média deverão ser semeadas (totalmente ou em parte) logo após o seu recebimento. No caso da verificação de Outras Cultivares, semear toda a porção retirada da “Semente Pura”.

### **b) Determinação**

As sementes de cada amostra devem ser semeadas, no mínimo, em duas repetições localizadas em campos diferentes ou locais diferentes dentro do mesmo campo. As parcelas deverão ser de tamanho adequado para permitir a comparação das características de interesse com a amostra padrão ou descritores

agronômicos. Se a semeadura for em local definitivo, deve ser feito preferencialmente em linha e mecanicamente, se possível.

A densidade de semeadura deve ser ajustada para produzir, aproximadamente, o mesmo número de plantas no teste e nas parcelas de controle. O transplante e o desbaste são possíveis fontes de erro, no entanto, quando absolutamente necessário, são permitidos.

Na semeadura mecânica, deve-se tomar o máximo cuidado para que não permaneçam sementes de outras amostras na semeadora. Durante todo o período de crescimento ou em período especificado para cada espécie devem ser feitas observações e anotadas todas as variações em relação à amostra padrão. Plantas reconhecidamente pertencentes a outra cultivar, espécies aberrantes (aveias fatuóides e trigo espelta) devem ser contadas e anotadas. Quando possível, deve-se fazer uma contagem ou uma estimativa do número de plantas nas parcelas, preferencialmente na mesma época em que as plantas são examinadas.

### b.1. Cereais, Leguminosas e Oleaginosas

As sementes de cada amostra devem ser semeadas em parcelas com um número adequado de linhas, distanciadas de 20-25cm para cereais e linho e de 40-50cm para as outras espécies. Em cada linha, os números ideais de plantas por metro, para as espécies listadas são os seguintes:

<b>Espécies</b>	<b>Número de Plantas</b>
Cereais	60
<i>Linum spp.</i>	100
<i>Brassica spp.</i>	30
<i>Vicia faba</i>	10
<i>Vicia spp.</i>	30
<i>Papaver spp.</i>	50
<i>Pisum spp.</i>	30
<i>Lupinus spp.</i>	30
<i>Glycine spp.</i>	30

Embora seja possível distinguir diferentes cultivares em plantas jovens de muitas espécies, é no início da floração ou na formação das sementes (cereais) que a maioria das diferenças entre plantas de cultivares distintas se tornam mais evidentes; conseqüentemente é durante esses períodos que cada planta deve ser examinada individualmente.

Em algumas espécies, a mistura de outras cultivares pode ser determinada previamente por métodos de laboratório. Tais misturas devem ser removidas e anotadas antes de semear a amostra.

### b.2. Forrageiras

São recomendadas linhas de aproximadamente 15m de comprimento espaçadas de 30-45cm. Quando há necessidade de avaliar plantas isoladas para distinguir duas ou mais cultivares, um espaçamento adequado entre plantas deve ser usado. Plantas isoladas podem ser obtidas por semeadura em laboratório ou casa de vegetação, com posterior transplante para as parcelas em campo. Outra opção para se obter plantas isoladas é a semeadura direta, quando as condições são favoráveis e, neste caso, as plantas são desbastadas para plantas isoladas. A distância entre plantas deve ser de no mínimo 60cm em ambas as direções. Para comparação, plantas individuais da amostra padrão devem ser transplantadas. O número de plantas dependerá das repetições e do delineamento estatístico a ser usado.

As diferenças entre as cultivares tornam-se visíveis durante todo o período de crescimento das plantas. No entanto, as épocas ideais de avaliação das plantas vão do início da floração (trevo) ou da formação das sementes (gramíneas) ao final do crescimento. As plantas necessitam ser inspecionadas várias vezes durante este período.

**b.3. Culturas produtoras de raízes tuberosas e outras culturas semeadas em linhas**

Cada parcela consistirá de duas ou mais linhas para comportar, no mínimo, 400 plantas para exame. Deve-se examinar as plantas durante todo o período de desenvolvimento; contudo, no caso de culturas para produção de raízes, o exame principal deve ser realizado após o completo crescimento, quando as raízes são desenterradas e deixadas nas linhas, pois é nesta ocasião que as diferenças de formato e de coloração podem ser claramente observadas.

**3.6 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS****3.6.1 EXAME DE SEMENTES NO LABORATÓRIO**

Na determinação de sementes, o resultado é expresso em número de sementes de outras cultivares observadas no material em exame. O material examinado será indicado pelo peso (g).

**3.6.2. EXAME DE PLÂNTULAS NO LABORATÓRIO**

Na determinação de plântulas, os resultados são expressos em porcentagem com base no número de plântulas normais examinadas (como definidas no Capítulo 5).

**3.6.3 EXAME DE PLANTAS EM CASA DE VEGETAÇÃO OU CÂMARA DE CRESCIMENTO**

O número de plantas examinadas deve ser anotado. O resultado deve ser expresso pela porcentagem de plantas não conformes com a amostra padrão e/ou descritores.

**3.6.4. EXAME DE PLANTAS EM CAMPO**

Sempre que possível, o número de plantas de outras cultivares não conformes com a amostra padrão e/ou descritores deve ser transformado em porcentagem com base no número de plantas examinadas.

No caso de plantas forrageiras e espécies similares, quando semeadas a lanço, como é difícil saber o número total de plantas examinadas por parcela, o resultado pode ser expresso pelo número de plantas não conformes produzidas com base no peso das sementes semeadas.

Cultivares de espécies alógamas tais como centeio, culturas produtoras de raízes tuberosas, forrageiras e outras, algumas vezes podem apresentar variabilidade gradativa de características que dificultam defini-las seguramente como atípicas; em tais casos, o cálculo de porcentagem de plantas de outras cultivares deve ser complementado por comentário apropriado sobre a conformidade da amostra em exame com a amostra padrão e descritores agronômicos.

**BIBLIOGRAFIA CONSULTADA**

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Verificação de espécies e cultivares. In: **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/CLAV, 1992. cap.5, p.65-73.

ISTA—INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. Species and variety testing. In: **International rules for seed testing**. ed.2008. Bassersdorf, 2008. cap.8, p.8.1-8.32.





# 4

## DETERMINAÇÃO DE OUTRAS SEMENTES POR NÚMERO



#### 4.1 OBJETIVO

Estimar o número de sementes (inclusive bulbilhos e tubérculos) de outras espécies presentes na amostra de trabalho.

#### 4.2 DEFINIÇÕES

- **Outras sementes (cultivadas, silvestres e nocivas)** — são sementes de outras espécies que não aquela da amostra em exame;
- **Semente cultivada** — é aquela reconhecida como de interesse agrícola e cuja presença junto às sementes comerciais é individual ou globalmente limitada, conforme normas e padrões estabelecidos;
- **Semente silvestre** — é aquela reconhecida como invasora e cuja presença junto às sementes comerciais é globalmente limitada, conforme normas e padrões estabelecidos;
- **Semente nociva** — semente de espécie que, por ser de difícil erradicação no campo ou de remoção no beneficiamento, é prejudicial à cultura ou a seu produto, sendo relacionada e limitada conforme normas e padrões estabelecidos;
- **Semente nociva proibida** — semente de espécie cuja presença não é permitida junto às sementes do lote, conforme normas e padrões estabelecidos;
- **Semente nociva tolerada** — semente de espécie cuja presença junto às sementes da amostra é permitida dentro de limites máximos, específicos e globais, fixados em normas e padrões estabelecidos.
- **Teste completo:** é aquele no qual o exame é realizado no peso total da amostra de trabalho para todas as espécies presentes.
- **Teste limitado:** é aquele no qual o exame é realizado no peso total da amostra de trabalho para determinada(s) espécie(s).
- **Teste reduzido:** é aquele no qual o exame é realizado somente em uma parte da amostra de trabalho.
- **Teste reduzido-limitado:** é aquele no qual o exame é realizado somente em uma parte da amostra de trabalho e para apenas determinada(s) espécie(s).

#### 4.3 PRINCÍPIOS GERAIS

A determinação é realizada por identificação e contagem das outras espécies, sendo expressa em número de sementes encontradas no peso da amostra de trabalho. Quando as sementes encontradas não puderem ser identificadas em nível de espécie, é permitido relatar apenas o nome do gênero ou então o nome da família botânica.

#### 4.4 EQUIPAMENTOS E MATERIAIS DE REFERÊNCIA

É obrigatório dispor de microscópio estereoscópico, de coleção de sementes (de preferência certificada por especialista) e de literatura especializada para a identificação de sementes.

Peneiras, sopradores, descascadores de sementes e outros equipamentos podem ser usados para auxiliar a análise.

#### 4.5 PROCEDIMENTO

##### 4.5.1 AMOSTRA DE TRABALHO

O tamanho da amostra de trabalho deverá seguir o estabelecido no Quadro 1.2 (coluna “Outras Sementes por Número”) ou conter no mínimo 25.000 sementes para espécies não contempladas neste Quadro.

#### 4.5.2 DETERMINAÇÃO

A amostra de trabalho é avaliada para determinar as outras sementes. A determinação de outras sementes pode ser executada usando-se o peso da amostra para a análise de pureza mais o peso de uma amostra complementar, que permita atingir o peso mínimo exigido para a determinação de outras sementes por número indicado no Quadro 1.2, podendo ser um pouco maior do que esse mínimo, até um limite de 3% da amostra de trabalho ou em um peso reduzido, para categorias específicas de sementes, conforme estabelecido nos padrões.

Para identificar as sementes de arroz-vermelho entre as sementes de arroz comum há a necessidade do descascamento. Para tanto, após a análise de pureza e retirada de Sementes Puras para o teste de germinação, complementar a amostra com a quantidade necessária estabelecida no Quadro 1.2 para a Determinação de Outras Sementes por Número. Depois essa amostra é passada pelo descascador de arroz para verificar a presença e quantificar as sementes de arroz-vermelho.

Com relação à classificação como outras sementes ou material inerte (2.2.3), são utilizadas as mesmas características da Definição de Semente Pura (2.2.1 e 2.8).

#### 4.6 CÁLCULOS E COMPARAÇÃO DE RESULTADOS

O resultado desta determinação deve ser expresso em número de sementes de cada espécie encontrada na quantidade examinada (peso da amostra). Quando se trabalhar com uma amostra complementar, somar o número de sementes encontradas nesta amostra ao número de sementes encontradas na análise de pureza.

A comparação entre os resultados de duas determinações deverá ser feita conforme as instruções do Capítulo 18 (Tolerâncias), usando-se a Tabela 18.6, quando se tratar de duas amostras de trabalho provenientes da mesma ou de diferentes amostras médias e Tabela 18.8 para comparação de resultados de duas amostras de trabalho obtidas de diferentes amostras médias do mesmo lote, quando o resultado da segunda análise for maior do que o resultado da primeira análise, realizada no mesmo laboratório ou em diferentes laboratórios.

As duas amostras comparadas devem ter aproximadamente o mesmo peso.

#### 4.7 INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS

O número e nome botânico das espécies encontradas, pelo peso da amostra examinada, devem ser informados no Boletim de Análise de Sementes. Os nomes científicos das espécies devem estar de acordo com o Quadro 1.2 ou com a Lista de Nomes de Plantas Estabilizados atualmente em vigor e publicada pela ISTA ou pelo MAPA.

Quando as sementes encontradas não puderem ser identificadas em nível de espécie, é permitido relatar apenas o nome do gênero ou então o nome da família botânica.

#### BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Exame de sementes nocivas. In: **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/ CLAV, 1992. cap.4, p.75-78.

BRASIL. Decreto nº5.153, de 23 de julho de 2004 (aprova Regulamento da Lei nº 10.711, de 5 de agosto de 2003). **Diário Oficial da União**: Brasília, 26 de julho de 2004. seção 1, p.6-18.

ISTA — INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. **International rules for seed testing**. ed.2007. Bassersdorf, 2007. cap.4, p.4.1-4.3.

ISTA — INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. Determination of other seeds by number. In: **International rules for seed testing**. ed.2008. Bassersdorf, 2008. cap.4, p.4.1-4.3.



5

TESTE DE  
GERMINAÇÃO



## 5.1 OBJETIVO

Determinar o potencial máximo de germinação de um lote de sementes, o qual pode ser usado para comparar a qualidade de diferentes lotes e também estimar o valor para semeadura em campo.

A realização deste teste em condições de campo não é geralmente satisfatória, pois, dada a variação das condições ambientais, os resultados nem sempre podem ser fielmente reproduzidos.

Métodos de análise em laboratório, efetuados em condições controladas, de alguns ou de todos os fatores externos, têm sido estudados e desenvolvidos de maneira a permitir uma germinação mais regular, rápida e completa das amostras de sementes de uma determinada espécie. Estas condições, consideradas ótimas, são padronizadas para que os resultados dos testes de germinação possam ser reproduzidos e comparados, dentro de limites tolerados pelas RAS.

## 5.2 DEFINIÇÕES

### 5.2.1 GERMINAÇÃO

Germinação de sementes em teste de laboratório é a emergência e desenvolvimento das estruturas essenciais do embrião, demonstrando sua aptidão para produzir uma planta normal sob condições favoráveis de campo.

### 5.2.2 PORCENTAGEM DE GERMINAÇÃO

Nos testes de laboratório a porcentagem de germinação de sementes corresponde à proporção do número de sementes que produziu plântulas classificadas como normais, em condições e períodos especificados no Quadro 5.1.

### 5.2.3 ESTRUTURAS ESSENCIAIS

Para que uma plântula possa continuar seu desenvolvimento até tornar-se uma planta normal deve apresentar as seguintes estruturas essenciais: sistema radicular (raiz primária e em certos gêneros raízes seminais), parte aérea (hipocótilo, epicótilo, mesocótilo (**Poaceae**), gemas terminais, cotilédones (um ou mais) e coleóptilo em **Poaceae**).

### 5.2.4 PLÂNTULAS NORMAIS

Plântulas normais são aquelas que mostram potencial para continuar seu desenvolvimento e dar origem a plantas normais, quando desenvolvidas sob condições favoráveis. Para serem classificadas como normais, as plântulas devem estar de acordo com uma das seguintes categorias:

#### a) Plântulas Intactas

Plântulas com todas as suas estruturas essenciais bem desenvolvidas, completas, proporcionais e saudáveis. Uma plântula intacta, dependendo da espécie que está sendo testada, mostra uma combinação específica de algumas das seguintes estruturas essenciais:

- Sistema radicular bem desenvolvido, formado por:
  - ✓ raiz primária longa e delgada geralmente revestida por numerosos pelos absorventes e terminando numa extremidade afilada;
  - ✓ raízes secundárias produzidas dentro do período de duração do teste;
  - ✓ mais de uma raiz seminal em vez de uma raiz primária, em certos gêneros como *Avena*, *Cyclamen*, *Hordeum*, *Secale*, *Triticum* e *Triticosecale*;

- Parte aérea bem desenvolvida e formada por:
  - ✓ hipocótilo reto, geralmente delgado e alongado, nas plântulas de germinação epígea;
  - ✓ epicótilo bem desenvolvido, nas plântulas de germinação hipógea;
  - ✓ hipocótilo e epicótilo, ambos alongados, em alguns gêneros com germinação epígea;
  - ✓ mesocótilo alongado, em certos gêneros de **Poaceae**;
- Número específico de cotilédones:
  - ✓ um cotilédone em monocotiledôneas ou, excepcionalmente, também em dicotiledôneas (pode ser verde e foliáceo ou modificado, permanecendo total ou parcialmente no interior da semente);
  - ✓ dois cotilédones em dicotiledôneas. Em plântulas com germinação epígea, eles geralmente são verdes e foliáceos, com tamanho e forma variando com a espécie em análise;
  - ✓ número variável de cotilédones (2–18) em Coníferas, onde são geralmente verdes, longos e estreitos;
- Folhas primárias verdes e em expansão:
  - ✓ uma folha primária, algumas vezes precedida por folhas escamiformes (catáfilos), em plântulas com folhas alternadas;
  - ✓ duas folhas primárias, em plântulas com folhas opostas;
- Gema apical:
  - ✓ uma, no ápice da parte aérea, cujo desenvolvimento varia com a espécie em análise;
- Coleóptilo:
  - ✓ um, reto e bem desenvolvido, em **Poaceae**, com uma folha verde, a plúmula, que se estende até o ápice ou, eventualmente, emergindo através dele;
- Plântulas de espécies arbóreas com germinação epígea:
  - ✓ quando a raiz primária e o hipocótilo juntos excedem em quatro vezes o comprimento da semente, desde que todas as estruturas envolvidas estejam intactas.

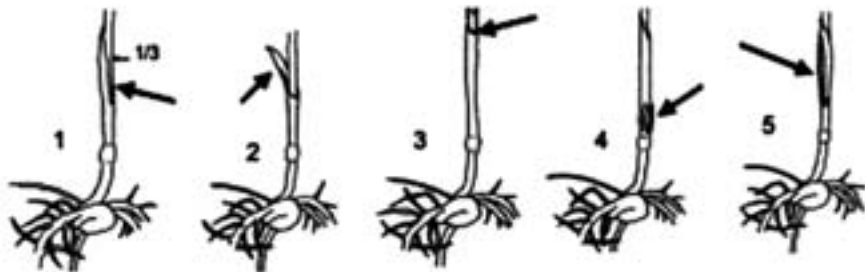
#### b) Plântulas com Pequenos Defeitos

Plântulas apresentando pequenos defeitos em suas estruturas essenciais, desde que mostrem um desenvolvimento satisfatório e equilibrado, quando comparadas com uma plântula intacta do mesmo teste. São considerados pequenos defeitos:

- Sistema radicular:
  - ✓ raiz primária com dano limitado ou com pequeno retardamento no crescimento;
  - ✓ raiz primária deficiente, mas com raízes secundárias suficientemente bem desenvolvidas, como em certos gêneros de **Fabaceae**, especialmente em sementes grandes como em *Phaseolus*, *Pisum* e *Vicia*; em **Poaceae** como em *Zea*; em todos os gêneros de **Cucurbitaceae**, como em *Cucumis*, *Cucurbita*, *Citrullus*; em **Malvaceae**, como em *Gossypium*. Para uma lista mais completa veja “Handbook for Seedling Evaluation” da ISTA.
  - ✓ apenas uma raiz seminal forte em *Avena*, *Hordeum*, *Secale*, *Triticum* e *Triticosecale* e duas em *Cyclamen*.

- Parte aérea:
  - ✓ hipocótilo, epicótilo ou mesocótilo com danos limitados (pequenas lesões que não atinjam os tecidos condutores);
  - ✓ cotilédones com danos limitados (se metade ou mais da área total do tecido ainda funcionar normalmente, regra dos 50%, e se não houver evidência de dano ou deterioração do ápice da parte aérea ou dos tecidos adjacentes);
  - ✓ somente um cotilédone normal, em dicotiledôneas (se não houver evidência de dano ou deterioração do ápice da parte aérea ou dos tecidos adjacentes);
  - ✓ três cotilédones ao invés de dois, desde que atenda a regra dos 50%;
  - ✓ folhas primárias com danos limitados, se a metade ou mais da área total do tecido ainda funcionar normalmente, regra dos 50%;
  - ✓ somente uma folha primária normal (por ex.: *Phaseolus*) se não houver evidência de dano ou deterioração da gema apical;
  - ✓ folhas primárias em *Phaseolus* que estão completamente formadas, mas com tamanho reduzido, desde que sejam maiores do que um quarto do tamanho normal;
  - ✓ três folhas primárias ao invés de duas (por ex.: *Phaseolus*), desde que atendam a regra dos 50%;
  - ✓ coleóptilo com danos limitados;
  - ✓ coleóptilo com uma fenda que se estende do ápice à base, no entanto não maior do que um terço do comprimento total (para *Zea mays*: plântulas com defeitos no coleóptilo, como descrito na Figura 5.1a, devem ser classificadas como normais, se a primeira folha estiver intacta ou com pequenos defeitos como na Figura 5.1b);
  - ✓ coleóptilo com leve torção ou formando um laço, porque está preso sob a lema e a pálea ou pericarpo do fruto;
  - ✓ coleóptilo com uma folha verde (plúmula) que não se estende do interior até o ápice, mas alcança pelo menos a metade do comprimento total.

Avaliação do coleóptilo em *Zea mays* (Figura 5.1a e 5.1b).



1 - Fendido por mais de 1/3 a partir do ápice; 2 - Coleóptilo fortemente curvado;  
3 - Ápice do coleóptilo ausente; 4 - Fendida a partir da base; 5 - Fendida na parte posterior

FIGURA 5.1a — Plântulas normais de *Zea mays* com pequenos defeitos.



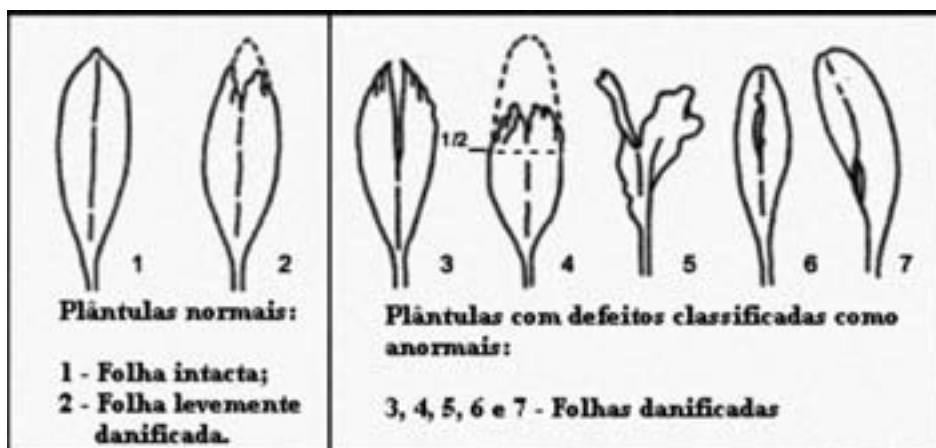


FIGURA 5.1b — Folha primária íntegra, levemente danificada e danificadas, para avaliação de plântulas com defeitos no coleóptilo.

**Observação:**

Em substrato areia, as plântulas apresentadas na Figura 5.1a são consideradas normais se a primeira folha estiver íntegra ou levemente danificada, conforme ilustrações 1 e 2 da Figura 5.1b. São consideradas anormais se a primeira folha estiver danificada conforme ilustrações de 3 a 7 da Figura 5.1b, desde que o teste permita essa avaliação.

**c) Plântulas com Infecção Secundária**

Plântulas que estão seriamente deterioradas devido a presença de fungos ou bactérias, são classificadas como normais, se ficar evidente que a própria semente não é a fonte da infecção e se possa verificar que todas as estruturas essenciais estão presentes.

**5.2.5 PLÂNTULAS ANORMAIS**

Plântulas anormais são aquelas que não mostram potencial para continuar seu desenvolvimento e dar origem a plantas normais, mesmo crescendo em condições favoráveis. As seguintes plântulas são classificadas como anormais:

**a) Plântulas Danificadas**

Plântulas com qualquer uma das suas estruturas essenciais ausentes ou tão danificadas que não possa ocorrer desenvolvimento proporcional.

**b) Plântulas Deformadas**

Plântulas com desenvolvimento fraco, ou com distúrbios fisiológicos, ou com estruturas essenciais deformadas, ou desproporcionais.

**c) Plântulas Deterioradas**

Plântulas com qualquer uma de suas estruturas essenciais muito infectadas ou muito deterioradas, como resultado de uma infecção primária (da própria semente), que comprometa o seu desenvolvimento normal.

Classifica-se ainda como plântula anormal, quando ela apresenta um ou mais dos seguintes defeitos:

- Sistema radicular
  - Raiz primária:**
    - ✓ atrofiada
    - ✓ curta e grossa
    - ✓ desproporcional em relação as outras estruturas da plântula
    - ✓ ausente
    - ✓ quebrada
    - ✓ fendida a partir da ponta
    - ✓ com estrangulamento
    - ✓ fina e fraca
    - ✓ retorcida
    - ✓ presa dentro do tegumento da semente
    - ✓ com geotropismo negativo
    - ✓ hialina
    - ✓ deteriorada devido a uma infecção primária
  - Raízes seminais:**
    - ✓ apenas uma raiz seminal fraca ou ausente

**Observação:**

Raízes secundárias ou seminais que apresentam um ou mais dos defeitos citados são anormais e não podem substituir uma raiz primária anormal em casos onde a presença de várias raízes secundárias (por ex. *Cucumis*), ou pelo menos uma raiz seminal forte (por ex. *Triticum*), ou duas seminais fortes (por ex. *Cyclamen*), possibilitam a classificação da plântula como normal.

- Parte aérea
  - Hipocótilo, epicótilo e mesocótilo:**
    - ✓ curto e grosso, exceto em *Cyclamen*
    - ✓ não formando um tubérculo, como em *Cyclamen*
    - ✓ com rachadura profunda ou quebrado
    - ✓ com fenda que atravessa a estrutura, atingindo os tecidos condutores
    - ✓ ausente
    - ✓ com estrangulamento
    - ✓ torção completa ao longo de todo o comprimento da estrutura
    - ✓ curvado
    - ✓ retorcido
    - ✓ formando um laço ou espiral
    - ✓ hialino
    - ✓ deteriorados devido a uma infecção primária
  - Cotilédones (aplicar a regra dos 50%):**
    - ✓ inchados ou enrolados
    - ✓ deformados
    - ✓ quebrados
    - ✓ separados da plântula ou ausentes
    - ✓ descoloridos
    - ✓ necrosados
    - ✓ hialinos

- ✓ deteriorados devido a uma infecção primária

**Observação:**

Danos ou deterioração dos cotilédones no ponto de união com o eixo embrionário, no ápice da parte aérea ou nos tecidos adjacentes classificam a plântula como anormal, independente da regra dos 50%.

⇒ Defeitos específicos para o cotilédone de *Allium*:

- ✓ curto e grosso
- ✓ com estrangulamento
- ✓ curvado
- ✓ formando um laço ou espiral
- ✓ sem joelho definido
- ✓ retorcido

**Folhas primárias** (aplicar a Regra dos 50%):

- ✓ deformadas
- ✓ danificadas
- ✓ ausentes
- ✓ descoloridas
- ✓ necrosadas
- ✓ de formato normal, porém menor que  $\frac{1}{4}$  do tamanho normal
- ✓ deterioradas devido a uma infecção primária

**Gema apical e tecidos adjacentes:**

- ✓ deformados
- ✓ danificados
- ✓ ausentes
- ✓ deteriorados, devido a uma infecção primária

**Observação:**

Se a gema apical é defeituosa ou ausente, a plântula é anormal mesmo que uma ou duas gemas axilares (por ex.: *Phaseolus*) ou brotos axilares (por ex.: *Pisum*) tenham se desenvolvido.

**Coleóptilo** (em monocotiledôneas):

- ✓ curto, grosso ou deformado
- ✓ quebrado
- ✓ ausente
- ✓ com ápice danificado ou ausente
- ✓ curvado ou formando um laço
- ✓ formando uma espiral
- ✓ retorcido
- ✓ fendido por mais de um terço do comprimento a partir do ápice
- ✓ fendido na base do coleóptilo por onde frequentemente emerge a plúmula
- ✓ deteriorado devido a uma infecção primária

**Plúmula** (em monocotiledôneas):

- ✓ estendendo-se por menos da metade do comprimento do coleóptilo

- ✓ ausente
- ✓ retalhada em tiras ou deformada
- ✓ emergindo de uma fenda na base do coleóptilo
- ✓ amarelada ou hialina
- ✓ deteriorada devido a uma infecção primária

⇒ Coleóptilo e plúmula somente para *Zea mays*:

- Se a primeira folha tiver emergido em tempo de avaliação, a plântula é anormal se o coleóptilo apresentar algum dos seguintes defeitos juntamente com danos na primeira folha, como mostra as Figuras 5.1a e 5.1b.
    - ✓ fendido por mais de um terço do comprimento a partir do ápice
    - ✓ fortemente curvado
    - ✓ com o ápice danificado ou ausente
    - ✓ fendido em qualquer região abaixo do ápice
  - Se a primeira folha não tiver emergido em tempo de avaliação:
    - ✓ ápice do coleóptilo danificado ou ausente
    - ✓ coleóptilo fendido por mais de um terço do comprimento a partir do ápice
  - Se a folha se projetar abaixo do ápice do coleóptilo
- Plântula como um todo
    - ✓ deformada
    - ✓ quebrada
    - ✓ cotilédones emergindo antes da raiz
    - ✓ duas plântulas fundidas
    - ✓ endosperma anelar persistente
    - ✓ branca ou amarela
    - ✓ retorcida
    - ✓ hialina
    - ✓ deteriorada devido a uma infecção primária

## 5.2.6 UNIDADE-SEMENTES MÚLTIPLAS

Sementes de diversas espécies podem produzir mais de uma plântula, nos testes de germinação, como:

- a) Unidades contendo mais de uma semente verdadeira (por ex.: unidades-sementes múltiplas em *Dactylis*, *Festuca*, <sup>2</sup>*Festulolium* e *Lolium*; em esquizocarpos não separados de **Apiaceae** (=Umbelliferae); em glomérulos de *Beta vulgaris*; em nukulânios de espinafre-da-Nova-Zelândia (*Tetragonia tetragonoides*) e em frutos de *Tectona grandis*).
- b) Semente verdadeira contendo mais que um embrião, como no caso de espécies poliembriônicas ou, excepcionalmente, em outras espécies com embriões gêmeos, sendo que nestas, frequentemente, uma das plântulas é fraca ou retorcida mas, ocasionalmente, ambas são de tamanho aproximadamente normal;
- c) Embriões unidos: ocasionalmente duas plântulas que estão fundidas são oriundas da mesma semente.

Nesses casos, quando uma unidade-semente produz mais de uma plântula normal, somente uma é contada para a determinação da porcentagem de germinação. A identidade das plântulas provenientes de uma mesma “Unidade-Semente Múltipla”, deve ser mantida por meio de contagens e remoções periódicas das mesmas, antes que elas se separem ou, por meio de um dispositivo qualquer, como papel plissado, que possibilita manter as “Unidades-Sementes Múltiplas” separadas durante todo o teste. Quando solicitado, pode ser também determinado o número de plântulas normais produzidas por cem sementes ou, o número de sementes que tenham produzido uma, duas ou mais plântulas normais.

### 5.2.7 SEMENTES NÃO GERMINADAS

#### a) Sementes Duras

São as sementes que permanecem sem absorver água por um período mais longo que o normal e se apresentam, portanto, no final do teste com aspecto de sementes recém colocadas no substrato, isto é, não intumescidas. Relativamente comum em determinadas espécies, principalmente em **Fabaceae** e **Malvaceae**, mas também podem ocorrer em outras famílias. Este fenômeno é motivado pela impermeabilidade do tegumento das sementes à água, sendo, portanto, um tipo de dormência.

Ao se verificar a presença de sementes duras no final do teste de germinação elas deverão permanecer no substrato por um período adicional de até sete dias juntamente com aquelas que, nessa ocasião, ainda se encontram intumescidas ou em estado inicial de germinação. As plântulas normais encontradas no fim do período adicional serão incluídas na porcentagem de germinação, e as sementes que permanecerem duras serão informadas em local apropriado.

Quando se verificar a presença de sementes duras, o laboratório poderá usar um dos pré-tratamentos específicos para superar a dureza das sementes da espécie, descritos em 5.7 e recomendadas no Quadro 5.1. Neste caso, o laboratório conduz um novo teste com sementes retiradas da fração “Semente Pura”. No Boletim de Análise de Sementes será informado o maior resultado dos dois testes de germinação.

#### b) Sementes Dormentes

São as sementes que embora viáveis não germinam, mesmo quando colocadas nas condições especificadas para a espécie em teste. Algumas dessas sementes são capazes de absorver água e intumescer, mas não germinam nem apodrecem até o final do teste.

Nem todas as sementes classificadas como dormentes ao final do teste de germinação são viáveis, podendo haver entre elas sementes mortas. A viabilidade das sementes classificadas como dormentes pode ser verificada pelo teste de tetrazólio.

Como são várias as causas que determinam a dormência, são também vários os métodos empregados nos laboratórios, para provocar a germinação dessas sementes. Os métodos mais conhecidos acham-se descritos em 5.7 e recomendados no Quadro 5.1.

#### c) Sementes Mortas

São as sementes que no final do teste não germinam, não estão duras, nem dormentes, e geralmente, apresentam-se amolecidas, atacadas por microorganismos e não apresentam nenhum sinal de início de germinação.

#### d) Outras Categorias de Sementes não Germinadas (só é realizado quando solicitado)

Em algumas circunstâncias, sementes não germinadas podem ser classificadas como:

##### **Sementes vazias**

São as sementes que estão completamente vazias ou contêm apenas algum tecido residual.

##### **Sementes sem embrião**

São as sementes que contêm embrião em formação ou tecido gametofítico nas quais não existe, aparentemente, a cavidade embrionária ou o embrião.

##### **Sementes danificadas por insetos**

São as sementes que contêm larvas ou mostram evidências de ataque de insetos afetando a sua capacidade germinativa.

## 5.3 MATERIAIS

### 5.3.1 SUBSTRATO PAPEL

Os tipos de papel comumente utilizados como substrato são o mata-borrão, o papel toalha e o de filtro.

#### a) Especificações Gerais

- Composição - deve ser de fibra de madeira, de algodão ou de outra celulose vegetal purificada.
- Capacidade de retenção de água - o papel deve ter a capacidade de reter água suficiente de forma a assegurar o suprimento de umidade para as sementes;
- Estrutura - o papel deve ter uma estrutura aberta e porosa, e ser isento de detritos ou impurezas que possam afetar as análises;
- Pureza microbiológica - todo papel deve ser isento de fungos e bactérias que possam interferir no crescimento ou avaliação das plântulas. Pode ser necessário esterilizar o papel, para eliminar microorganismos que podem se desenvolver durante o armazenamento;
- pH - o papel deve ter um pH de 6,0-7,5;
- Resistência - o papel deve ter resistência suficiente para não rasgar, quando manuseado durante o teste;
- Toxidez - o papel não deve conter substâncias tóxicas em quantidades que possam causar dano às raízes das plântulas. Esta verificação poderá ser feita por meio do teste biológico (5.3.1.b);
- Tamanho - o tamanho das folhas deve ser especificado de acordo com a finalidade do teste;
- Textura - a textura do papel deve ser tal que as raízes das plântulas se desenvolvam sobre e não através do papel. Uma superfície enrugada, tipo crepom, é preferível para papéis mata-borrão, toalha e de filtro;
- Armazenamento - o papel deve ser acondicionado, preferencialmente, em ambiente arejado e com umidade relativa baixa; o pacote de papel deverá estar embalado para protegê-lo de poeira, umidade, ou dano durante o transporte e armazenamento.

#### b) Controle de Qualidade

- Teste biológico para substâncias nocivas – para comparar papel de qualidade desconhecida com o papel em estoque, de qualidade conhecida e aceitável, um teste biológico para substâncias nocivas deve ser executado. Para este teste, sementes de certas espécies que são reconhecidamente sensíveis às substâncias tóxicas no papel são usadas, como por exemplo: *Agrostis gigantea*, *Allium cepa*, *Apium graveolens*, *Cichorium intybus*, *Eragrostis curvula*, *Festuca rubra* var. *commutata*, *Lactuca sativa*, *Lepidium sativum*, *Lycopersicon esculentum*, *Phleum pratense* e *Taraxacum officinale*.  
A avaliação desses substratos é feita comparando-se o desenvolvimento das raízes das plântulas germinadas em ambos os papéis e, preferivelmente, por ocasião da primeira contagem porque os sintomas de inibição são mais pronunciados nas raízes em estágio inicial de desenvolvimento. Os sintomas são raízes mais curtas e algumas vezes extremidades radiculares escurecidas, raízes levantadas do papel e pelos absorventes aglomerados. Em **Poaceae** os coleótilos podem ser achatados e mais curtos.
- Esterilização do papel - caso necessário, as folhas devem ser envoltas em papel e mantidas em estufas reguladas a 105°C durante duas horas, ou em autoclave, envoltas em papel alumínio ou outro material adequado, a uma atmosfera e a 120°C durante 30 minutos.

### 5.3.2 SUBSTRATO AREIA

#### a) Especificações Gerais

- Composição - a areia deve ser razoavelmente uniforme e isenta de partículas muito pequenas ou muito grandes. É recomendada a padronização do tamanho, de modo que a maioria das partículas passe através de uma peneira de orifícios de 0,8mm de malha e fique retida sobre outra de orifício de 0,05mm. A areia deve estar livre de sementes, fungos, bactérias ou substâncias tóxicas, que possam interferir na germinação das sementes em teste, no crescimento e na avaliação das plântulas;
- pH - a areia deve apresentar pH de 6,0-7,5;
- Capacidade de retenção de água — quando uma quantidade apropriada de água é adicionada às partículas de areia, esta deve ter suficiente capacidade de retenção para suprir as sementes e plântulas continuamente de água, além disso, permitir a aeração adequada para possibilitar a germinação e crescimento das raízes;
- Esterilização — a areia pode ser lavada e esterilizada antes do uso a fim de eliminar microorganismos presentes. A esterilização é feita, em autoclave a uma atmosfera e 120°C durante 60 minutos, ou em estufa a 200°C durante duas horas;
- Reutilização - caso necessário, a areia deve ser peneirada, lavada, seca e esterilizada antes da reutilização. A areia utilizada em testes com sementes tratadas quimicamente deve obrigatoriamente ser descartada.

#### b) Controle de Qualidade

Para assegurar que a areia esteja livre de substâncias tóxicas, pode ser feito um teste biológico semelhante ao descrito para o papel.

### 5.3.3. ESPECIFICAÇÕES PARA A ÁGUA

#### a) Especificações Gerais

- Qualidade - a água usada para umedecer o substrato deve ser livre de impurezas orgânicas e inorgânicas. Se a água da torneira não atender essas características, pode ser usada água destilada.
- pH - a água deve apresentar pH de 6,0-7,5.

#### b) Controle de Qualidade

Recomenda-se realizar uma análise periódica da água para assegurar a sua qualidade.

## 5.4 EQUIPAMENTOS PARA GERMINAÇÃO

### 5.4.1 GERMINADORES

Embora bastante variáveis quanto ao tamanho, sistema empregado para a acomodação das amostras, dispositivos adotados para o controle de temperatura, luz, umidade relativa do ar interno e de outros detalhes, os germinadores mais usados na grande maioria dos Laboratórios de Análise de Sementes podem ser incluídos em um dos tipos a seguir descritos:

**a) Germinador de Câmara**

Os germinadores deste tipo consistem, em linhas gerais, de uma câmara de paredes duplas, adequadamente isoladas por uma camada de ar ou de material isolante, a fim de diminuir as variações internas de temperatura, e equipada com um conjunto de bandejas ou de tipo de suporte, onde as amostras são colocadas para germinar. O fundo do germinador é construído de modo a formar um depósito onde deve ser colocada a água, a qual deve ser mantida em nível adequado. Os germinadores de câmara mais simples possuem apenas sistema de aquecimento só podendo ser regulados à temperatura igual ou superior a do ambiente.

Os modelos mais modernos são providos de sistemas que possibilitam não só o aquecimento e a refrigeração da água mas também, a circulação da umidade no interior da câmara. Alguns possibilitam ainda o controle do fotoperíodo e do termoperíodo.

Às vezes a umidade relativa interna do germinador não é suficiente e neste caso, é necessário que os substratos contendo as sementes sejam envolvidos por recipientes ou materiais resistentes a troca do vapor d'água com o ambiente.

Se o teste exigir temperaturas alternadas e se o equipamento disponível é capaz de proporcionar apenas temperaturas constantes deve-se transferir as amostras em testes de um germinador para outro, regulado à temperatura diferente, para conseguir o ciclo alternado.

**b) Germinador de Sala**

Este tipo de germinador, cujos princípios de construção e funcionamento são semelhantes ao de câmara, é suficientemente grande para permitir a entrada de pessoas. As amostras são colocadas em prateleiras laterais ao longo da passagem central, ou alternativamente sobre carrinhos que são levados para dentro da sala, aí permanecendo por todo o período do teste.

Devem ser instalados ventiladores para reduzir a possibilidade de estratificação da temperatura, bem como umidificadores para manter um alto grau de umidade relativa, quando os testes não forem colocados em recipientes à prova de umidade.

**c) Combinação de Germinadores (Sala x Câmara)**

Outra modificação é a combinação dos germinadores de sala e de câmara. A sala é construída com isolamento térmico e o ambiente é mantido por meio de ar condicionado ou outro sistema de refrigeração, a uma temperatura constante correspondente à mais baixa normalmente usada nos testes de germinação. Germinadores dotados apenas de aquecimento elétrico, são colocados nessa sala e individualmente regulados à temperatura desejada, por meio de termostato. Tanto temperaturas constantes como alternadas podem ser obtidas com este tipo de combinação.

**5.4.2 CONTADORES DE SEMENTES**

Dois tipos de contadores são frequentemente usados: placas perfuradas e contadores a vácuo. Sempre que possível, as sementes devem ser contadas com o uso desses contadores, pois facilita a operação em si e a distribuição, ao acaso, das sementes sobre o substrato.

**a) Placas Perfuradas**

São em geral usadas para sementes grandes, tais como: milho, feijão, ervilha, soja e outras. O tamanho da placa aproxima-se ao do substrato (papel) a ser usado e sua parte superior consiste em uma superfície contendo 50 ou 100 orifícios de tamanho e forma semelhantes ao das sementes a serem contadas. A parte superior movimenta-se no sentido horizontal. Acoplada sob essa placa, uma outra fixa e menos espessa serve de fundo falso com orifícios paralelos aos da placa superior. As sementes são distribuídas sobre a placa superior e, em seguida, inclinando-se a mesma retira-se o excesso. Após verificar se todos os orifícios contêm apenas uma semente, a placa é colocada sobre o substrato e, puxando-se a parte superior há a coincidência dos orifícios e as sementes são transferidas para o mesmo.



**b) Contador a Vácuo**

São aparelhos usados principalmente para sementes de espécies que possuem forma regular e são relativamente lisas, como as de cereais, de *Brassica* e de *Trifolium*.

Um contador a vácuo consiste de três partes essenciais: sistema de vácuo; conjuntos de placas ou chapas para contagem, adequadas aos tipos de sementes testadas e ao tamanho dos substratos de germinação; uma válvula de controle de vácuo.

As placas, contendo 50 ou 100 orifícios, devem ser ligeiramente menores do que o substrato e providas de bordas para impedir que as sementes rolem para fora das mesmas. O diâmetro dos orifícios deve estar em correspondência com o tamanho da semente e com o vácuo aplicado.

As sementes são despejadas, uniformemente, sobre a placa contadora com o vácuo desligado. O vácuo é então aplicado, o excesso de sementes é removido e verificado se todos os orifícios estão preenchidos com apenas uma semente. A placa é em seguida colocada sobre o substrato de germinação e o vácuo é interrompido a fim de que as sementes caiam bem distribuídas sobre o mesmo.

Devem ser tomadas precauções, para que não haja seleção de sementes causando variação entre as repetições. Por exemplo, não se deve mergulhar a placa na massa de sementes, ou aplicar o vácuo quando as sementes estão sendo distribuídas sobre a placa, pois estes procedimentos selecionam as mais leves.

**5.5 CONDIÇÕES SANITÁRIAS DE MATERIAIS E EQUIPAMENTOS**

Os substratos e todos os utensílios usados no teste de germinação devem ser conservados limpos para evitar a ocorrência de contaminação nos testes. Os substratos devem ser guardados em local seco, arejado e protegido de pó. Utensílios como caixas plásticas, placas de Petri, recipientes de alumínio e de plástico usados para testes de areia, grades e bandejas de germinadores, devem ser cuidadosamente lavados com água e sabão, e secos.

Os germinadores devem merecer especial atenção, devendo ser lavados com água e sabão e desinfetados periodicamente. A desinfestação pode ser feita com álcool a 70%, “Lysoform”, paraformol, glutaraldeído e outros, cada um deles empregado na dosagem recomendada na embalagem.

É recomendável que a assepsia seja efetuada logo após o uso, ocasião em que também se procede à substituição da água mantida no fundo do germinador.

**5.6 PROCEDIMENTO**

O tipo de substrato, a temperatura, a duração do teste, as exigências quanto à luz e outras instruções adicionais estão indicados para cada espécie de semente no Quadro 5.1. Quando são indicados métodos alternativos, qualquer um deles pode ser usado. A escolha dependerá da experiência técnica, da disponibilidade de equipamentos, das condições dos laboratórios e até certo ponto, da procedência e condição da amostra. Caso a amostra não responda satisfatoriamente ao método escolhido é necessário repetir o teste, usando-se outros métodos alternativos.

**5.6.1 AMOSTRA DE TRABALHO**

As sementes a serem utilizadas no teste de germinação devem ser tomadas ao acaso, da porção “Semente Pura” da análise de pureza. Não deve haver escolha de sementes para não causar resultados tendenciosos.

Da porção “Semente Pura”, depois de homogeneizada, são contadas 400 sementes em repetições de 4 de 100, 8 de 50 ou 16 de 25 sementes. O restante da “Semente Pura” deve ser conservado até o final do teste para ser usado, se necessário, na repetição do mesmo. “Unidades-Sementes Múltiplas” não são separadas para o teste de germinação, porém são testadas como se fossem sementes individuais.

Em algumas espécies, por exemplo *Eucalyptus spp.*, a análise deve ser feita com base no peso indicado no Quadro 5.1.

Quando for solicitado apenas o teste de germinação, as sementes devem ser retiradas ao acaso, da porção “Semente Pura” que foi obtida de uma amostra de trabalho, com peso equivalente a no mínimo metade da quantidade indicada para a análise de pureza da espécie em análise (Quadro 1.2).

**Observação:**

As sementes não devem sofrer nenhum pré-tratamento no laboratório, a não ser aqueles indicados nestas RAS, para não alterar a representatividade da amostra em relação ao lote original.

### 5.6.2 ESPAÇAMENTO DE SEMEADURA

As sementes devem ser colocadas no substrato com espaçamento uniforme e suficiente para minimizar a competição e contaminação entre as sementes e plântulas em desenvolvimento.

Embora a semeadura de quatro repetições de 100 sementes seja a mais utilizada, às vezes, é conveniente usar repetições com 50 ou 25 sementes e mais espaçadas. Este espaçamento é recomendado para sementes que dobrem de tamanho durante o teste ou são portadoras de microorganismos. Um espaçamento entre as sementes de 1,5-5,0 vezes a sua largura ou diâmetro, é o ideal. Quando as sementes são muito infestadas pode ser necessário trocar o substrato, em uma contagem intermediária.

### 5.6.3 ESCOLHA DO SUBSTRATO

Na escolha do substrato deve ser levado em consideração o tamanho da semente, sua exigência com relação à quantidade de água, sua sensibilidade à luz, a facilidade que o mesmo oferece para a realização das contagens e para a avaliação das plântulas.

Os tipos de substratos mais usados para testes de germinação em laboratório são papel e areia. No Quadro 5.1 acham-se indicados quais desses substratos são os mais recomendados para cada espécie, bem como, de que forma devem ser preferivelmente empregados.

#### a) Papel

Os tipos de papel mais comumente utilizados como substrato são o mata-borrão, toalha e o de filtro. Em 5.3 são dadas recomendações para esses papéis e instruções relativas ao exame biológico, para verificação da toxicidade do substrato.

#### Entre papel (EP; RP)

As sementes são colocadas para germinar entre duas ou mais folhas de papel. Isto pode ser obtido:

- cobrindo frouxamente as sementes com uma camada adicional de papel (este método é o mais recomendado para as sementes pequenas que preferem ambientes úmidos e não são sensíveis à luz; é conhecido como EP);
- colocando as sementes em envelopes de papel dobrados, que podem ser posicionados na vertical ou na horizontal dentro dos germinadores;
- colocando as sementes para germinar entre duas ou mais folhas de papel toalha, embrulhados em forma de rolos e depois colocados no germinador em posição horizontal ou vertical (este método é o mais recomendado para sementes de grandes culturas, sementes de forrageiras e sementes de hortaliças de tamanho relativamente grande e que não são sensíveis à luz; é conhecido como RP).

**Sobre papel (SP)**

As sementes são colocadas para germinar sobre duas ou mais folhas de papel que podem ser colocadas diretamente nas bandejas do germinador, em placas de Petri ou caixas de plástico, incolor e transparente. A quantidade de água apropriada é adicionada no início do teste e a evaporação pode ser minimizada por uma tampa justa ou colocando as placas ou caixas em sacos plásticos. Este método é o mais recomendado para as sementes pequenas e sensíveis à luz.

**Papel plissado (PP)**

As sementes são colocadas para germinar entre folhas de papel plissado, como uma sanfona. Usualmente são cinco canaletas, com cinco sementes por canaleta. As folhas plissadas são colocadas em caixas, ou diretamente na bandeja do germinador, com uma folha lisa geralmente ao redor do papel plissado, para assegurar condições uniformes de umidade. Este sistema é o mais recomendado para “Unidades-Sementes Múltiplas” de *Beta vulgaris*, *Tetragonia tetragonoides*, etc.

**b) Areia**

Recomendações sobre as especificações deste material são dadas em 5.3.

A areia é um substrato usado alternativamente para confirmar a avaliação de plântulas em caso de dúvidas, quando apresentarem sintomas fitotóxicos ou quando recomendado.

A areia pode ser usada no lugar do papel mesmo se não for indicada no Quadro 5.1, quando a avaliação de uma amostra for impraticável por excesso de infecção.

**Entre areia (EA)**

As sementes são colocadas sobre uma camada uniforme de areia umedecida e cobertas com areia solta, de forma a obter uma camada de aproximadamente 1 cm sobre as sementes.

**Sobre areia (SA)**

As sementes são colocadas sobre uma camada uniforme de areia umedecida e comprimidas contra a superfície da mesma.

**c) Solo**

Como geralmente é difícil obter estoques padronizados de solo, este material não é recomendado como substrato preferencial nos testes de rotina em laboratório. O solo pode ser usado para avaliação de problema de fitotoxidez.

**5.6.4 UMIDADE E AERAÇÃO**

O fornecimento de água é condição essencial para que a semente inicie a germinação e se desenvolva normalmente.

A umidade suficiente para o bom desenvolvimento depende da espécie testada. *Trifolium pratense* e *Pinus sylvestris* são sensíveis ao excesso de umidade no substrato, bem como espécies de sementes muito pequenas, tais como *Begonia*, *Kalanchoe* e *Nicotiana*. Outras espécies como o *Pinus palustris*, requerem substratos saturados para uma germinação normal.

O substrato deve ser, durante todo o teste, suficientemente úmido a fim de dar às sementes a quantidade de água necessária para sua germinação. O substrato, especialmente o de papel, não deve ser tão umedecido a ponto de formar uma película de água em torno das sementes, já que este excesso restringe a aeração prejudicando a germinação.

A adição subsequente de água, se necessária, pode ficar a critério do analista, mas deve ser evitada sempre que possível, uma vez que aumenta as variações entre as repetições e entre os testes. Entretanto devem ser tomadas precauções para garantir que o substrato se mantenha suficientemente úmido durante todo o teste.

A fim de evitar a perda de água por evaporação a amostra deve ser mantida em ambiente com alta umidade, visando reduzir a necessidade de reumedecimento do substrato após a semeadura. Essa umidade relativa elevada pode ser proporcionada colocando-se quantidade suficiente de água na cuba do germinador, ou ainda mantendo-se os substratos em recipientes fechados, como por exemplo sacos ou caixas plásticas.

As sementes que foram colocadas entre papel, envelopes ou rolos não devem ficar muito apertadas, para não impedir a aeração. Por esse motivo, nos testes de germinação conduzidos em areia, a camada que cobre as sementes também não deve ser comprimida e nem ser espessa.

#### **Cálculo da quantidade de água para os substratos**

- Substrato de papel – para que se calcule a quantidade de água a ser adicionada é conveniente utilizar a relação volume de água (mL) por peso do substrato (g). Resultados de pesquisas mostraram que, para a maioria das sementes deve ser adicionado um volume de água em quantidade equivalente a 2,0-3,0 vezes o peso do substrato.
- Substrato de areia – a quantidade ótima de água a ser adicionada depende da granulometria da areia, das características da semente a ser semeada e deve ser determinada previamente para que sempre seja usada a mesma quantidade nos testes de rotina do laboratório. Sementes de cereais, exceto as de milho, podem ser colocadas a germinar em areia cuja umidade seja igual a 50% de sua capacidade de retenção, enquanto que para as sementes grandes de **Fabaceae** e de milho, a areia deve ser umedecida a 60% dessa capacidade.

O cálculo da quantidade de água a ser adicionada quando se utiliza areia como substrato, é efetuado pesando-se 500g desse material seco, que deverá ser colocado em um filtro de papel, tipo coador de café comercial, em seguida, deverá ser adicionada uma quantidade de água previamente determinada. Decorridos aproximadamente 15 minutos, todo o excesso de água deverá estar drenado; este volume será, então, determinado para possibilitar o cálculo, por diferença, da quantidade de água que ficou retida na areia (100%). Desta quantidade, deverá ser calculada, em função da espécie a ser semeada, 50% da capacidade de retenção de água para gramíneas ou 60% para as leguminosas que corresponderá à quantidade de água que deverá ser adicionada a 500g de areia.

#### **Exemplo:**

Cálculo da quantidade de água retida em 500g de areia, onde foram colocados 200mL de água. Supondo-se que a quantidade de água drenada foi de 80mL, ficando retidos 120mL de água no substrato (100% da capacidade de retenção). Utilizando-se, por exemplo, um recipiente contendo 3.700g de areia, o cálculo deverá ser feito da seguinte maneira:

500g de areia → 120mL de água  
3.700g de areia → X

$$X = \frac{3.700 \times 120}{500} = 888\text{mL de água}$$

Estes 888mL de água correspondem a 100% de retenção. Para se obter 60% desta capacidade deve-se colocar 532,8mL de água.

### 5.6.5 TEMPERATURA

As temperaturas indicadas no Quadro 5.1 foram determinadas pela pesquisa para cada espécie e devem permanecer tão uniformes quanto possível no interior do germinador. Nos testes de germinação realizados na ausência de luz ou com luz solar indireta ou artificial, a variação de temperatura devida ao equipamento não deve ser maior do que  $\pm 2^{\circ}\text{C}$ , em cada período de 24 horas. Quando temperaturas alternadas são indicadas, a temperatura mais baixa deve ser mantida durante 16 horas, período noturno, e a mais alta por oito horas, período diurno.

Para sementes não dormentes uma mudança gradual de temperatura que leva três horas é considerada satisfatória. Já as sementes dormentes necessitam de uma rápida mudança de temperatura e que não exceda uma hora. Caso o germinador não mude rapidamente é necessária a imediata remoção das sementes para outro germinador, previamente regulado à temperatura desejada. Se a alternância de temperatura não for automaticamente controlada, as sementes devem ser mantidas à temperatura mais baixa durante os fins de semana e nos feriados.

Na coluna referente a temperatura do Quadro 5.1, quando for indicado um número isolado, significa temperatura constante e quando são dois números separados por um traço significa a indicação de temperaturas alternadas.

### 5.6.6 LUZ

Sementes da maioria das espécies germinam tanto na presença de luz como no escuro. Mesmo quando a luz não é indicada, a iluminação durante o teste, seja de fonte natural ou artificial, geralmente é recomendada a fim de favorecer o desenvolvimento das estruturas essenciais das plântulas, facilitando assim, a avaliação e reduzindo a possibilidade de ataque de microrganismos. Plântulas que crescem em condições de completa escuridão são estioladas e hialinas e, muitas vezes mais sensíveis ao ataque de microrganismos. Além disso, certos defeitos como a deficiência de clorofila não podem ser detectados.

A luz pode promover a germinação de sementes, como em algumas gramíneas forrageiras tropicais e subtropicais, mas há também algumas poucas espécies, como *Phacelia tanacetifolia*, que germinam no escuro e onde a presença de luz pode inibir a germinação.

A luz, quando indicada, deve ser bem distribuída por toda a superfície do substrato. Para algumas espécies de sementes, a luz fluorescente fria e branca promove a germinação mais efetivamente do que a luz solar ou proveniente de filamentos incandescentes que contêm radiação infravermelha, inibidora de germinação. Lâmpadas fluorescentes de luz branca e fria são recomendadas porque tem uma emissão de raios infravermelhos relativamente baixa e uma alta emissão espectral na região vermelho que é favorável à germinação.

As sementes para as quais a luz é indicada devem ser iluminadas durante, no mínimo, oito horas a cada ciclo de 24 horas e devem ser colocadas para germinar sobre o substrato para evitar qualquer filtração diferencial da luz antes que esta alcance as sementes. Quando o teste é efetuado em temperaturas alternadas, essa iluminação deve ser proporcionada durante o período de temperatura alta. No caso de uma mudança lenta de temperatura, o período de iluminação que não foi dado na temperatura mais alta, deve ser dividido de tal forma que a metade é dada quando a temperatura está subindo e a outra metade quando está descendo. Isto irá assegurar que todo o período de luz ocorrerá durante o período quente do ciclo.

Recomendações específicas para a luz encontram-se na última coluna do Quadro 5.1.

## 5.7 TRATAMENTO PARA PROMOVER A GERMINAÇÃO

Por várias razões (por ex.: dormência fisiológica, dormência física ou substâncias inibidoras), um número considerável de sementes duras ou dormentes podem permanecer sem germinar no final do teste. Uma germinação mais completa pode ser obtida realizando-se um novo teste e usando-se um tratamento ou uma combinação de tratamentos. Estes também podem ser realizados no teste inicial se existe a suspeita de dormência. Os tratamentos recomendados encontram-se na última coluna do Quadro 5.1. O período de pré-tratamento não está incluído na duração do teste de germinação. Pré-tratamento e duração do pré-tratamento devem ser informados no Boletim de Análise de Sementes.

### 5.7.1 MÉTODOS PARA SUPERAR A DORMÊNCIA FISIOLÓGICA

#### a) Armazenamento em locais secos

Para as espécies nas quais a dormência é de curta duração, muitas vezes para superá-la é suficiente armazenar a amostra em local seco por um curto período.

#### b) Pré-esfriamento

Sementes de grandes culturas, forrageiras, florestais, hortaliças, ornamentais, condimentos e medicinais são colocadas no substrato umedecido, como no teste regular de germinação, e são levadas para uma temperatura entre 5-10°C, onde permanecem conforme a indicação do Quadro 5.1. Após esse período, as sementes são transferidas para o germinador à temperatura indicada para a espécie em análise, iniciando-se então, o teste de germinação propriamente dito. Em alguns casos, pode ser necessário reumedecer o substrato e estender o período de pré-esfriamento ou repeti-lo.

Para as espécies que requerem um longo período de pré-esfriamento e onde o teste de germinação não pode ser completado dentro de dois meses, são recomendados testes rápidos de viabilidade, como o Teste de Tetrazólio (Capítulo 6) ou Teste de Embrião Excisado (Capítulo 15).

#### c) Pré-aquecimento

Algumas sementes podem ser submetidas a métodos para superar a dormência por pré-aquecimento, conforme recomendação do Quadro 5.1.

#### d) Nitrato de Potássio – $KNO_3$

As sementes são colocadas a germinar no substrato inicialmente umedecido com uma solução de 0,2% de nitrato de potássio (2g de  $KNO_3$  dissolvidos em 1.000mL de água). O substrato é previamente saturado com essa solução, mas o seu reumedecimento, se necessário, deve ser feito com água.

#### e) Ácido Giberélico – $GA_3$

Este método é recomendado para cereais de clima temperado como *Avena sativa*, *Hordeum vulgare*, *Secale cereale*, *Triticosecale*, *Triticum aestivum* e *Valerianella locusta*. O substrato de germinação é umedecido com uma solução 0,05% de  $GA_3$  preparada por meio da dissolução de 500mg de  $GA_3$  em um litro de água. Quando a dormência é menos intensa uma solução de 0,02% pode ser suficiente; quando for mais intensa pode ser usada concentração de até 0,1%. Quando uma concentração maior do que 0,08% for necessária, a dissolução do  $GA_3$  em solução tampão de fosfato é recomendada. A solução tampão é preparada pela dissolução de 1,7799g de fosfato monoácido de sódio bihidratado ( $Na_2HPO_4 \cdot 2H_2O$ ) e 1,3799g de fosfato biácido de sódio monohidratado ( $NaH_2PO_4 \cdot H_2O$ ) em um litro de água destilada.

#### f) Germinação a Baixa Temperatura

A germinação de certas sementes que apresentam dormência pode ser estimulada se o teste for conduzido em temperatura constante inferior à recomendada ou, em temperatura alternada diminuindo-se ainda mais, a temperatura mínima especificada. Nesse caso, a germinação poderá ser mais lenta e a duração do teste pode ser estendida por mais alguns dias.

#### g) Luz

Sementes que exigem a presença da luz e condições de temperaturas alternadas, os testes devem ser iluminados pelo menos oito horas a cada ciclo de 24 horas, no período de temperatura mais alta. Para

estas sementes a intensidade de luz deve ser de no mínimo 750lux, proveniente de luz branca e fria. A iluminação é recomendada principalmente para certas espécies de gramíneas forrageiras tropicais e subtropicais, como *Chloris gayana*, *Cynodon dactylon* ou *Lolium spp.*. No caso de *Nicotiana tabacum* a intensidade deve ser acima de 2.000lux.

#### **h) Envelopes de Polietileno Lacrado**

Envelopes de polietileno bem ajustados e lacrados podem ser usados para envolver os substratos contendo as sementes, como um método para superar mais facilmente a dormência, por exemplo para algumas espécies de *Trifolium*.

### **5.7.2 MÉTODOS PARA SUPERAR DORMÊNCIA FÍSICA**

Podem ocorrer sementes dormentes e/ou duras, em algumas espécies, se nenhum tratamento foi feito para promover a germinação.

Alguns tratamentos específicos podem ser usados para se obter a germinação máxima. O tratamento pode ser feito antes do início do teste de germinação ou depois, apenas nas sementes que permaneceram duras no final do teste.

#### **a) Embebição**

Sementes com tegumento duro podem germinar mais rapidamente após embebição em água, por um período de 24 a 48 horas. O teste de germinação só inicia após o período de embebição.

#### **b) Escarificação Mecânica**

A escarificação mecânica é recomendada para superar a dureza.

Cuidadosa perfuração, remoção de uma lasca, uso de lima ou lixa de papel no tegumento da semente pode ser suficiente para superar a condição de dormência. Deve-se tomar cuidado ao escarificar o tegumento da semente na parte apropriada, para evitar danos ao embrião, isto é, deve ser feito na parte oposta ao eixo do embrião.

#### **c) Escarificação Química**

O tratamento com ácido sulfúrico concentrado ( $H_2SO_4$ ) é indicado para superar a dormência das unidades de dispersão (sementes, núculas, aquênios, antécios férteis, cariopses, etc.) de algumas espécies. As unidades de dispersão são colocadas no ácido até a escarificação dos envoltórios e o tempo de permanência no ácido para algumas espécies constam no Quadro 5.1. Para este método devem ser contadas 400 sementes, ao acaso, da porção “Semente Pura” e colocadas em um *becker* ou outro recipiente não corrosível, cobrindo-se com uma quantidade suficiente de ácido sulfúrico concentrado e mexendo-se frequentemente com um bastonete de vidro. Após o período determinado para a espécie, despejar o conteúdo do *becker* em um outro recipiente de vidro contendo um litro de água, e agitando-se com um bastonete. Verter o conteúdo em uma peneira plástica de malha fina, que não permita a passagem da semente, e lavar em água corrente até eliminar completamente os resíduos do ácido. Para secar e facilitar a semeadura, colocar as sementes sobre folhas de papel absorvente, em temperatura ambiente.

### **5.7.3 MÉTODOS PARA REMOVER AS SUBSTÂNCIAS INIBIDORAS**

#### **a) Lavagem Prévia**

Quando a germinação é afetada pela ocorrência de substância inibidora no pericarpo dos frutos ou no tegumento das sementes, esta pode ser removida por lavagem em água corrente antes do teste. Após a lavagem as sementes devem ser secas em temperatura ambiente (por ex.: *Beta vulgaris*).

#### **b) Remoção de Estruturas que Envolvem as Unidades de Dispersão**

A germinação de certas espécies é estimulada pela remoção das estruturas externas que envolvem a “unidades de dispersão” como o invólucro de cerdas, lema ou pálea em certas **Poaceae**.



#### 5.7.4 DESINFESTAÇÃO DA SEMENTE

Somente para amostras de *Arachis hipogaea* e *Beta vulgaris*, tratamento com fungicida pode ser utilizado antes de semear a semente para o teste de germinação, quando é sabido que o lote de sementes não recebeu este tratamento. Quando um pré-tratamento fungicida é usado, o nome do produto químico, a porcentagem de ingrediente(s) ativo(s) e sua(s) dosagem(ns) deve(m) ser informado(s) no Boletim de Análise de Sementes.

#### 5.8 DURAÇÃO DO TESTE

A duração do teste para cada espécie é indicada no Quadro 5.1 pelo número de dias da contagem final. Nesta duração, não está incluído o período de pré-tratamento, com a finalidade de superar a dormência das sementes.

No final do período do teste, se algumas sementes apenas iniciaram a germinação, o teste pode ser prolongado por mais sete dias ou por até a metade do período indicado, para os testes mais demorados. O teste pode ser encerrado antes do tempo indicado, quando já foi obtida a germinação máxima.

O número de dias para a primeira contagem é aproximado e um desvio de um a três dias é permitido, desde que seja suficiente para a avaliação correta das plântulas. Os períodos indicados no Quadro 5.1, referem-se a utilização da temperatura mais alta recomendada. Se for utilizada a temperatura mais baixa, a primeira contagem poderá ser adiada. Para testes em areia com duração não maior do que 10 dias, a primeira contagem pode ser omitida. Tratando-se de sementes cujo período de germinação é longo ou no caso de amostras contendo sementes infeccionadas, o analista poderá fazer contagens intermediárias. A finalidade dessas contagens é remover plântulas que estão suficientemente desenvolvidas, a fim de facilitar as contagens subsequentes, e evitar que elas afetem o desenvolvimento de outras plântulas. Nessas contagens são avaliadas e eliminadas do substrato, após anotação, na ficha, as plântulas normais, as sementes mortas e as plântulas infeccionadas. São conservadas as sementes ainda não germinadas ou em estado inicial de germinação, as plântulas que não apresentam desenvolvimento suficiente para serem avaliadas e as que apresentam alguma anormalidade.

O número de contagens intermediárias deve ser o mínimo para reduzir o risco de danificar as estruturas das plântulas que não estejam bem desenvolvidas, a perda de umidade do substrato e a contaminação do teste.

#### 5.9 INTERPRETAÇÃO DOS TESTES

##### a) Plântulas

As plântulas devem ser avaliadas de acordo com os princípios gerais indicados nestas RAS (5.2). Para orientar este trabalho, estão relacionadas no subitem Plântulas Anormais, as principais categorias de anormalidades.

O estágio de desenvolvimento das estruturas essenciais das plântulas deve ser suficiente para permitir uma avaliação correta das mesmas e a diferenciação entre plântulas normais e anormais. Plântulas que alcançaram o estágio em que todas as estruturas essenciais podem ser precisamente verificadas, devem ser removidas do teste na primeira e em qualquer outra contagem intermediária; plântulas seriamente deterioradas devem ser removidas para reduzir o risco de infecção secundária, mas plântulas anormais com outros defeitos devem ser deixadas no substrato até a contagem final. Às vezes, é necessário, adiar a primeira contagem para que as plântulas atinjam o desenvolvimento adequado.

Os testes de germinação em substratos artificiais permitem uma fácil avaliação das plântulas. Em caso de dúvidas quanto a anormalidades de plântulas, um novo teste deve ser feito em areia esterilizada de boa qualidade e nas condições indicadas nessas RAS. Outra amostra da mesma cultivar, que tenha germinado de modo satisfatório, pode ser simultaneamente semeada para servir de testemunha ao novo teste.



**b) Unidade-Semente Múltipla**

Quando uma unidade-semente produz mais de uma plântula normal, somente uma é contada para determinar a porcentagem de germinação. Quando solicitado, o número de plântulas normais produzidas por 100 unidades ou o número de unidades as quais tenham produzido uma, duas ou mais plântulas normais pode ser determinado.

**c) Sementes não germinadas**

- Sementes duras – Ao final do teste de germinação, incluído o período adicional, as sementes duras são contadas e informadas no Boletim de Análise de Sementes. No entanto, quando for necessário superar a dormência das sementes antes do teste de germinação, medidas como as descritas em 5.7.2 devem ser tomadas.
- Sementes dormentes – As medidas descritas em 5.7 devem ser tomadas para induzir a germinação, especialmente, se um grande número de sementes dormentes é encontrado. Se sementes dormentes foram encontradas a uma taxa de 5% ou mais, deve ser verificado se estas sementes possuem potencial para produzir plântulas normais. Isto pode ser feito com o Teste de Tetrázólio (Capítulo 6) ou outro método apropriado como dissecação, retirada do embrião (Teste de Embrião Excisado – Capítulo 15) ou Teste de Raio X (Capítulo 16). Após essa verificação e no caso de existir qualquer dúvida quanto a semente, se está dormente ou morta, então ela deve ser considerada como morta.
- Sementes mortas – Sementes obviamente mortas (moles, mofadas) são contadas e informadas no Boletim de Análise de Sementes. Quando se pode observar que uma semente produziu qualquer parte de uma plântula (por ex.: a ponta de uma raiz primária), mesmo que deteriorada no momento da avaliação, é contada como plântula anormal e não como semente morta.
- Outras categorias de sementes vazias ou não germinadas – por solicitação do requerente, a porcentagem de sementes vazias, sem embrião ou danificadas por insetos podem ser determinadas e informadas em “Outras Determinações” no Boletim de Análise de Sementes. Para determinar estas categorias de sementes, os seguintes métodos podem ser usados:
  - Antes do teste de germinação:
    - Teste de Raio X, o qual é conduzido nas repetições usadas no teste de germinação.
    - Teste do Corte, o qual é executado em quatro repetições de 100 sementes embebidas em água por até 24 horas em temperatura ambiente. Cada semente é cortada no sentido longitudinal, depois observada e classificada em uma das categorias anteriores.
  - Após o teste de germinação:
    - Teste do corte de sementes dormentes não germinadas.
    - Teste de Tetrázólio nas sementes dormentes não germinadas.

**Observação:**

Quando o Teste de Tetrázólio é executado, a porcentagem de sementes vazias e danificadas por insetos podem também ser determinadas durante a preparação e avaliação.

**5.10 REPETIÇÃO DO TESTE DE GERMINAÇÃO (RETESTE)**

Nos seguintes casos o reteste deve ser efetuado:

- a)** quando há evidência de erros nas condições do teste, na avaliação de plântulas, incorreção nas contagens ou anotações na ficha, retestes devem ser feitos usando-se o mesmo método. O resultado deste novo teste é o que deve ser informado no Boletim de Análise de Sementes;

- b)** quando o resultado do teste de germinação não é confiável devido à fitotoxicidez ou disseminação de fungos ou bactérias, retestes devem ser executados usando um ou mais métodos alternativos, como os indicados no Quadro 5.1, em areia ou solo. Esse novo teste pode também ser feito em substrato de papel no qual a distância entre as sementes deve ser aumentada. O melhor resultado e o método devem ser informados no Boletim de Análise de Sementes;
- c)** quando houver um certo número de plântulas que são difíceis de serem avaliadas, retestes devem ser feitos usando-se um ou mais métodos alternativos, como indicados no Quadro 5.1, em areia. O melhor resultado e o método utilizado devem ser informados no Boletim de Análise de Sementes;
- d)** quando houver suspeita da ocorrência de dormência, quaisquer dos métodos indicados na coluna apropriada do Quadro 5.1, em 5.7, devem ser utilizados em um ou mais testes adicionais. O melhor resultado e o método utilizado devem ser informados no Boletim de Análise de Sementes;
- e)** quando a variação entre as repetições de 100 sementes exceder a tolerância máxima permitida na Tabela 18.9 (coluna C ou D) o reteste deve ser feito usando-se o mesmo método. Se o segundo resultado for compatível com o primeiro, isto é, a diferença não exceder à tolerância, a média dos dois testes deve ser informada no Boletim de Análise de Sementes. Se o segundo resultado não for compatível com o primeiro e a diferença exceder à tolerância indicada na Tabela 18.10, deve ser feito um terceiro teste usando o mesmo método. A média dos resultados compatíveis deve ser informada no Boletim de Análise de Sementes;
- f)** quando houver evidência, antes ou durante o teste normal de germinação, da ocorrência de qualquer um dos casos, testes de germinação simultâneos podem ser realizados utilizando-se os métodos alternativos indicados no Quadro 5.1.

## 5.11 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS

O resultado do teste de germinação é a média das quatro repetições de 100 sementes (sub-repetições de 50 ou 25 sementes são combinadas em repetições de 100). A soma das porcentagens de plântulas normais, plântulas anormais, sementes duras, dormentes e mortas deve totalizar 100%. Quando isto não ocorrer, manter a aproximação do número inteiro para a porcentagem de plântulas normais. Selecionar, dentre os outros valores apenas aquele com a maior parte fracionária e fazer a aproximação do mesmo. Pegar apenas o número inteiro dos outros três valores e refazer a soma. Se fechar em 100%, informar esses resultados. Se não, aproximar também o valor com a segunda maior parte fracionária e repetir o cálculo. Quando houver partes fracionárias iguais, a prioridade é: plântulas anormais, sementes duras, dormentes e mortas.

### Exemplo:

Ao fazer as médias das quatro repetições de um teste de germinação, foram obtidos os seguintes valores: plântulas normais: 95,5%; plântulas anormais: 1,25%; sementes duras: 1,0%; sementes dormentes: 1,5%; sementes mortas: 0,75%.

Os valores aproximados para números inteiros são: 96%, 1%, 1%, 2% e 1%, cuja soma é 101%.

Mantém-se então a aproximação 96% para as plântulas normais e seleciona-se o valor com a maior parte fracionária, que é a porcentagem de sementes mortas: 0,75%, que é então aproximada para 1%.

Considerando apenas a parte inteira de cada um dos outros valores, têm-se então: 96% de plântulas normais, 1% de plântulas anormais; 1% de sementes duras; 1% de sementes dormentes e 1% de sementes mortas, cuja soma é 100%. Estes devem ser os valores informados.

Para Unidade-Semente Múltipla, somente uma plântula normal por unidade é contada para calcular o resultado do teste de germinação. Quando solicitado, o número de unidades produzindo uma, duas ou mais plântulas normais pode também ser informado, expressando os resultados como porcentagem do

número total de unidades que tenham produzido pelo menos uma plântula normal ou, alternativamente, o número total de plântulas produzidas por um dado número de unidades de sementes.

Sempre que se tratar de MISTURA, isto é, se mais de uma espécie estiver presente na amostra, cada espécie cultivada deverá ser semeada separadamente para o teste de germinação. O resultado de germinação de cada espécie e o método utilizado devem ser informados no mesmo Boletim de Análise de Sementes.

Para as sementes de algumas espécies, como as de *Eucalyptus* (Capítulo 17), onde o teste de germinação é feito com base no peso das quatro repetições, o resultado deve ser expresso pelo número de plântulas germinadas no total do peso de sementes testadas. Neste caso devem ser consideradas as tolerâncias contidas na Tabela 18.12.

Quando solicitado pelo interessado, as porcentagens de sementes vazias, sem embrião ou danificadas por insetos podem ser informadas em “Outras Determinações”.

Os seguintes itens devem ser preenchidos nos espaços apropriados do Boletim de Análise de Sementes:

- 1- duração do teste;
- 2- data da conclusão do teste;
- 3- porcentagem de plântulas normais, anormais, sementes duras, dormentes e mortas. Se o resultado de qualquer uma destas categorias for zero, este deve ser expresso como “0”;
- 4- substrato e temperatura usadas;
- 5- Qualquer tratamento especial ou método utilizado para promover a germinação (Quadro 5.1) e o método utilizado para confirmar a presença de sementes dormentes;
- 6- quando solicitado:
  - o resultado de qualquer teste adicional;
  - a viabilidade de sementes não germinadas e o método utilizado para determiná-la;
  - categorias de sementes não germinadas e o método utilizado para determiná-las;
  - nas unidades-sementes múltiplas: número de plântulas normais produzidas por 100 unidades; proporção de unidades produzindo uma, duas ou mais do que duas plântulas normais.

## 5.12 APLICAÇÃO DAS TABELAS DE TOLERÂNCIA

Para que o resultado de um teste de germinação possa ser considerado satisfatório e válido para emissão do resultado, é preciso que a variação entre as porcentagens de germinação das repetições de 100 sementes esteja dentro das tolerâncias máximas permitidas. A tolerância deve ser aplicada no mínimo para a categoria de plântulas normais.

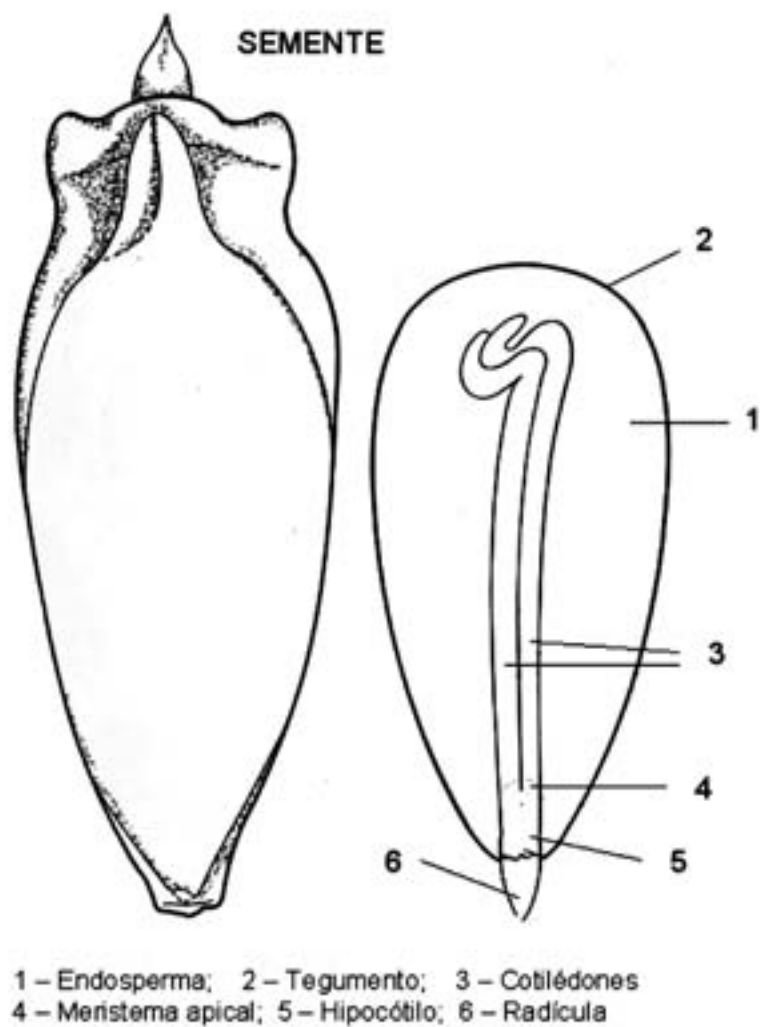
Para se fazer essa verificação, determina-se a média das quatro repetições, em seguida localiza-se esse valor na coluna A ou B, da Tabela 18.9, obtendo-se na coluna C ou D a respectiva tolerância máxima permitida.

Se a variação entre as porcentagens de germinação das quatro repetições for inferior ou igual a essa tolerância, a média representará o resultado do teste de germinação. Se essa variação for superior à tolerância permitida, a média em questão não deve ser informada no Boletim de Análise de Sementes.

Antes de realizar novo teste pode-se desprezar a repetição cuja porcentagem de germinação for a mais baixa das quatro e, após calcular a média das outras três repetições, procurar nas colunas E ou F da Tabela 18.9 a nova tolerância máxima permitida. Se a diferença entre as porcentagens de germinação dessas três repetições for inferior ou igual à nova tolerância, essa média é considerada válida para a emissão do resultado. Se a variação for maior do que a tolerância indicada, o teste de germinação deve ser repetido.

Tabelas para comparação de resultados entre dois testes encontram-se no Capítulo 18 – Tolerâncias.

No caso de *Eucalyptus spp.* as tolerâncias entre repetições de peso determinado encontram-se na Tabela 18.12.



**FIGURA 5.2 – Estruturas da unidade de dispersão de uma Conífera (*Araucaria* sp.)**

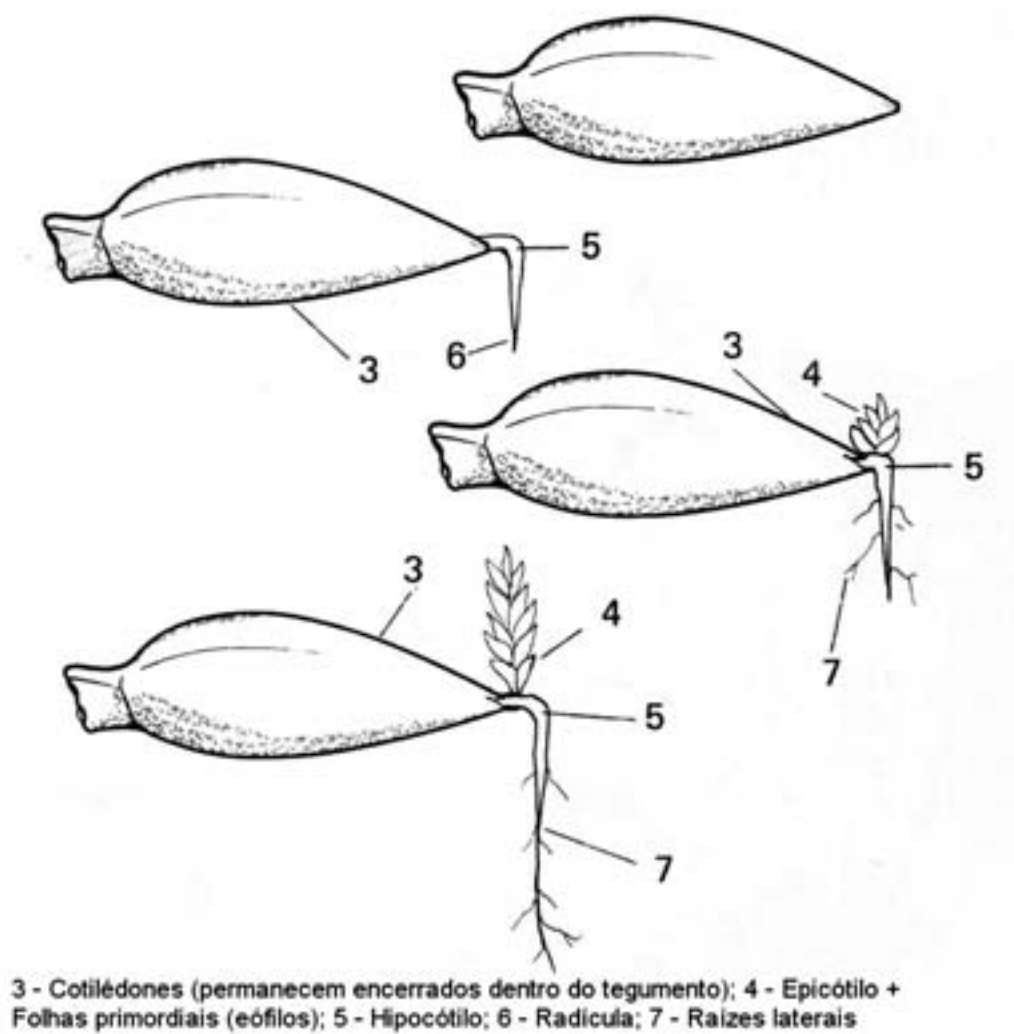


FIGURA 5.3 – Germinação hipógea da semente de *Araucaria* sp.

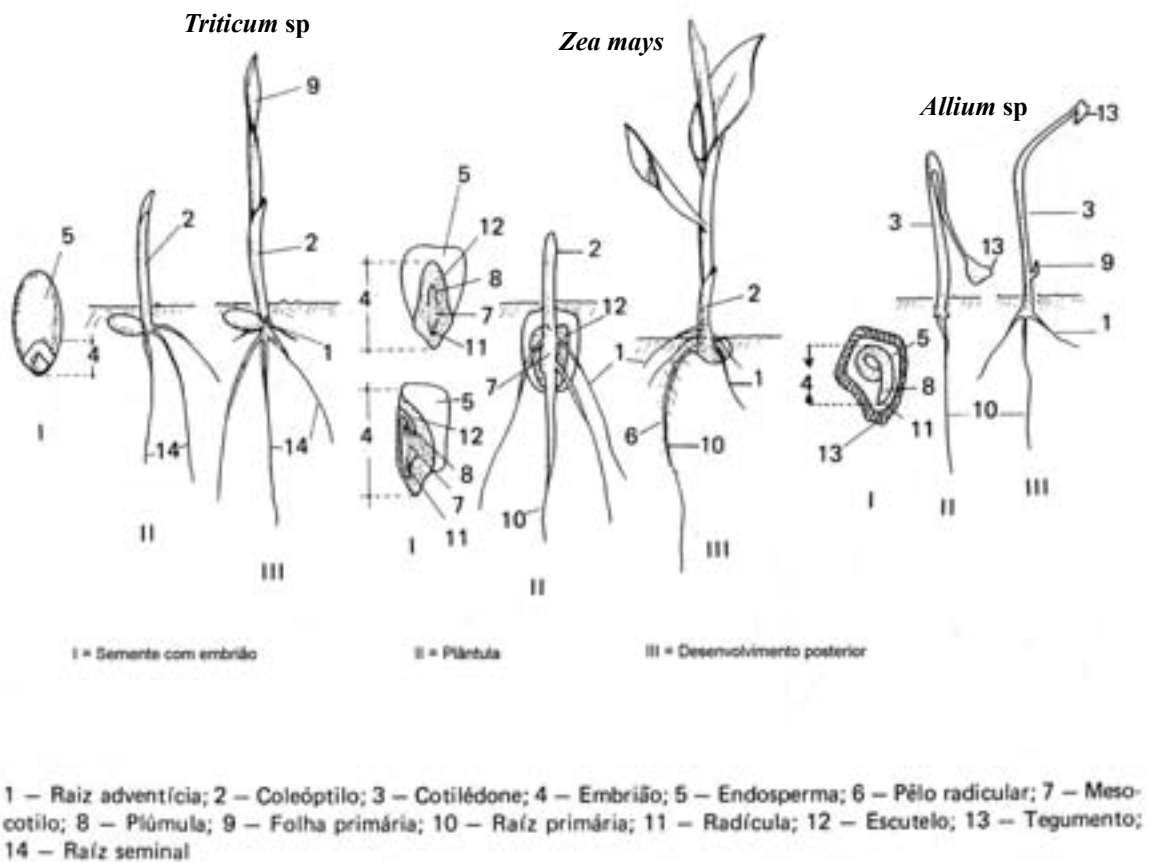
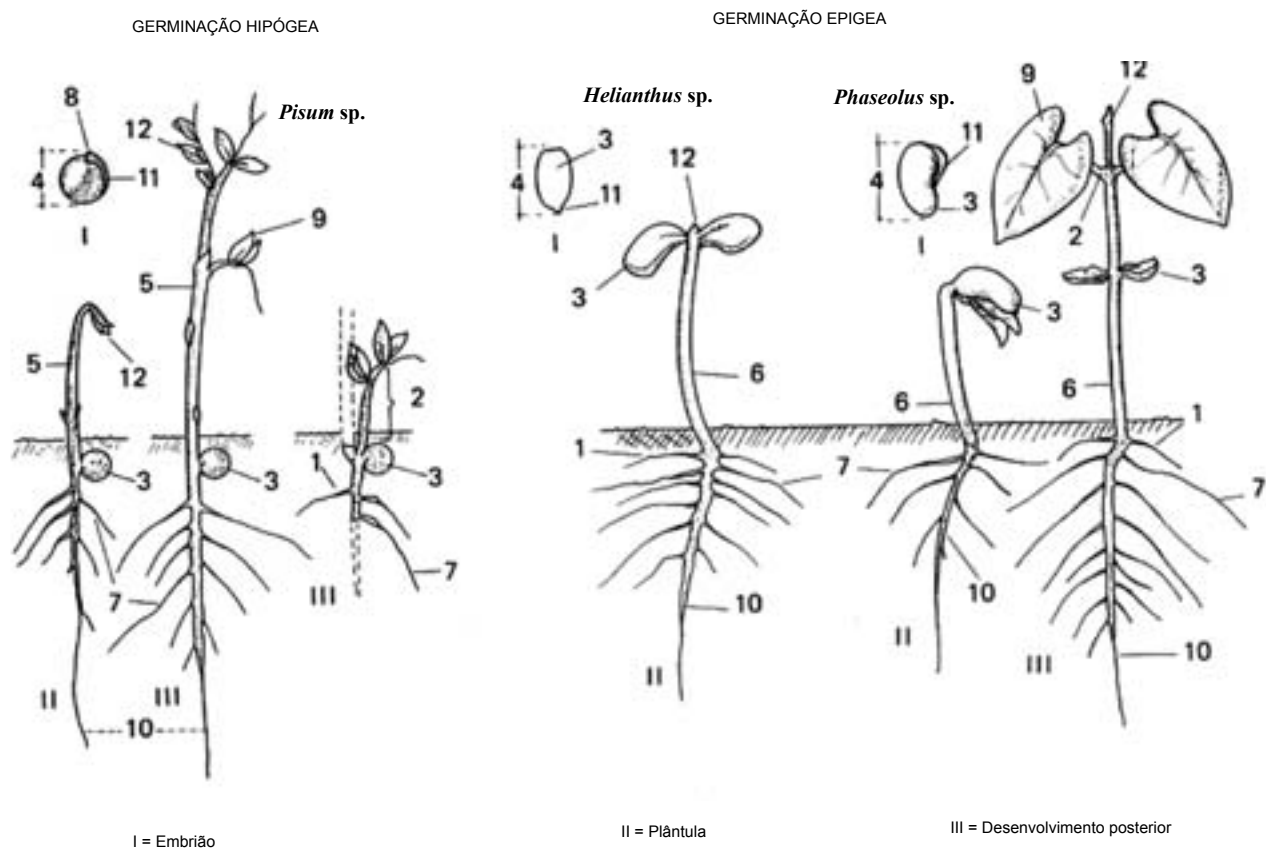
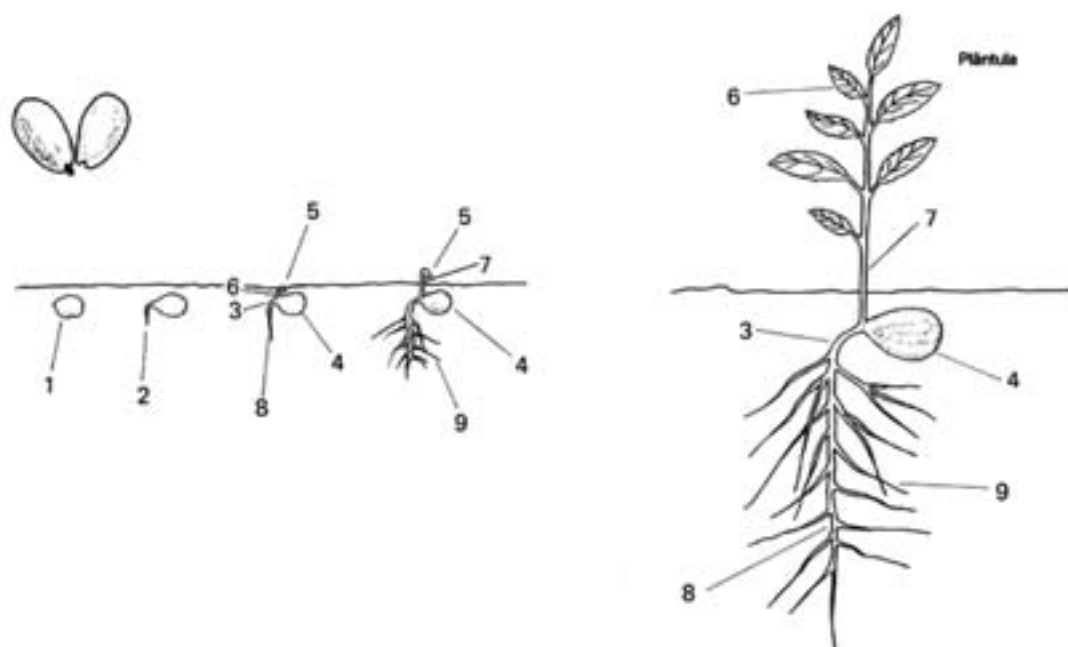


FIGURA 5.4 – Germinação hipógea de *Triticum sp.* e *Zea mays* e germinação epígea de *Allium sp.* (Monocotiledôneas)



1 - Raiz adventícia; 2 - Broto axilar; 3 - Cotilédone; 4 - Embrião; 5 - Epicótilo; 6 - Hipocótilo; 7 - Raiz lateral; 8 - Plúmula; 9 - Folha primordial; 10 - Raiz primária; 11 - Radícula; 12 - Gema apical.

**FIGURA 5.5 – Germinação hipógea de *Pisum sp.* e germinação epígea de *Helianthus sp.* e *Phaseolus sp.* (Dicotiledôneas)**



1 – Semente; 2 – Radícula; 3 – Hipocótilo; 4 – Cotilédones (permanecem encerrados dentro do tegumento); 5 – Plúmula; 6 – Broto terminal; 7 – Epicótilo; 8 – Raíz primária; 9 – Raíz secundária

**FIGURA 5.6 – Germinação hipógea da semente de pêsego (Dicotiledônea).**



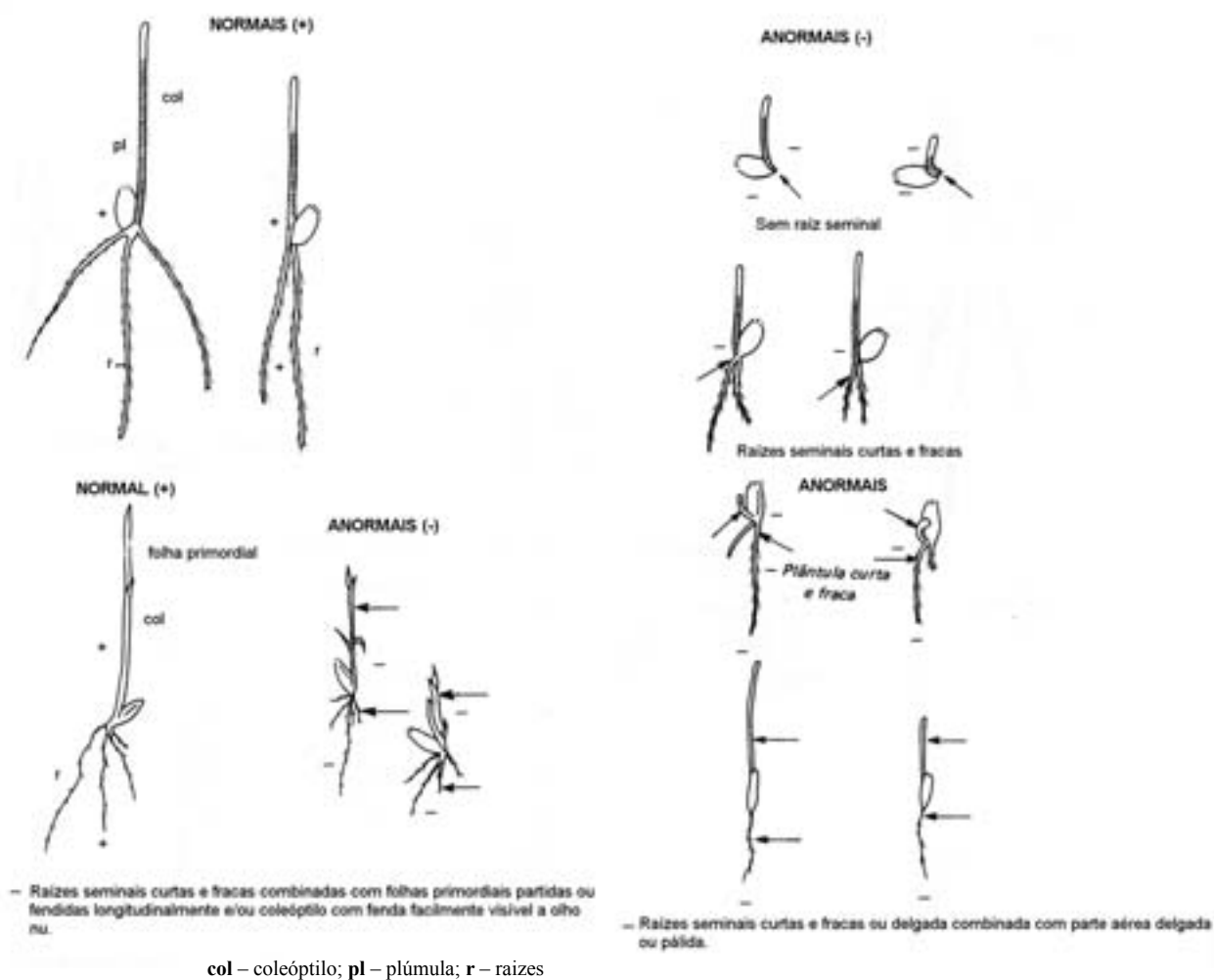
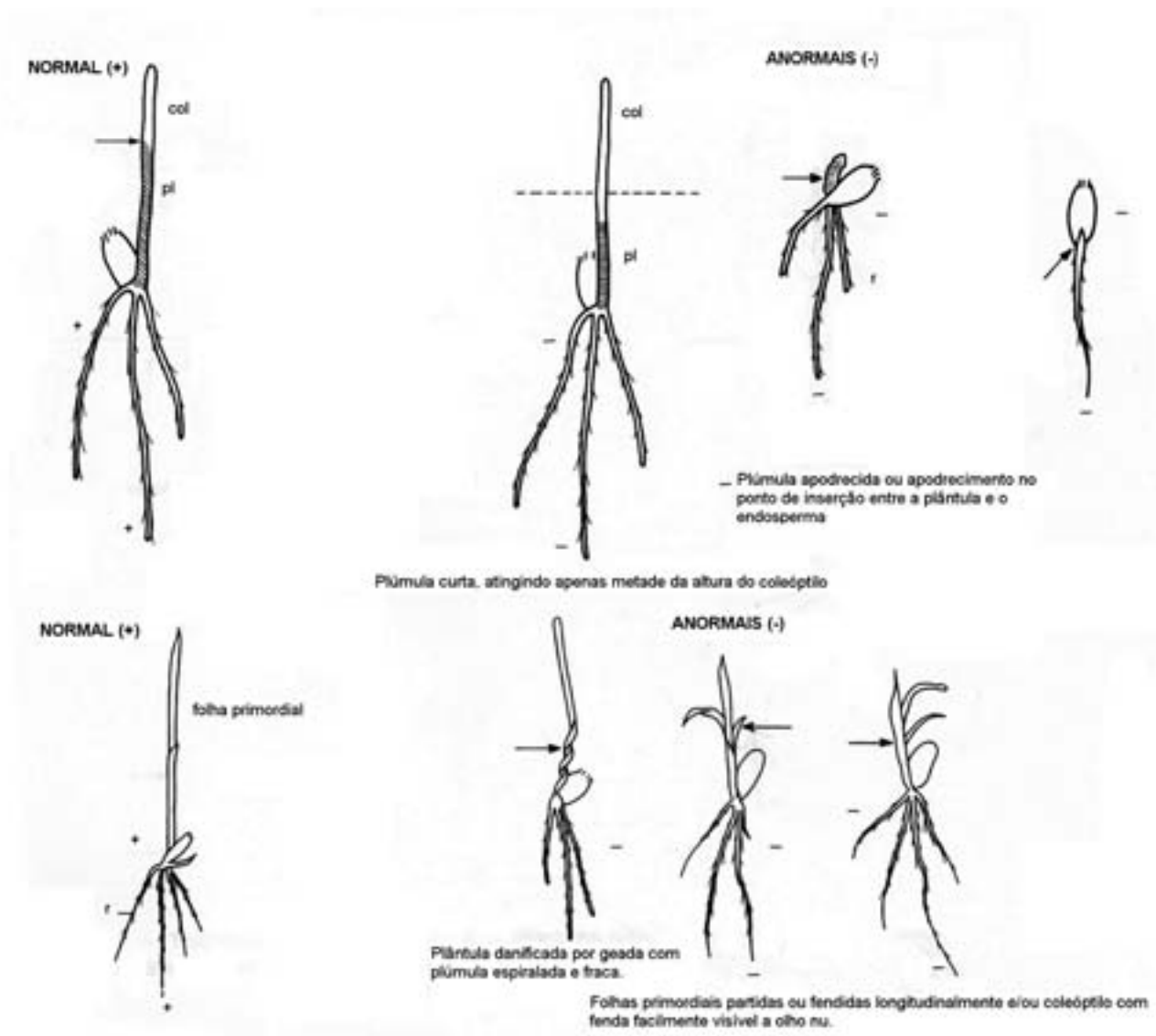


FIGURA 5.7 – Categorias de anormalidades em Monocotiledôneas



col – coleóptilo, pl – plúmula; r – raízes,

FIGURA 5.8 – Categorias de anormalidades em Monocotiledôneas.

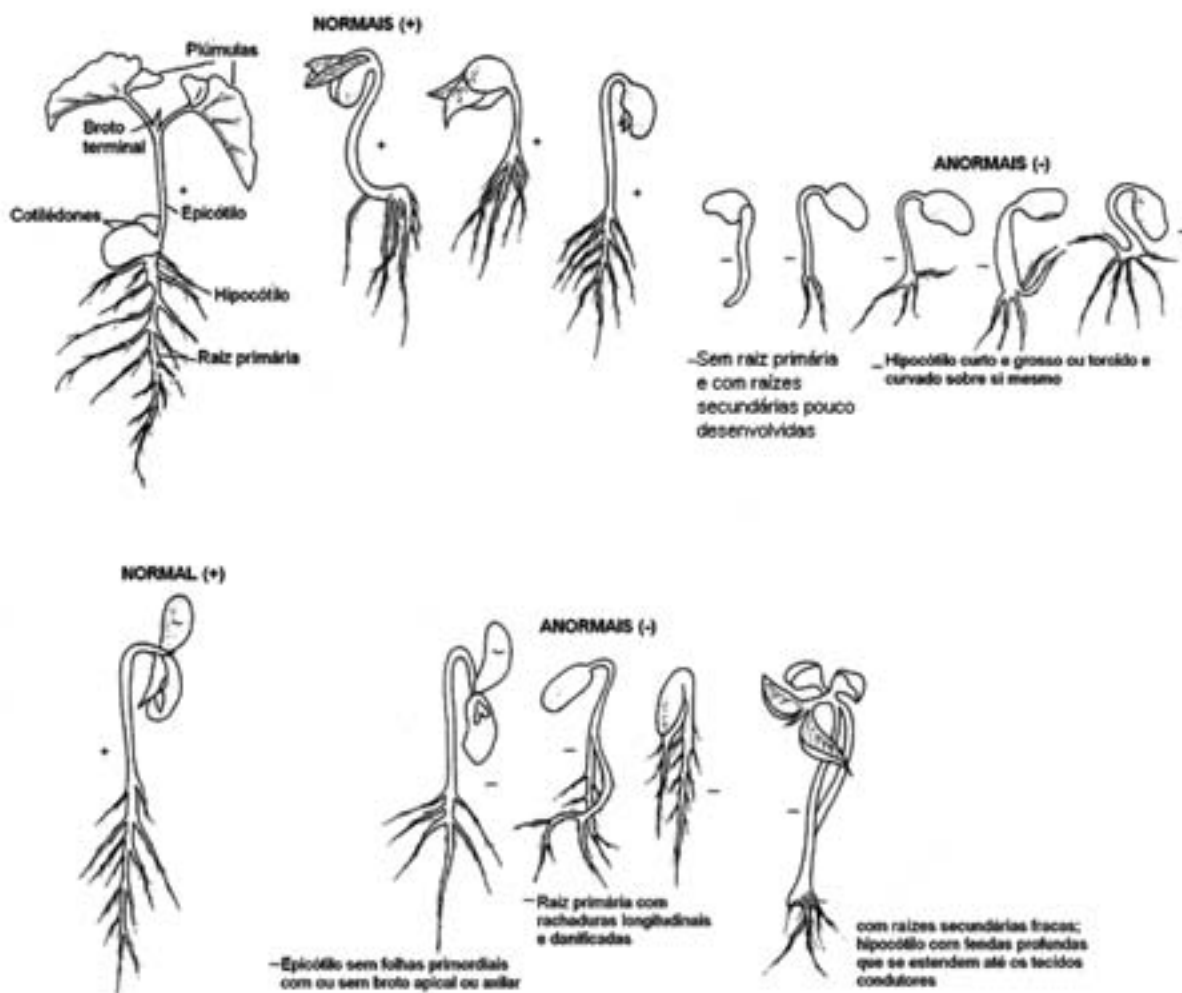


FIGURA 5.9 – Categorias de anormalidades em Dicotiledôneas.

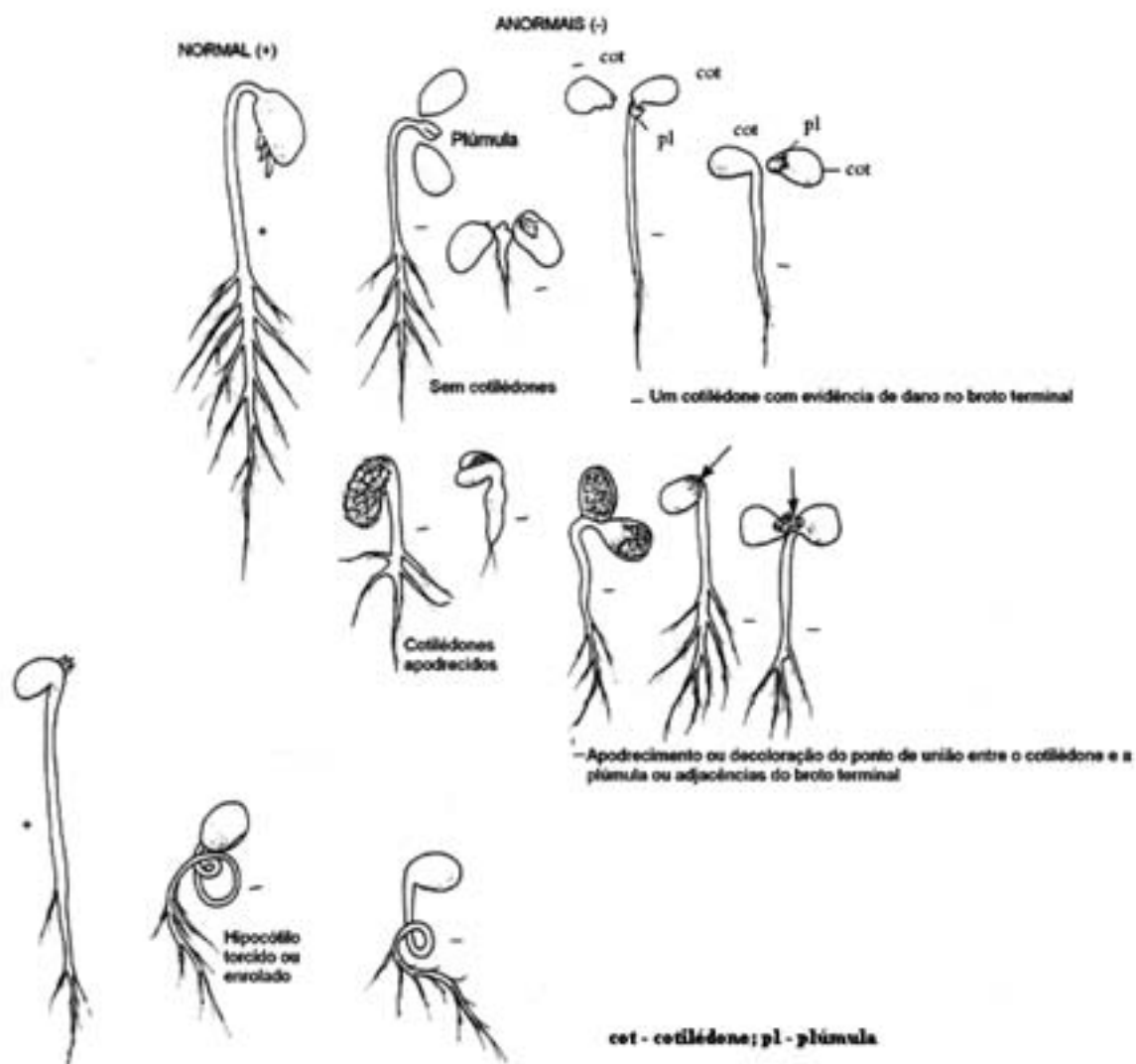


FIGURA 5.10 – Categorias de anormalidades em Dicotiledôneas.

**QUADRO 5.1 — Instruções para realizar os testes de germinação de sementes, por espécie botânica.**

O Quadro indica, por espécie botânica, os pesos das subamostras de trabalho para o teste de sementes por repetições pesadas, os substratos, as temperaturas, a duração do teste e as instruções adicionais, incluindo as recomendações para superar a dormência. Dentro de cada coluna encontra-se a seqüência das alternativas, mas não indica nenhuma preferência. Quando vários métodos e/ou alternativas são indicados, o(s) menos desejado(s) é(são) indicado(s) entre parênteses. Os substratos Entre Papel e Sobre Papel poderão ser substituídos por Papel Plissado.

As abreviações têm os seguintes significados:

- EA** = Entre Areia      **EP** = Entre Papel      **PP** = Papel Plissado  
**RP** = Rolo de Papel      **SA** = Sobre Areia      **SP** = Sobre Papel  
**EE** = Extrair os embriões.  
**GA<sub>3</sub>** = Umedecer o substrato inicialmente com uma solução de Ácido Giberélico(GA3), em vez de água.  
**H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>** = As sementes são escurificadas em ácido sulfúrico concentrado antes de iniciar o teste de germinação.  
**KNO<sub>3</sub>** = Umedecer o substrato inicialmente com uma solução a 0,2% de Nitrato de Potássio (KNO<sub>3</sub>), em vez de água.  
**L** = Fornecer LUZ por 8-16 horas, pode ser benéfico ao teste. A iluminação dos testes é geralmente recomendada para se obter um melhor desenvolvimento das plântulas. Se em certos casos a luz é necessária para promover a germinação de sementes dormentes ou se, por outro lado, a luz pode inibir a germinação e o substrato deve ser mantido no escuro, isto está indicado na última coluna.  
**LC** = Fornecer LUZ CONTINUA ou por mais de 16 horas por dia.  
**TZ** = Realizar o Teste de Tetrázólio.

Na primeira contagem o tempo indicado é aproximado, podendo ter uma variação de 1-3 dias, conforme o substrato e a temperatura escolhida. Se a escolha for pela temperatura mais baixa ou quando o teste for realizado em areia, a primeira contagem pode ser adiada. Para testes em areia com a contagem final após 7-10 dias, a primeira contagem pode ser, de modo geral, omitida. Na coluna referente a temperatura, quando for indicado um número isolado, significa temperatura constante e quando são dois números separados por um traço significa temperaturas alternadas.

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Abelmoschus esculentus</i> (= <i>Hibiscus esculentus</i> )	—	SP; EP; EA	20-30	4	21	38
<i>Abies spp.</i>	—	—	—	—	—	TZ
<i>Abies alba</i>	—	SP	20-30	7	28	19
<i>Abies amabilis</i>	—	SP; SA	20-30	7	28	12; 16
<i>Abies balsamea</i>	—	SP; SA	20-30	7	28	19; 78
<i>Abies cephalonica</i>	—	SP	20-30	7	28	16
<i>Abies cilicica</i>	—	SP	20-30	7	28	19
<i>Abies concolor</i>	—	SP; SA	20-30	7	28	16
<i>Abies firma</i>	—	SP	20-30	7	28	19
<i>Abies fraseri</i>	—	SP; SA	20-30	7	28	19; 78
<i>Abies grandis</i>	—	SP	20-30	7	28	12 ou 16

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Abies homolepis</i>	–	SP; SA	20-30	7	28	19; 78
<i>Abies lasiocarpa</i>	–	SP; SA	20-30	7	28	19
<i>Abies magnifica</i>	–	SP; SA	20-30	7	28	19; 78
<i>Abies nordmanniana</i>	–	SP	20-30	7	28	16
<i>Abies numidica</i>	–	SP	20-30	7	28	19
<i>Abies pinsapo</i>	–	SP	20-30	7	28	16
<i>Abies procera</i>	–	SP; SA	20-30	7	28	16
<i>Abies sachalinensis</i>	–	SP	20-30	7	28	19
<i>Abies veitchii</i>	–	SP; SA	20-30	7	28	16
<i>Abronia umbellata</i>	–	EA	20-30	10	28	–
<i>Abutilon</i> <sup>3</sup> <i>hybridum</i>	–	SP; EP	20-30; 20	5-7	21	–
<i>Acacia</i> spp.	–	SP	20-30; (20)	7	21	34; 41; (60)
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Acer</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Acer campestre</i>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Acer negundo</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(EA; (SP))	(20)	(7)	(21)	(18); (46)
( <i>Acer ginnala</i> ) ver <i>Acer tataricum</i> subsp. <i>ginnala</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Acer palmatum</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(EA; (SP))	(20)	(7)	(21)	(18); (46)
<i>Acer platanoides</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(EA; (SP))	(20)	(7)	(21)	(18); (46)
<i>Acer pseudoplatanus</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(EA; (SP))	(20)	(7)	(21)	(18); (46)
<i>Acer rubrum</i>	–	EA; (SP)	20	7	21	–
<i>Acer saccharinum</i>	–	EA; (SP)	20	7	21	–
<i>Acer saccharum</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(EA; (SP))	(20)	(7)	(21)	(18); 46; (78)
<i>Acer tataricum</i> subsp. <i>ginnala</i> (= <i>Acer ginnala</i> )	–	–	–	–	–	TZ
( <i>Achillea argentea</i> ) ver <i>Achillea umbellata</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Achillea clavennae</i>	–	SP; EP	20-30; 20	5	14	L
<i>Achillea filipendulina</i>	–	SP; EP	20-30; 20	5	14	L
<i>Achillea millefolium</i>	–	SP	20-30	5	14	76; L
<i>Achillea ptarmica</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	5	14	76; L
<i>Achillea umbellata</i> (= <i>Achillea argentea</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	5	14	L
<i>Aconitum napellus</i>	–	SP; EA	20	6	21	40
( <i>Acroclinium roseum</i> ) Ver <i>Helipterum roseum</i>	–	–	–	–	–	–

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Adonis aestivalis</i>	–	EP; EA	12-17; 10	14	35	(TZ)
<i>Adonis vernalis</i>	–	SP; EP	15; 10	7-14	35	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Aeschynomene americana</i>	–	SP	20-30; 20-35	4	14	–
<i>Aeschynomene villosa</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Aesculus hippocastanum</i>	–	SA; (EA)	20-30; (20)	7	21	1; 90; 92; 95
<i>Aesculus pavia</i>	–	SP	20-30	–	28	–
<i>Ageratum houstonianum</i>	–	SP; SA	20-30; 20	3-5	14	–
<i>Ageratum mexicanum</i>	–	SP; EA	20-30; 17-30	7	14	–
<i>Agrimonia eupatoria</i>	–	SP	20-30	7-14	60	51 seguido do 39
<i>Agropyron</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Agropyron cristatum</i>	–	SP	20-30; 15-25	5	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
( <i>Agropyron dasystachyum</i> ) ver <i>Elymus lanceolatus</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Agropyron desertorum</i>	–	SP	20-30; 15-25	5	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
( <i>Agropyron elongatum</i> ) ver <i>Elytrigia elongata</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Agropyron inerme</i> ) ver <i>Pseudoroegneria spicata</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Agropyron intermedium</i> ) ver <i>Elytrigia intermedia</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Agropyron repens</i> ) ver <i>Elytrigia repens</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Agropyron riparium</i> ) ver <i>Elymus lanceolatus</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Agropyron smithii</i> ) ver <i>Pascopyrum smithii</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Agropyron spicatum</i> ) ver <i>Pseudoroegneria spicata</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Agropyron trachycaulum</i> ) ver <i>Elymus trachycaulus</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Agropyron trichophorum</i> ) ver <i>Elytrigia intermedia</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Agrostemma</i> spp.	–	EP; EA	10-20; 17-30	5	21	8
<i>Agrostis</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Agrostis canina</i>	–	SP; SA	20-30; 15-25; 10-30	7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Agrostis capillaris</i>	–	SP; SA	20-30; 15-25; 10-30	7	28	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Agrostis gigantea</i>	–	SP; SA	20-30; 15-25; 10-30	5	10	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Agrostis palustris</i> [incluída em <i>Agrostis stolonifera</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Agrostis stolonifera</i> [incluindo <i>Agrostis palustris</i> ]	–	SP; SA	20-30; 15-25; 10-30	7	28	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Ailanthus altissima</i>	–	SP	20-30	7	21	46; 51
<i>Alcea rosea</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	39
<i>Allium</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Allium cepa</i>	–	SP; EP; EA	20; 15	6	12	1
<i>Allium fistulosum</i>	–	SP; EP; EA	20; 15	6	12	1

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Allium porrum</i>	–	SP; EP; EA	20; 15	6	14	1
<i>Allium schoenoprasum</i>	–	SP; EP; EA	20; 15	6	14	1
<i>Allium tuberosum</i>	–	SP	20-30; 20	6	14	1
<i>Alnus cordata</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Alnus glutinosa</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Alnus incana</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Alnus rubra</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Alonsoa meridionalis</i>	–	SP; EP; SA; EA	17-30; 20	6	21	–
<i>Alopecurus spp.</i>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Alopecurus arundinaceus</i>	–	SP; SA	15-30	14	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Alopecurus pratensis</i>	–	SP; SA	20-30; 15-25; 10-30	7	14	1; KNO <sub>3</sub>
( <i>Althaea</i> <sup>hybrida</sup> ) Ver <i>Althaea</i> Hybrids	–	–	–	–	–	–
<i>Althaea</i> Hybrids (= <i>Althaea</i> <sup>hybrida</sup> )	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	39
<i>Althaea officinalis</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	–
<i>Alysicarpus vaginalis</i>	–	EP; SP	35	4	21	54
<i>Alyssum argenteum</i>	–	SP	20-30; 20; 15	4-7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Alyssum compactum</i>	–	SP; SA	15	–	08	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Alyssum montanum</i>	–	SP	20-30; 20; 15	4-7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Alyssum procumbens</i>	–	EP; SP	15	–	08	KNO <sub>3</sub> ; L
( <i>Alyssum saxatile</i> ) ver <i>Aurinia saxatilis</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Amaranthus caudatus</i>	–	SP; SA	20-30; 20	4-5	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Amaranthus cruentus</i> (= <i>Amaranthus paniculatus</i> )	–	SP; SA	20-30; 20	4-5	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Amaranthus hybridus</i>	–	SP; SA	20-30; 20	4-5	14	1; KNO <sub>3</sub>
( <i>Amaranthus paniculatus</i> ) ver <i>Amaranthus cruentus</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Amaranthus tricolor</i>	–	SP; SA	20-30; 20	4-5	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Amberboa moschata</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	4-7	21	1; L
<i>Ammobium alatum</i>	–	SP; EP	20-30; 20	5-7	14	–
<i>Amorpha fruticosa</i>	–	SP	20-30	10	28	L
–	–	–	–	–	–	TZ
<i>Ampelopsis spp.</i>	–	SP; EP; SA; EA	17-30	7	42	–
<i>Anagallis arvensis</i>	–	SP	20-30; 15; 10	7-10	21	22; 35; KNO <sub>3</sub>
<i>Anagallis arvensis</i> var. <i>caerulea</i> (= <i>Anagallis arvensis</i> f. <i>caerulea</i> )	–	SP; EP; EA	15; 10	10	21	22; 35; KNO <sub>3</sub>
( <i>Anagallis arvensis</i> f. <i>caerulea</i> ) ver <i>Anagallis arvensis</i> var. <i>caerulea</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Anagallis grandiflora</i>	–	SP; EP; EA	15; 10	10	21	22; 35; KNO <sub>3</sub>
<i>Anagallis monelli</i>	–	SP; EP; SA	15; 10	10	21	22; 35; KNO <sub>3</sub>
<i>Anchusa azurea</i>	–	SP; EP	20-30; 20	5-7	21	–
<i>Anchusa capensis</i>	–	SP; EP	20-30; 15	5-7	21	35



Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
( <i>Anchusa myosotidiflora</i> ) ver <i>Brunnera macrophylla</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Andropogon</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Andropogon gayanus</i>	–	SP; SA	15-35; 20-35	7	28	KNO <sub>3</sub> ; L; 107
<i>Andropogon gerardi</i>	–	SP; SA	20-30	7	28	12; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Andropogon hallii</i>	–	SP; SA	20-30	7	28	12; KNO <sub>3</sub> ; L
( <i>Andropogon ischaemum</i> ) ver <i>Bothriochloa ischaemum</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Andropogon scoparius</i> ) ver <i>Schyzachyrium scoparium</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Anemone coronaria</i>	–	SP	20; 15	7-14	28	1
<i>Anemone pulsatilla</i> (= <i>Pulsatilla vulgaris</i> )	–	SP	20; 15	7-14	28	1
<i>Anemone sylvestris</i>	–	SP	20; 15	7-14	28	1
<i>Anethum graveolens</i>	–	SP; EP	20-30; 10-30	7	21	1; L
<i>Angelica archangelica</i>	–	SP; EP	20-30	7-10	28	1; L
<i>Anthemis nobilis</i>	–	SP	20-30; 20	4	14	–
<i>Anthemis sanct-johannis</i>	–	SP	15	–	14	35; L
<i>Anthemis tinctoria</i>	–	SP; SA	15	–	14	35; L
<i>Anthoxanthum</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Anthoxanthum odoratum</i>	–	SP; SA	20-30	6	14	L
<i>Anthriscus cerefolium</i>	–	SP; EP; SA	20-30	7	21	1; L
<i>Anthyllis vulneraria</i>	–	SP; EP; SA	20	5	10	1
<i>Antirrhinum majus</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	5-7	21	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Antirrhinum</i> spp.	–	SP; EP; SA	20-30; 15	5	12	80; L
<i>Apium graveolens</i>	–	SP; SA	20-30; 15-25; 20	10	21	1; 102; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Aquilegia alpina</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 15	7-14	28	22; L
<i>Aquilegia caerulea</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 15	14	30	14; L
<i>Aquilegia canadensis</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 15	7-14	28	14; L
<i>Aquilegia chrysantha</i>	–	SP; EP	20-30; 15	7-14	28	14; L
<i>Aquilegia ʹcultorum</i>	–	SP; EP	20-30; 15	7-14	28	14; L
<i>Aquilegia longissima</i>	–	SP; EP	20-30; 15	14	30	14; L
<i>Aquilegia vulgaris</i>	–	SP; EP	20-30; 15	7-14	28	14; L
<i>Arabis alpina</i>	–	SP	20-30; 15	5-7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Arabis ʹarendsii</i>	–	SP	20-30; 15	5-7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Arabis blepharophylla</i>	–	SP	20-30; 15	5-7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Arabis caucasica</i>	–	SP	20-30; 15	5-7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Arabis procurrentes</i>	–	SP	20-30; 15	5-7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Arabis scopoliana</i>	–	SP	20-30; 15	5-7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Arachis hypogaea</i>	–	RP; EA	20-30; 25; 30	5	10	32; 55
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Arachis pintoi</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Araucaria</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Arctium lappa</i>	–	EP; SA; EA; SP	20-30; 20	14	35	1; TZ
<i>Arctotis fastuosa</i> (= <i>Venidium fastuosum</i> )	–	SP; SA	20-30	–	10	L

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
( <i>Arctotis grandis</i> ) ver <i>Arctotis stoechadifolia</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Arctotis</i> spp. (exceto <i>Arctotis fastuosa</i> e <i>A. stoechadifolia</i> )	–	SP	17-30	7	21	76; L
<i>Arctotis stoechadifolia</i> (= <i>Arctotis grandis</i> )	–	SP; EP	20-30; 20; 15	7	21	76; L
<i>Armeria maritima</i>	–	SP; EP	20-30; 15	4-7	21	KNO <sub>3</sub>
<i>Arnica montana</i>	–	SP	20-30; 20	5	14	–
<i>Arrhenatherum elatius</i>	–	SP; SA	20-30	6	14	1; L
–	–	–	–	–	–	TZ
<i>Artemisia absinthium</i>	–	SP	20-30	4-7	21	–
<i>Artemisia dracunculus</i>	–	SP	20-30	4-7	21	–
<i>Artemisia maritima</i>	–	SP	20-30	4-7	21	–
<i>Artemisia vulgaris</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Asclepias</i> spp. (exceto <i>Asclepias tuberosa</i> )	–	EP; SA	20-30	7	21	19; 40
<i>Asclepias tuberosa</i>	–	SP; SA	20-30; 10-30	7	28	19; L
<i>Asparagus densiflorus</i> (= <i>Asparagus springeri</i> )	–	S; EP; EA	20-30; 20	7-14	35	51; 71; 76
<i>Asparagus officinalis</i>	–	SP; EP; EA	20-30	10	28	76
( <i>Asparagus plumosus</i> ) ver <i>Asparagus setaceus</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Asparagus setaceus</i> (= <i>Asparagus plumosus</i> )	–	SP; EP; EA	20-30; 20	7-14	35	51; 71; 76
( <i>Asparagus sprengeri</i> ) ver <i>Asparagus densiflorus</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Asperula</i> spp.	–	SP; EP	10	7	28	–
<i>Aster alpinus</i>	–	SP	20-30; 20	3-5	14	1
<i>Aster amellus</i>	–	SP	20-30; 20	3-5	14	1
<i>Aster dumosus</i>	–	SP	20-30; 20	3-5	14	1
( <i>Aster tanacetifolius</i> ) ver <i>Machaeranthera tanacetifolia</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Astragalus cicer</i>	–	SP; EP	15-25; 20	10	21	–
<i>Astrebla lappacea</i>	–	SP	32	7	14	KNO <sub>3</sub>
<i>Atriplex hortensis</i>	–	SP; EP	20-30; 12; 20	7	28	–
<i>Atropa belladonna</i>	–	SP; EP; SA	20-30	10	28	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Aubrieta deltoidea</i> [incluindo <i>Aubrieta graeca</i> ]	–	SP	20; 15; 10	7	21	1; 35
<i>Aubrieta graeca</i> [incluída em <i>Aubrieta deltoidea</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Aurinia saxatilis</i> (= <i>Alyssum saxatile</i> )	–	SP	20-30; 20; 15	4-7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Avena</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Avena byzantina</i> [incluída em <i>Avena sativa</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Avena nuda</i>	–	EP; EA	20	5	10	2; 30; 78
<i>Avena sativa</i> [incluindo <i>Avena byzantina</i> ]	–	RP; SA; EP; EA	20; 15	5	10	2; 30

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Avena strigosa</i>	–	RP; SA; EP; EA	20	5	10	2; 30
( <i>Avenella flexuosa</i> ) ver <i>Deschampsia flexuosa</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Axonopus affinis</i> ) ver <i>Axonopus fissifolius</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Axonopus compressus</i>	–	SP; SA	20-35	10	21	KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Axonopus fissifolius</i> (= <i>Axonopus affinis</i> )	–	SP; SA	20-35	10	21	KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Baileya multiradiata</i>	–	SP; EP; SA	20-30	–	14	66; L
<i>Barbarea verna</i>	–	SP; SA	30	4	7	KNO <sub>3</sub> ; L
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Basella Alba</i>	–	RP	30	5	10	38; 50
<i>Beckmannia eruciformis</i>	–	SP	20-30; 20	7	21	–
<b>Begonia semperflorens-Grupo Cultorum</b> (= <i>Begonia</i> <sup>3</sup> <i>sempreflorens-cultorum</i> )	–	SP	20-30; 20	7-14	21	1
<i>Begonia</i> <sup>4</sup> <i>tuberhybrida</i>	–	SP; SA	20-30; 20	7-14	21	1
<i>Bellis perennis</i>	–	SP; SA	20-30; 20	4-7	14	1
<i>Berberis thunbergii</i>	–	SP; EA	18-22	10	14	EE
<i>Berberis vulgaris</i>	–	SP; SA	18-22	10	14	EE
<i>Beta vulgaris</i>	–	SP; PP; EA; RP	20-30; 20; 15-25	4	14	52
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Betula papyrifera</i>	–	SP; SA	20-30	7	21	–
<i>Betula pendula</i>	0,10 (opcional)	SP; SA	20-30	7	21	81
<i>Betula pubescens</i>	0,10 (opcional)	SP; SA	20-30	7	21	–
<i>Borago officinalis</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	5	14	L
<i>Bothriochloa insculpta</i>	–	SP	20-35	3	21	KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Bothriochloa ischaemum</i> (= <i>Andropogon ischaemum</i> ; <i>Dichanthium ischaemum</i> )	–	SP; EP; SA	20-30	5	21	12; 62; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Bothriochloa pertusa</i>	–	SP	20-35	3	21	KNO <sub>3</sub> ; L; 107
<i>Bouteloua curtipendula</i>	–	SP; EP; EA	15-30	7	28	62; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Bouteloua dactyloides</i> (cariopses) (= <i>Buchloe dactyloides</i> )	–	SP; EP; EA	20-35	5	14	KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Bouteloua dactyloides</i> (não cariopses) (= <i>Buchloe dactyloides</i> )	–	SP; SA	20-35	7	28	17; 62; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Bouteloua gracilis</i> (= <i>Bouteloua oligostachya</i> )	–	SP	20-30; 15-30	7	28	KNO <sub>3</sub>
( <i>Bouteloua oligostachya</i> ) ver <i>Bouteloua gracilis</i>	–	–	–	–	–	–

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Brachiaria</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Brachiaria brizantha</i>	–	SP	15-35; 20-35	7	21	31; 57; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Brachiaria decumbens</i>	–	SP	15-35; 20-35	7	21	57; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Brachiaria dytioneura</i> ver <i>Brachiaria humidicola</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Brachiaria humidicola</i>	–	SP	15-35; 20-35	7	21	56; KNO <sub>3</sub>
<i>Brachiaria mutica</i>	–	SP	15-35; 20-35	7	21	57; KNO <sub>3</sub>
<i>Brachiaria ramosa</i> (= <i>Panicum ramosum</i> )	–	SP	20-30; 30; 15-35	4	14	30; KNO <sub>3</sub>
<i>Brachiaria ruziziensis</i>	–	SP	15-35; 20-35	7	21	57; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Brachycome iberidifolia</i>	–	SP; SA	20-30; 15	4-7	14	–
<i>Brassica</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Brassica campestris</i> [incluída em <i>Brassica rapa</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Brassica chinensis</i> [incluída em <i>Brassica rapa</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Brassica hirta</i>	–	SP; EP	20-30	3	5	L
<i>Brassica juncea</i>	–	SP	20-30; 20	5	7	9; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Brassica napus</i>	–	SP	20-30; 20	5	7	1
<i>Brassica napus</i> var. <i>napobrassica</i>	–	SP; EP	20-30; 20	5	14	1
<i>Brassica nigra</i>	–	SP; SA	20-30; 20	5	10	6; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Brassica oleracea</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	5	10	6; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Brassica pekinensis</i> [incluída em <i>Brassica rapa</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Brassica rapa</i> [incluindo <i>Brassica campestris</i> ; <i>B. chinensis</i> ; <i>B. pekinensis</i> ; <i>B. perviridis</i> ]	–	SP; EP; SA	20-30; 20; 15-25	5	7	1; KNO <sub>3</sub> ; 80
<i>Brassica perviridis</i> [incluída em <i>Brassica rapa</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Briza máxima</i>	–	SP	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Bromus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Bromus arvensis</i>	–	SP; SA	20-30; 15-25	7	21	7; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Bromus carinatus</i>	–	SP	20-30; 15-25; 10-30	7	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Bromus catharticus</i>	–	SP; SA	20-30	7	28	1; 68; KNO <sub>3</sub>
<i>Bromus erectus</i>	–	SP	20-30; 15-25	7	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Bromus hordeaceus</i> (= <i>Bromus mollis</i> )	–	SP	20-30	7	14	1
<i>Bromus inermis</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 15-25	7	14	4; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Bromus marginatus</i> ( <i>Bromus mollis</i> ) ver <i>Bromus hordeaceus</i>	–	SP; SA	20-30; 15-25	7	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Bromus riparius</i>	–	SP	20-30; 15-25	7	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Bromus sitchensis</i>	–	SP	20-30; 15-25	7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Browallia viscosa</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	7	21	–
<i>Brugmansia arborea</i> (= <i>Datura arborea</i> )	–	EP; RP; EA	20-30; 20	5-7	21	1; 39

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Brunnera macrophylla</i> (= <i>Anchusa myosotidiflora</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	7	21	–
( <i>Buchloe dactyloides</i> ) ver <i>Bouteloua dactyloides</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Cacalia</i> spp.	–	EA; SA	17-30	5	14	–
<i>Cactus</i> spp.	–	SP; SA	20-30	7	18	71; L
<i>Cajanus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Cajanus cajan</i>	–	RP; SP; EA	20-30; 25; 30	4	10	38
<i>Calandrinia</i> spp.	–	SP; SA	17-30	7	21	L
<i>Calceolaria herbeo hybrida</i>	–	SP; SA	20-30; 15	7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Calceolaria polyrrhiza</i>	–	SP; SA	20-30; 15	7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Calceolaria</i> spp. (exceto <i>Calceolaria herbeo hybrida</i> ; <i>Calceolaria polyrrhiza</i> )	–	SP; SA	20-30; 15	8	18	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Calendula officinalis</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Callistephus chinensis</i>	–	SP	20-30; 20	4-7	14	66; L
<i>Calocedrus</i> spp. (= <i>Libocedrus</i> spp.)	–	–	–	–	–	TZ
<i>Calocedrus decurrens</i> (= <i>Libocedrus decurrens</i> )	–	SP; SA	20-30	7	28	20
	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
<i>Calopogonium mucunoides</i>	–	SP	25; 20	3	10	38
<i>Camelina sativa</i>	–	SP	20-30	4	10	–
<i>Camellia japônica</i>	–	SP; SA; EA	20	10	35	40
<i>Campanula carpatica</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Campanula fragilis</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Campanula garganica</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Campanula glomerata</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Campanula lactiflora</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Campanula medium</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Campanula persicifolia</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Campanula portenschlagiana</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Campanula pyramidalis</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Campanula rapunculoides</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Canavalia ensiformis</i>	–	RP; EA	20-30; 30	4	8	38
<i>Canna indica</i>	–	SP; SA	20	5	7	39
<i>Cannabis indica</i> [incluída em <i>Cannabis sativa</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Cannabis sativa</i> [incluindo <i>Cannabis indica</i> ]	–	SP; EP	20-30; 20	3	7	–
<i>Capparis</i> spp.	–	EP	20-30	7	21	–
<i>Capsicum</i> spp.	–	SP; EP; SA	20-30	7	14	KNO <sub>3</sub>
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Caragana arborescens</i>	–	RP; EA; SP	20-30	7	21	39; 41
<i>Cardiospermum halicacabum</i>	–	SP; SA ;EA	20-30	10	35	38; 40

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Carica papaya</i>	–	RP; EA	20-30; 20-35	7	30	110
<i>Carlina acaulis</i>	–	SP	20-30	5	14	L
<i>Carnegiea gigantea</i> (= <i>Cereus giganteus</i> )	–	SP; SA;	20-30	–	20	L; 71
<i>Carpinus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Carpinus betulus</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	(EA)	(20)	(14)	(42)	(96 seguido do 84)
<i>Carthamus tinctorius</i>	–	SP; EP; EA	20-30; 25; 15-20	4	14	–
<i>Carum carvi</i>	–	SP; EP; SA	20-30	7	21	–
<i>Carya illinoensis</i>	–	SP	20-30	–	28	18
<i>Carya ovata</i>	–	SP	20-30	–	28	18
<i>Cassia</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
( <i>Castalis tragus</i> ) ver <i>Dimorphotheca tragus</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Castanea</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Castanea sativa</i>	–	SA; (EA)	20-30	7	21	89; 95
<i>Casuarina</i> spp.	–	EA; SP	20-30	–	14	L
<i>Catalpa</i> spp.	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Catharanthus roseus</i> (= <i>Vinca rosea</i> )	–	SP; EP	20-30	6	23	71; L
<i>Cedrela</i> spp.	–	SP	20-30	7	28	–
<i>Cedrus atlântica</i>	–	SP	20; (20-30)	7	21	19
<i>Cedrus deodara</i>	–	SP	20; (20-30)	7	21	19
<i>Cedrus libani</i>	–	SP	20; (20-30)	7	21	19
<i>Celastrus</i> spp.	–	SP; SA	18-22	10	14	EE
<i>Celosia argêntea</i>	–	SP; SA; EA	20-30; 20	3-5	14	1; 37; 80; L
<i>Cenchrus ciliaris</i>	–	SP; EA	20-35; 20-30; 30	7	28	11; 62; 63; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Cenchrus setiger</i>	–	SP	20-35	3	14	32; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Centaurea americana</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	4-7	21	1; 51; L
<i>Centaurea cineraria</i>	–	SP	15	7	21	–
<i>Centaurea cyanus</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	4-7	21	1; 66; L
<i>Centaurea dealbata</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	4-7	21	1; L
<i>Centaurea gymnocarpa</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	4-7	21	1; L
<i>Centaurea imperialis</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	4-7	21	1; 80; L
<i>Centaurea macrocephala</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	4-7	21	1; L
<i>Centaurea montana</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	4-7	21	1; L
<i>Centaurea ragusina</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	4-7	21	1; L
<i>Centrosema</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Centrosema macrocarpum</i>	–	SP	20-35	4	10	–
<i>Centrosema pascuorum</i>	–	SP	35	3	7	–
<i>Centrosema pubescens</i>	–	SP	20-35	4	10	–
<i>Cerastium tomentosum</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	KNO <sub>3</sub>
( <i>Cereus giganteus</i> ) ver <i>Carnegiea gigantea</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Chaerophyllum dasycarpum</i>	–	SP; EP	15	7	21	76; L
<i>Chamaechrysa rotundifolia</i>	–	SP	20-30	4	14	–

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Chamaecyparis</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Chamaecyparis lawsoniana</i>	–	SP; SA	20; (20-30)	7	28	–
<i>Chamaecyparis nootkatensis</i>	–	SP; SA	20; (20-30)	7	28	19
<i>Chamaecyparis obtusa</i>	–	SP; SA	20-30	7	21	–
<i>Chamaecyparis pisifera</i>	–	SP; SA	20-30	7	21	–
<i>Chamaecyparis thyoides</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	(SP)	(20)	(7)	(28)	(83)
( <i>Cheiranthus</i> <i>ʼallionii</i> ) ver <i>Erysimum</i> <i>ʼmarshallii</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Cheiranthus cheiri</i> ) ver <i>Erysimum cheiri</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Chelidonium majus</i>	–	SP	20-30	7-14	28	1
<i>Chloris</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Chloris gayana</i> <sup>1</sup>	0,25 (opcional)	SP; SA	20-35; 20-30	7 e 5 <sup>1</sup>	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
( <i>Chrysanthemum achilleifolium</i> ) ver <i>Tanacetum achilleifolium</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Chrysanthemum carinatum</i> ) ver <i>Glebionis carinata</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Chrysanthemum cinerariifolium</i> ) ver <i>Tanacetum cinerariifolium</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Chrysanthemum coccineum</i> ) ver <i>Tanacetum coccineum</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Chrysanthemum coronarium</i> ) ver <i>Glebionis coronaria</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Chrysanthemum indicum</i> (= <i>Dendranthema indicum</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	1; L
( <i>Chrysanthemum multicaule</i> ) ver <i>Coleostephus multicaulis</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Chrysanthemum nivellei</i> ) ver <i>Heteranthemis viscidhirta</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Chrysanthemum parthenium</i> ) ver <i>Tanacetum parthenium</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Chrysanthemum ptarmiciflorum</i> ) ver <i>Tanacetum ptarmiciflorum</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Chrysanthemum segetum</i> ) ver <i>Glebionis segetum</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Cicer arietinum</i>	–	RP; EA	20-30; 20	5	08	–
<i>Cichorium endívia</i>	–	SP	20-30; 20	5	14	64; 68; 102; KNO <sub>3</sub> ; L
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Cichorium intybus</i>	–	SP	20-30; 20	5	14	68; 102; KNO <sub>3</sub> ; L
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Cineraria lyratifomis</i>	–	SP	20-30; 20	5	14	–
<i>Cistus</i> spp.	–	SP	20	4	14	–
<i>Citrullus lanatus</i>	–	RP; EA	20-30; 25; 30	5	14	50; 103
	–	–	–	–	–	TZ

1 *Chloris gayana* — Para teste de sementes por repetições pesadas, a primeira contagem deverá ser com 5 dias.

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Citrus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Clarkia amoena</i>	–	SP; EP	20-30; 15	4-7	14	1; L
<i>Clarkia pulchella</i>	–	SP	20-30; 15	3-5	14	1; L
<i>Clarkia unguiculata</i>	–	SP	20-30; 15	3-5	14	1; L
<i>Claytonia perfoliata</i>	–	EP	10	7	21	38
<i>Clematis</i> spp.	–	SP	10-30	7	28	–
<i>Cleome</i> spp. (exceto <i>C. hassleriana</i> )		SP; EP; EA	20-30	7	14	KNO <sub>3</sub>
<i>Cleome hassleriana</i>	–	SP	20-30; 20	7	28	KNO <sub>3</sub>
<i>Clitoria ternatea</i>	–	EP; EA	20-30	7	14	57
<i>Cnicus benedictus</i>	–	SP; EP; EA	20-30	7	21	1
<i>Cobaea scandens</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	–
<i>Coffea arabica</i>	–	RP; EA	20-30; 30	15	30	46
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Coffea canephora</i>	–	RP; EA	20-30; 30	15	30	46
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Coffea robusta</i>	–	RP; EA	20-30; 30	15	30	46
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Coix lacryma-jobi</i>	–	RP; EP	20-30	7-10	21	–
<i>Coleostephus multicaulis</i> (= <i>Chrysanthemum multicaule</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Coleus blumei</i>	–	SP; EP	20-30; 20	5-7	21	L
<i>Collinsia</i> spp.	–	EP	10	7	14	–
<i>Collomia</i> spp.	–	EA	20	5	21	–
<i>Consolida ajacis</i> (= <i>Consolida ambigua</i> ; <i>Delphinium ajacis</i> )	–	SP; EP; RP	20; 15; 10	10	21	1
( <i>Consolida ambigua</i> ) ver <i>Consolida ajacis</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Consolida regalis</i>	–	SP; EP; RP	20; 15; 10	7-10	21	1
<i>Convolvulus tricolor</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	14	39
<i>Corchorus capsularis</i>	–	SP; EP	30	3	5	L
<i>Corchorus olitorius</i>	–	SP; EP	30	3	5	L
<i>Cordyline australis</i>	–	SP	20-30	15	30	48; L
<i>Cordyline indivisa</i> (= <i>Dracaena indivisa</i> )	–	SP; SA; EP	20-30	15	30	48; L
<i>Coreopsis basalis</i> (= <i>Coreopsis drummondii</i> )	–	SP	20-30; 20	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
( <i>Coreopsis cardaminifolia</i> ) ver <i>Coreopsis tinctoria</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Coreopsis coronata</i> ) ver <i>Coreopsis nuecensis</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Coreopsis lanceolata</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Coreopsis maritima</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Coreopsis nuecensis</i> (= <i>Coreopsis coronata</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	7	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Coreopsis tinctoria</i> (= <i>Coreopsis cardaminifolia</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L



Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Coreopsis</i> spp. (= <i>Leptosyne</i> spp.)	–	SP; SA	20-30	5	16	–
<i>Coriandrum sativum</i>	–	SP; EP; RP; PP	20-30; 20; 15	7	21	103
<i>Cornus florida</i>	–	EA; SP; SA	20-30	–	28	84; EE
<i>Cornus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Cornus mas</i>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Cornus sanguinea</i>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Cornus stolonifera</i>	–	SP; SA	18-22	–	10	83; EE
( <i>Coronilla varia</i> ) ver <i>Securigera varia</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Corylus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Corylus avellana</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	(EA)	(20; (20-30))	(14)	(35)	(92 seguido do 18)
<i>Cosmos bipinnatus</i> (= <i>Bidens formosa</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	3-5	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Cosmos sulphureus</i>	–	SP; RP	20-30; 20	3-5	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Cotoneaster</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Crambe abyssinica</i>	–	SP; EP; EA	20; 25; 20-30	4	7	KNO <sub>3</sub>
<i>Crataegus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Crataegus mollis</i>	–	SA; SP	20-30	(7)	14	94; 99 seguido do 84
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Crataegus monogyna</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	(EA)	(20-30)	(7)	(28)	(99 seguido do 87)
<i>Crossandra infundibuliformis</i>	–	SP	20-30	12	28	L
<i>Crotalaria</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Crotalaria brevidens</i> [incluindo <i>Crotalaria intermedia</i> ]	–	EP	20-30	4	10	–
<i>Crotalaria intermedia</i> [incluída em <i>Crotalaria brevidens</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Crotalaria juncea</i>	–	RP; EA	20-30	4	10	38
<i>Crotalaria lanceolata</i>	–	RP; EA	20-30	4	10	38
( <i>Crotalaria mucronata</i> ) ver <i>Crotalaria pallida</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Crotalaria pallida</i> (= <i>Crotalaria mucronata</i> )	–	EP; EA	20-30	4	10	38
<i>Crotalaria paulina</i>	–	EP; SP; EA	20-30	4	10	38
<i>Crotalaria spectabilis</i>	–	EP; SP; EA	20-30	4	10	38
<i>Cryptomeria japonica</i>	–	SP	20-30	7	28	–
<i>Cucumis</i> spp.	–	SP; EA	20-30; 25	4	8	PP
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Cucumis anguria</i>	–	RP; EA	20-30; 25; (32)	4	8	69; L; 103
<i>Cucumis melo</i>	–	RP; EA	20-30; 25	4	8	69; 80; 103
<i>Cucumis sativus</i>	–	RP; SP; EA	20-30 ; 25	4	8	69; 103
<i>Cucurbita</i> spp.	–	EP; EA	20-30; 25	4	8	PP
	–	–	–	–	–	TZ

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Cucurbita</i> Hybrids	–	EP; EA	20-30; 25	4	8	PP
<i>Cucurbita máxima</i>	–	RP; EA	20-30; 25	4	8	69; 103
<i>Cucurbita moschata</i>	–	RP; EA	20-30; 25	4	8	69; 103
<i>Cucurbita pepo</i>	–	RP; EA	20-30; 25	4	8	69; 103
<i>Cuminum cyminum</i>	–	SP	20-30	5	14	–
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Cupressus arizonica</i>	–	SP	20-30	7	28	16; L
<i>Cupressus macrocarpa</i>	–	SP	20-30	14	35	–
<i>Cupressus sempervirens</i>	–	SP	20	7	28	–
<i>Cyamopsis</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Cyamopsis tetragonoloba</i>	–	RP; SP; EA	20-30; 30	5	14	38
<i>Cyclamen africanum</i>	–	SP; RP	20	14	28	71
<i>Cyclamen persicum</i>	–	SP; EP; EA	20; 15	14-21	35	51; KNO <sub>3</sub>
<i>Cydonia oblonga</i>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Cymbalaria muralis</i>	–	SP	15; 10	4-7	21	1
<i>Cynara cardunculus</i> (= <i>Cynara scolymus</i> )	–	RP; EA	15-20; 20	7	21	–
	–	–	–	–	–	TZ
( <i>Cynara scolymus</i> ) ver <i>Cynara cardunculus</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Cynodon dactylon</i>	–	SP; EP; EA	20-35; 20-30	7	21	1; 102; KNO <sub>3</sub> ; L
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Cynoglossum amabile</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Cynosurus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Cynosurus cristatus</i>	–	SP; EP; EA	20-30	10	21	6; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Cytisus scoparius</i>	–	SP	20-30	7	28	39 seguido do 41
	–	–	–	–	–	–
<i>Dactylis</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Dactylis glomerata</i>	–	SP;SA; EA	20-30; 15-25	7	21	1; KNO <sub>3</sub> ; L
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Dahlia pinnata</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	4-7	21	1; 37
( <i>Datura arborea</i> ) ver <i>Brugmansia arborea</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Datura metel</i>	–	SP; EP; EA	20-30; 20	5-7	21	1; 39
<i>Datura stramonium</i>	–	SP; EP; EA	20-30; 20	5-7	21	1; 39
<i>Daucus carota</i>	–	SP; EP	20-30; 20	7	14	–
	–	–	–	–	–	TZ
( <i>Delphinium ajacis</i> ) ver <i>Consolida ajacis</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Delphinium</i> <sup>1</sup> <i>belladonna</i>	–	SP; EP	20; 15; 10	7-10	21	1; L
<i>Delphinium bellamosum</i>	–	SP; EP	20; 15; 10	10	21	1; L
<i>Delphinium cardinale</i>	–	SP; EP	20; 15; 10	7-10	21	1; 35; 80
<i>Delphinium</i> <sup>2</sup> <i>culturum</i>	–	SP; EP	20; 15; 10	7-10	21	1; L
<i>Delphinium elatum</i> (híbridos)	–	SP; EP; RP	20-30; 20	8	18	37
<i>Delphinium formosum</i>	–	SP; EP	20; 15; 10	7-10	21	1; L
<i>Delphinium grandiflorum</i>	–	SP; EP	20; 15; 10	7-10	21	1; L

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
( <i>Dendranthema indicum</i> ) ver <i>Chrysanthemum indicum</i>	–	–	–	–	–	–
<b>Deschampsia spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Deschampsia cespitosa</i>	–	SP	20-30; 20	7	16	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Deschampsia flexuosa</i> (= <i>Avenella flexuosa</i> )	–	SP	20-30; 20	7	16	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Desmodium intortum</i>	–	SP	20-30	4	10	38; H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>
<i>Desmodium tortuosum</i>	–	EP; SP	30	5	28	38
<i>Desmodium uncinatum</i>	–	SP	20-30	4	10	38; H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>
<i>Dianthus ʹallwoodi</i>	–	SP	20	–	8	–
<i>Dianthus barbatus</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	14	1
<i>Dianthus caryophyllus</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	14	1; 74
<i>Dianthus chinensis</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	14	1; 74
<i>Dianthus deltoides</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	14	1
<i>Dianthus plumarius</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	14	1
<i>Dichanthium aristatum</i>	–	SP	20-35	7	21	KNO <sub>3</sub>
( <i>Dichanthium ischaemum</i> ) ver <i>Bothriochloa ischaemum</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Dichondra repens</i>	–	SP	20-30	7	21	38
<i>Dictamnus albus</i>	–	SP; EP; SA	20-30	10	21	21; L
( <i>Didiscus coeruleus</i> ) ver <i>Trachymene coerulea</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Digitalis lanata</i>	–	SP; SA	20-30; 20	4-7	14	1
<i>Digitalis purpurea</i>	–	SP	20-30; 20	4-7	14	1
<b>Digitalis spp.</b> (exceto <i>Digitalis lanata</i> ; <i>D. purpurea</i> )	–	SP	20-30	–	7	L
( <i>Digitaria decumbens</i> ) ver <i>Digitaria eriantha</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Digitaria eriantha</i> (= <i>Digitaria decumbens</i> ; <i>D. smutsii</i> )	–	SP	20-30	4	10	–
( <i>Digitaria smutsii</i> ) ver <i>Digitaria eriantha</i>	–	–	–	–	–	–
<b>Digitaria spp.</b>	–	SP	15-35; 20-35	7	14	KNO <sub>3</sub> ; 1
<i>Dimorphotheca pluvialis</i>	–	SP; EP	20-30; 15	4-7	14	1; 76; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Dimorphotheca sinuata</i>	–	SP; EP	15	4	10	23; 76
<i>Dimorphotheca tragus</i> (= <i>Castalis tragus</i> )	–	SP; EP	20-30; 20; 15	4-7	14	1; 76; KNO <sub>3</sub> ; L
<b>Dioscorea spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
( <i>Dizygotheca elegantissima</i> ) ver <i>Schefflera elegantissima</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Dolichos biflorus</i> [incluída em <i>Vigna unguiculata</i> ]	–	–	–	–	–	–
( <i>Dolichos lablab</i> ) ver <i>Lablab purpureus</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Doronicum orientale</i>	–	SP; SA	20-30; 20	4-7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Dorotheanthus bellidiformis</i>	–	SP; EP; SA	20; 15	5-7	35	1; KNO <sub>3</sub>
( <i>Dracaena indivisa</i> ) ver <i>Cordyline indivisa</i>	–	–	–	–	–	–

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Echinacea purpurea</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Echinochloa crus-galli</i>	–	SP; EP	20-30; 25	4	10	32
<i>Echinops ritro</i>	–	SP; EP	20-30	7-14	21	–
<i>Echium candicans</i> (= <i>Echium fastuosum</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	14	–
<i>Echium plantagineum</i>	–	SP; EP	20-30; 20	7	14	–
<i>Ehrharta calycina</i>	–	SP; EA; SA	20; 10-30	7	21	1; L
<i>Elaeagnus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Elaeagnus angustifolia</i>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Eleusine coracana</i>	–	SP	20-30	4	8	KNO <sub>3</sub>
<i>Elymus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Elymus canadensis</i>	–	SP; EP; EA	15-30	7	21	12; L
( <i>Elymus elongatus</i> ) ver <i>Elytrigia elongata</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Elymus junceus</i> ) ver <i>Psathyrostachys juncea</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Elymus lanceolatus</i> (= <i>Agropyron dasystachyum</i> ; <i>A. riparium</i> )	–	SP	20-30; 15-25	7	21	1; KNO <sub>3</sub> ; L
( <i>Elymus pauciflorus</i> ) ver <i>Elymus trachycaulus</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Elymus repens</i> ) ver <i>Elytrigia repens</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Elymus trachycaulus</i> (= <i>Agropyron trachycaulum</i> ; <i>Elymus pauciflorus</i> )	–	SP	20-30; 15-25	5	14	2; 26; KNO <sub>3</sub>
<i>Elytrigia</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Elytrigia elongata</i> (= <i>Agropyron elongatum</i> ; <i>Elymus elongatus</i> )	–	SP; SA	20-30; 15-25	5	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Elytrigia intermedia</i> (= <i>Agropyron intermedium</i> ; <i>A. trichophorum</i> )	–	SP; SA	20-30; 15-25	5	28	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Elytrigia repens</i> (= <i>Agropyron repens</i> ; <i>Elymus repens</i> )	–	SP	20-30; 15-25	7	21	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Episcia</i> spp.	–	SP	20	–	21	LC
<i>Eragrostis</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Eragrostis curvula</i>	–	SP; SA	20-35; 15-30	6	10	1; 80; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Eragrostis tef</i>	–	SP; SA	20-30	4	10	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Eragrostis trichodes</i>	–	SP; SA	20-30	5	14	5; 62; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Erigeron speciosus</i>	–	SP	20-30; 20	7	28	L
<i>Erodium cicutarium</i>	–	EP; SP	20-30	3	14	39
<i>Eruca</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Eruca sativa</i>	–	SP; EP	20	4	7	–
( <i>Erysimum <sup>z</sup>allioni</i> ) ver <i>Erysimum <sup>z</sup>marshallii</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Erysimum cheiri</i> (= <i>Cheiranthus cheiri</i> )	–	SP	20-30; 20; 15	4-5	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Erysimum</i> <sup>3</sup> <i>marshallii</i> (= <i>Cheirantus</i> <sup>3</sup> <i>allionii</i> ; <i>Erysimum</i> <sup>3</sup> <i>allioni</i> )	–	SP	20-30; 20; 15	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Eschscholzia californica</i>	–	SP; EP	15; 10	4-7	14	KNO <sub>3</sub>
<i>Eucalyptus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Eucalyptus astringens</i>	0,50	SP	20	5	15	–
<i>Eucalyptus botryoides</i>	0,10	SP	25	5	15	–
<i>Eucalyptus bridgesiana</i>	0,25	SP	25	5	14	–
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	0,10	SP	30	3	14	–
<i>Eucalyptus cinerea</i>	0,25	SP	30	3	14	–
<i>Eucalyptus citriodora</i>	0,50	SA	25	5	14	–
<i>Eucalyptus cladocalyx</i>	0,50	SP	20	5	14	–
<i>Eucalyptus cloeziana</i>	0,50	SA	25	14	21	–
<i>Eucalyptus cypellocarpa</i>	0,25	SP	25	5	14	–
<i>Eucalyptus dalrympleana</i>	0,25	SP	25	5	14	–
<i>Eucalyptus deanei</i>	0,10	SP	20	5	21	–
<i>Eucalyptus deglupta</i>	0,10	SA	35	5	14	–
<i>Eucalyptus delegatensis</i>	0,50	SP	20	3	14	20
<i>Eucalyptus elata</i>	0,50	SP	15	10	21	–
<i>Eucalyptus fastigiata</i>	0,50	SP	15	10	21	–
<i>Eucalyptus ficifolia</i>	1,00	SP	20	5	14	–
<i>Eucalyptus glaucescens</i>	0,50	SP	20	7	21	16
<i>Eucalyptus globulus</i> [incluindo <i>Eucalyptus maidenii</i> ; <i>E. saint-johnii</i> ]	1,00	SP	25	5	14	–
<i>Eucalyptus grandis</i>	0,10	SP	25; (20-30)	5	14	–
<i>Eucalyptus gunnii</i>	0,10	SP	20	7	28	–
<i>Eucalyptus largiflorens</i>	0,10	SP	35	3	14	–
<i>Eucalyptus leucoxydon</i>	0,25	SP	25	5	14	–
<i>Eucalyptus macrorrhyncha</i>	0,50	SP	15	10	28	–
<i>Eucalyptus maculata</i>	0,50	SP	25	5	14	–
<i>Eucalyptus maidenii</i> [incluída em <i>Eucalyptus globulus</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Eucalyptus mannifera</i>	0,10	SP	25	5	14	–
<i>Eucalyptus melliodora</i>	0,25	SP	25	5	14	–
<i>Eucalyptus microtheca</i>	0,10	SA	30	3	14	–
<i>Eucalyptus moluccana</i>	0,25	SP	30	3	14	–
<i>Eucalyptus muelleriana</i>	1,00	SP	15	10	21	–
<i>Eucalyptus niphophila</i> [incluída em <i>Eucalyptus pauciflora</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Eucalyptus nitens</i>	0,25	SP	20	7	21	16
<i>Eucalyptus pauciflora</i> [incluindo <i>Eucalyptus niphophila</i> ]	1,00	SP	15	10	21	–
<i>Eucalyptus pilularis</i>	1,00	SP	25	5	14	–
<i>Eucalyptus polybractea</i>	0,10	SP	15	10	21	–

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Eucalyptus radiata</i>	0,50	SP	20	5	14	–
<i>Eucalyptus regnans</i>	0,25	SP	15	10	21	–
<i>Eucalyptus resinifera</i>	0,25	SA	25	5	21	–
<i>Eucalyptus robusta</i>	0,10	SP	20	7	14	–
<i>Eucalyptus rudis</i>	0,10	SP	35	3	14	–
( <i>Eucalyptus saint-johnii</i> ) ver <i>Eucalyptus globulus</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Eucalyptus saligna</i>	0,10	SP	25	5	14	–
<i>Eucalyptus sideroxylon</i>	0,25	SP	20	5	14	–
<i>Eucalyptus sieberi</i>	0,50	SP	25	5	14	–
<i>Eucalyptus smithii</i>	0,25	SP	20	5	14	–
<i>Eucalyptus tereticornis</i>	0,10	SP	30	3	14	–
<i>Eucalyptus viminalis</i>	0,25	SP	25	5	14	–
<i>Euchlaena mexicana</i> [incluída em <i>Zea mays</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Euonymus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Euonymus europaeus</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	(SP)	(20-30)	(7)	(28)	(21)
<i>Euphorbia</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Euphorbia heterophylla</i>	–	SP	20-30	6	16	L
<i>Euphorbia marginata</i>	–	SP	20	–	14	18; 65
<i>Euterpe edulis</i>	–	SA; EA	25; 20-30	20	45-90	92 seguido do 21 e 39; L
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Fagopyron esculentum</i>	–	SP; RP; EP	20-30; 20	4	7	–
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Fagus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Fagus sylvatica</i>	–	SP	3-5	–	–	77
	–	–	–	–	–	(TZ)
<i>Fatsia japonica</i>	–	SP	20-30; 20	7-14	28	–
<i>Ferocactus wislizenii</i>	–	SP	20-30	4	10	71; L
<i>Festuca</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Festuca arundinacea</i> (= <i>Festuca elatior</i> )	–	SP; SA	20-30; 15-25	7	14	2; KNO <sub>3</sub> ; L
( <i>Festuca capillata</i> ) ver <i>Festuca filiformes</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Festuca elatior</i> ) ver <i>Festuca arundinacea</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Festuca filiformis</i> (= <i>Festuca capillata</i> ; <i>F. tenuifolia</i> )	–	SP	20-30; 15-25	7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Festuca heterophylla</i>	–	SP; SA	20-30; 15-25	7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Festuca ovina</i>	–	SP; SA	20-30; 15-25	7	21	1; 80; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Festuca pratensis</i>	–	SP; SA	20-30; 15-25	7	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Festuca rubra</i>	–	SP; SA	20-30; 15-25	7	21	1; KNO <sub>3</sub> ; L

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>(Festuca tenuifolia)</i> ver <i>Festuca filiformis</i>	–	–	–	–	–	–
<sup>2</sup> <i>Festulolium</i> [ <i>Festuca</i> <sup>2</sup> <i>Lolium</i> ]	–	SP	20-30; 15-25; 20	5	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Foeniculum vulgare</i>	–	SP; EP; SA	20-30	7	14	–
<i>Fragaria</i> spp.	–	SP	20-30; 20	7	28	–
<i>Fraxinus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(SP)	(20-30)	(14)	(56)	(97 seguido do 85)
<i>Freesia refracta</i>	–	SP; EP	20; 15	7-10	35	1; 39
<i>Fuchsia</i> spp.	–	SP	15	16	28	L
<i>Gaillardia aristata</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	1; 76; L
<i>Gaillardia pulchella</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	1; 76; L
<i>Gaillardia</i> spp.	–	SP	20-30	4	10	76; L
<i>Galactia</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Galactia striata</i>	–	SP; RP; EA	20-30; 25	4	10	38
<i>Galega officinalis</i>	–	SP; EP	20-30; 20	5	14	51
<i>Galega orientalis</i>	–	SP; EP	20	5	14	–
<i>Galeopsis segetum</i>	–	SP; EP	20-30; 20	7	21	1; 39
<i>Gamolepis tagetes</i>	–	EP; EA	17-30	7	21	–
<i>Gaura</i> spp.	–	EP; EA	17-30; 20	7	21	–
<i>Gazania rigens</i>	–	SP; EP	20-30; 15	4-7	21	1; 76
<i>Genista</i> spp.	–	EP; SP	20-30	3	5	–
<i>Gentiana acaulis</i>	–	SP	20-30; 20	7-14	28	1
<i>Geranium</i> Hybrids	–	SP; EP	20-30	7	28	39
<i>Geranium</i> spp.	–	SP; EP	20-30	7	28	38
<i>Gerbera jamesonii</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	14	–
<i>(Geum chiloense)</i> ver <i>Geum quellyon</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Geum coccineum</i>	–	SP; EP	20-30; 20	7-10	21	L
<i>Geum quellyon</i> (= <i>Geum chiloense</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	7-10	21	L
<i>Geum</i> spp.	–	SP	20-30	7-10	21	37
<i>Gilia tricolor</i>	–	SP; EP	20-30; 15	4-7	14	–
<i>Ginkgo biloba</i>	–	SP; EP	20-30; 20	10	30	108
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Gladiolus</i> spp.	–	SP; EP	20	7	16	43; 71
<i>Glandularia canadensis</i> (= <i>Verbena canadensis</i> )	–	SP	20-30; 15	7-10	28	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Glebionis carinata</i> (= <i>Chrysanthemum carinatum</i> )	–	SP; EP	20-30; 15	4-7	21	1; L
<i>Glebionis coronaria</i> (= <i>Chrysanthemum coronarium</i> )	–	SP; EP	20-30; 15	4-7	21	1; L
<i>Glebionis segetum</i> (= <i>Chrysanthemum segetum</i> )	–	SP; EP	20-30; 15	4-7	21	1

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Gleditsia triacanthos</i>	–	SP	20	7	21	39 seguido do 41; (94)
<b>Gloxinia spp.</b>	–	SP; SA	17-30	7	28	–
( <i>Glycine javanica</i> ) ver <i>Neotonia wightii</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Glycine max</i>	–	RP; EA	20-30; 25; 30	5	8	38; 70
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Godetia whitnoyi</i>	–	SP; EP	15; 20-30	4	14	–
<i>Gomphrena globosa</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	4-7	14	KNO <sub>3</sub>
<i>Goniolimon tataricum</i>	–	SP; EP	15; 10	5-7	21	51
<b>Gossypium spp.</b>	–	RP; EA	20-30; 25; 30	4	12	38
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Grevillea robusta</i>	–	SP; SA	20-30	7-10	28	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Gypsophila carminea</i>	–	SP	15	–	8	–
<i>Gypsophila elegans</i>	–	SP; EP	20; 15	4-7	14	KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Gypsophila pacifica</i>	–	SP	15	–	8	–
<i>Gypsophila paniculata</i>	–	SP; EP	20; 15	4-7	14	KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Gypsophila repens</i>	–	SP; EP	20; 15	4-7	14	L
<i>Hedysarum coronarium</i>	–	SP; EP	20-30; 20	7	14	–
<i>Helenium autumnale</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	5	14	–
<b>Helenium spp.</b>	–	SP; EP; SA	20-30	–	16	76; L
<i>Helianthemum nummularium</i>	–	SP; EP	20-30; 20	5-7	28	KNO <sub>3</sub>
<i>Helianthus annuus</i>	–	RP; EA	20-30; 25; 30; 20	4	10	1; 30
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Helianthus debilis</i>	–	SP; EP; EA	20-30; 20	3-5	14	1
<b>Helianthus spp.</b>	–	RP; EP	20-30	3	7	–
<i>Helichrysum bracteatum</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 15	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Helichrysum monstrosum</i>	–	SP; SA	15	–	10	KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Heliopsis helianthoides</i>	–	SP; EP	20-30	4-7	21	51; KNO <sub>3</sub>
<i>Heliotropium arborescens</i>	–	SP; SA	20-30; 20	7	21	–
<i>Helipterum humboldtianum</i>	–	SP; EP	20-30; 15	7-14	21	1
<i>Helipterum manglesii</i>	–	SP; EP	20-30; 15	7-14	21	1
<i>Helipterum roseum</i> (= <i>Acroclinium roseum</i> )	–	SP; EP	20-30; 15	7-14	21	1
<i>Hesperis matronalis</i>	–	SP; SA	20-30; 20	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Heteranthemis viscidhirta</i> (= <i>Chrysanthemum nivellei</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Heuchera sanguinea</i>	–	SP; SA	20-30; 20	7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Hevea brasiliensis</i>	–	–	–	–	–	TZ
<b>Hibiscus spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Hibiscus cannabinus</i>	–	RP; EA	20-30	4	8	38
( <i>Hibiscus esculentus</i> ) ver <i>Abelmoschus esculentus</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Hibiscus trionum</i>	–	SP; EP	20-30	4-7	21	38



Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Hippeastrum</i> Hybrids (= <i>Hippeastrum</i> <sup>hybridum</sup> )	–	SP; EP	20-30	7-10	28	–
(= <i>Hippeastrum</i> <sup>hybridum</sup> ) ver <i>Hippeastrum</i> Hybrids	–	–	–	–	–	–
<i>Holcus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Holcus lanatus</i>	–	SP; SA	20-30	6	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Hordeum vulgare</i>	–	RP; EA	20; 15	4	7	1; 30; 78
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Humulus</i> spp.	–	SP; SA	10	14	28	–
<i>Hunnemannia fumariaefolia</i>	–	SP	20-30	7	18	71; L
<i>Hyparrhenia rufa</i>	–	SP	20-30; 15-35	6	15	KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Hypericum perforatum</i>	–	SP	20-30; 20	4-7	21	–
<i>Hyssopus officinalis</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	14	L
<i>Iberis amara</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20; 15	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Iberis gibraltarica</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20; 15	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Iberis sempervirens</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20; 15	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Iberis umbellata</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20; 15	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Ilex</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Ilex aquifolium</i>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Ilex paraguariensis</i>	–	EA	20-30	45	365	TZ
<i>Impatiens balsamina</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Impatiens walleriana</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	4-7	21	1; 35; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Indigofera hirsuta</i>	–	EP; SP	20-30	5	14	38
( <i>Inula grandiflora</i> ) ver <i>Inula orientalis</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Inula helenium</i>	–	SP	20-30; 20	7-10	28	–
<i>Inula orientalis</i> (= <i>Inula grandiflora</i> )	–	SP; SA	20-30	6	14	L
<i>Ipomoea alba</i> (= <i>Ipomoea noctiflora</i> )	–	SP; EP; EA	20-30; 20	4-7	21	38; 39
<i>Ipomoea aquatica</i> ( <i>Ipomoea noctiflora</i> ) ver <i>Ipomoea alba</i>	–	EP; EA	30	4	10	–
	–	–	–	–	–	–
<i>Ipomoea purpurea</i> (= <i>Pharbitis purpurea</i> )	–	SP; EP; EA	20-30; 20	4-7	21	39
<i>Ipomoea quamoclit</i> (= <i>Quamoclit vulgaris</i> )	–	SP; EP; SA	20-30; 20	4-7	21	39
<i>Ipomoea tricolor</i>	–	SP; EP; EA	20-30; 20	4-7	21	39
<i>Iris kaempferi</i>	–	SP; SA	20-30	6	18	19
<i>Juniperus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Juniperus communis</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	(SP; (EA))	(20)	(14)	(28)	(83)
<i>Juniperus scopulorum</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	(SP; (EA))	(15)	(14)	(42)	(97 seguido do 21)

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Juniperus virginiana</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	(SP; (EA))	(15)	(14)	(28)	(97 seguido do 21)
<i>Kalanchoe blossfeldiana</i>	–	SP; SA	20-30; 20	7-14	21	–
<i>Kalanchoe crenata</i>	–	SP	20-30; 20	14	21	–
<i>Kalanchoe globulifera</i>	–	SP	20-30; 20	7-14	21	–
<i>Kniphofia uvaria</i>	–	SP	20-30	4-7	21	–
<i>Kochia scoparia</i> (= <i>Bassia scoparia</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	3-5	14	1; 78
<i>Koeleria macrantha</i>	–	SP	20-30	5	14	1; L
<i>Koelreuteria</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Koelreuteria paniculata</i>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Kummerowia stipulacea</i> (= <i>Lespedeza stipulacea</i> )	–	EP	20-35	5	14	–
<i>Kummerowia striata</i> (= <i>Lespedeza striata</i> )	–	EP	20-35	7	14	–
<i>Lablab purpureus</i> (= <i>Dolichos lablab</i> )	–	EP; EA	20-30; 25	4	10	38
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Laburnum alpinum</i>	–	SP	20-30	7	21	39 seguido do 41; (60)
<i>Laburnum anagyroides</i>	–	SP	20-30	7	21	39 seguido do 41; (60)
<i>Lactuca sativa</i>	–	SP; EP; SA	20; 15	4	7	6; 67; L
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Lagenaria siceraria</i>	–	EP; EA	20-30	4	14	103
<i>Lagenaria</i> spp. (sementes grandes)	–	SP; EP; RP	20-30	4	10	42
<i>Lagenaria</i> spp. (sementes pequenas)	–	SP; EP; RP	20-30	3	7	42
<i>Lagurus ovatus</i>	–	SP; SA	17-30	7	21	–
<i>Lantana camara</i> [incluindo <i>Lantana hybrida</i> ]	–	EP; RP	20-30	12	30	48
<i>Lantana hybrida</i> [incluída em <i>Lantana camara</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Larix decidua</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Larix xeurolepis</i> [ <i>L. decidua</i> x <i>L. kaempferi</i> ]	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Larix gmelinii</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Larix kaempferi</i> (= <i>Larix leptolepis</i> )	–	SP	20-30	7	21	16
<i>Larix laricina</i> ( <i>Larix leptolepis</i> ) ver <i>Larix kaempferi</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Larix occidentalis</i>	–	SP	20-30	7	21	16; 94

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Larix sibirica</i> (= <i>Larix sukaczewii</i> )	–	SP	20-30	7	21	–
( <i>Larix sukaczewii</i> ) ver <i>Larix sibirica</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Lathyrus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Lathyrus cicera</i>	–	EA; SA	20	5	10	38
<i>Lathyrus hirsutus</i>	–	RP; EA	20	7	14	38
<i>Lathyrus latifolius</i>	–	SP; EP; EA	20	7-10	21	1; 38; 39; 80
<i>Lathyrus odoratus</i>	–	SP; EP; EA; SA	20	5-7	14	1; 38
<i>Lathyrus sativus</i>	–	EP; EA	20	5	14	38
<i>Lavandula angustifolia</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	7-10	21	1; 78
<i>Lavatera trimestris</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	1; 38
<i>Layia platyglossa</i>	–	SP; SA	15	4	8	35; L
<i>Legousia speculum-veneris</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Lens culinaris</i>	–	RP; EA	20	5	10	1; 38
–	–	–	–	–	–	TZ
<i>Leontopodium alpinum</i>	–	SP	20-30; 20	5	14	1
<i>Leonurus cardiaca</i>	–	SP	20-30	5-7	42	1
<i>Lepidium</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Lepidium sativum</i>	–	SP; SA	20-30; 20; 15	4	10	1; L
( <i>Leptosyne</i> spp.) ver <i>Coreopsis</i> spp.	–	–	–	–	–	–
<i>Lespedeza</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Lespedeza cuneata</i>	–	EP; SP; EA	20-35	7	21	38
<i>Lespedeza juncea</i>	–	EP; EA	20-35	7	21	38
( <i>Lespedeza stipulacea</i> ) ver <i>Kummerowia stipulacea</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Lespedeza striata</i> ) ver <i>Kummerowia striata</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Leucaena</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Leucaena leucocephala</i>	–	SP; EP	25	4	10	38; 39
<i>Leucanthemum maximum</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Leucanthemum vulgare</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Levisticum officinale</i>	–	SP; EP	20-30; 20	10	21	–
<i>Liatris pycnostachya</i>	–	SP	20-30	5-7	28	–
<i>Liatris spicata</i>	–	SP	20-30	5-7	28	–
( <i>Libocedrus</i> spp.) ver <i>Calocedrus</i> spp.	–	–	–	–	–	–
( <i>Libocedrus decurrens</i> ) ver <i>Calocedrus decurrens</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Ligustrum</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Ligustrum vulgare</i>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Lilium regale</i>	–	SP; EA	20-30; 20	7	28	–
<i>Limonium bellidifolium</i>	–	SP; EP	15; 10	5-7	21	51
<i>Limonium bonduellei</i>	–	SP; EP; EA; SA	20; 15	5-7	21	51
<i>Limonium gerberi</i> (= <i>Limonium latifolium</i> )	–	SP; EP	15; 10	5-7	21	51

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Limonium sinuatum</i> (= <i>Statice sinuata</i> )	–	SP; EP; EA; SA	15; 10	5-7	21	51
<i>Linaria bipartita</i>	–	SP	15; 10	4-7	21	1
<i>Linaria maroccana</i>	–	SP	15; 10	4-7	21	1
<i>Linaria vulgaris</i>	–	SP	15; 10	4-7	21	1
<i>Linum flavum</i>	–	SP; EP	20-30; 15	4-7	21	KNO <sub>3</sub>
<i>Linum grandiflorum</i>	–	SP; EP	20; 15; 10	4-7	21	KNO <sub>3</sub>
<i>Linum narbonense</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	4-7	21	KNO <sub>3</sub>
<i>Linum perenne</i>	–	SP; EP	20; 15; 10	4-7	21	KNO <sub>3</sub>
<i>Linum usitatissimum</i>	–	EP; SP; EA	20-30; 20	3	7	1
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Liquidambar styraciflua</i>	–	SP	20-30	7	21	L; 37
<i>Liriodendron</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Liriodendron tulipifera</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(SP); (SA)	(20-30)	(7)	(28)	(18)
<i>Litchi chinensis</i>	–	SP; SA	20-30	7	28	–
<i>Lobelia cardinalis</i> [incluindo <i>Lobelia fulgens</i> ]	–	SP	20-30; 20	7-14	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Lobelia erinus</i>	–	SP	20-30; 20	4-14	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Lobelia fulgens</i> [incluída em <i>Lobelia cardinalis</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Lobularia maritima</i>	–	SP	20-30; 20; 15	4-7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Lolium</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Lolium</i> <sup>1</sup> <i>boucheanum</i> [ <i>L. multiflorum</i> <sup>2</sup> <i>L. perenne</i> ] (= <i>Lolium</i> <sup>3</sup> <i>hybridum</i> )	–	SP	20-30; 15-25; 20	5	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Lolium multiflorum</i>	–	SP; EA; SA	20-30; 15-25; 20	5	14	3; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Lolium perenne</i>	–	SP; EA; SA	20-30; 15-25; 20	5	14	3; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Lolium rigidum</i>	–	SP	20-30; 15-25	5	14	3; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Lonas annua</i>	–	SP	20-30	4-5	14	–
<i>Lotononis bainesii</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Lotus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Lotus corniculatus</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4	12	1; 38
( <i>Lotus glaber</i> ) ver <i>Lotus tenuis</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Lotus tenuis</i> (= <i>Lotus glaber</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	4	12	1; 38
<i>Lotus uliginosus</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4	12	1; 38
<i>Luffa acutangula</i>	–	EP; EA	30	4	14	–
<i>Luffa aegyptiaca</i> (= <i>Luffa cylindrica</i> )	–	EP; EA	20-30; 30	4	14	–
( <i>Luffa cylindrica</i> ) ver <i>Luffa aegyptiaca</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Lunaria annua</i> (= <i>Lunaria biennis</i> )	–	SP; EP	20; 15	7	21	1; KNO <sub>3</sub>

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>(Lunaria biennis)</i> ver <i>Lunaria annua</i>	–	–	–	–	–	–
<b>Lupinus spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Lupinus albus</i>	–	RP; EA	20	5	10	1; 38
<i>Lupinus angustifolius</i>	–	RP; EA	20	5	10	1; 38
<i>Lupinus hartwegii</i>	–	SP; EP; EA	20-30; 20	4-7	21	1; 38; 39
<b>Lupinus Hybrids</b>	–	SP; EP; EA	20-30; 20	4-7	21	38
<i>Lupinus luteus</i>	–	RP; EA	20	10	21	1; 38
<i>Lupinus nanus</i>	–	SP; EP; EA	20-30; 20	4-7	21	38
<i>Lupinus pollyphyllus</i>	–	SP; EP; EA	20-30; 20	4-7	21	1; 38
<i>Lupinus subcarnosus</i>	–	EP; RP	20-30	10	21	38
<i>(Lychnis chalcedonica)</i> ver <i>Silene chalcedonica</i>	–	–	–	–	–	–
<i>(Lychnis coronaria)</i> ver <i>Silene coronaria</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Lychnis viscaria</i>	–	SP; SA	20-30	10	14	L
<b>Lycopersicon spp.</b>	–	SP; EP; EA	20-30	5	14	KNO <sub>3</sub>
<i>Lycopersicon esculentum</i> (= <i>Lycopersicon lycopersicum</i> )	–	SP; EP; EA; RP	20-30	5	14	KNO <sub>3</sub> ; L
	–	–	–	–	–	TZ
<b>Lycopersicon Hybrids</b>	–	SP; EP; EA	20-30	5	14	KNO <sub>3</sub>
<i>(Lycopersicon lycopersicum)</i> ver <i>Lycopersicon esculentum</i>	–	–	–	–	–	–
<b>Lythrum spp.</b>	–	SP; EA	20-30; 30	6	14	–
	–	–	–	–	–	–
<i>Machaeranthera tanacetifolia</i> (= <i>Aster tanacetifolius</i> )	–	SP; SA	15	4	10	35
<i>Macroptilium atropurpureum</i>	–	SP	25	4	10	38; H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> 20 min.
<i>Macroptilium lathyroides</i>	–	SP	25	4	10	38; H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> 20 min.
<i>Macrotyloma axillare</i>	–	EP	25	4	10	38; 39
<i>Macrotyloma uniflorum</i>	–	SP; EA; SA	20-30; 25	4	10	39
<b>Magnolia spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Magnolia grandiflora</i>	–	SA; SP	20-30	20	42	21
	–	–	–	–	–	TZ
<b>Mahonia spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Mahonia aquifolium</i>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Malcomia maritima</i>	–	SP; SA	20-30; 20; 15	4-5	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Malope trifida</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	14	1
<b>Malus spp.</b> (exceto <i>Malus sylvestris</i> , <i>M. sargentii</i> )	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(SA); (EP)	(22-48)	(7)	(10)	–
<i>Malus sargentii</i> (= <i>Pyrus sargentii</i> )	–	–	–	–	–	TZ
<i>Malus sylvestris</i>	–	–	–	–	–	TZ
<b>Malva spp.</b>	–	SP; SA	20-30; 20	7	21	–
	–	–	–	–	–	TZ

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Malva sylvestris</i>	–	SP	20-30; 20	7	21	–
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Marrubium vulgare</i>	–	SP	20-30	5-7	21	1
( <i>Martynia proboscidea</i> ) ver <i>Proboscidea louisianica</i> subsp. <i>louisianica</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Matricaria maritima</i> ) ver <i>Tripleurospermum maritimum</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Matricaria perforata</i> ) ver <i>Tripleurospermum perforatum</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Matricaria recutita</i>	–	SP	20-30; 20	4-7	14	1; L
<i>Matthiola bicornis</i> [incluída em <i>Matthiola longipetala</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Matthiola incana</i>	–	SP; SA	20-30; 20	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Matthiola longipetala</i> [incluindo <i>Matthiola bicornis</i> ]	–	SP; EP	20-30; 20; 15	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<b>Medicago spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Medicago arabica</i> (sementes e frutos)	–	SP; EP	20	4	14	38; 45
<i>Medicago falcata</i> [incluída em <i>Medicago sativa</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Medicago italica</i> [incluindo <i>Medicago tornata</i> ]	–	SP; EP	20; 15	4	14	27; 38
<i>Medicago littoralis</i>	–	SP	20	4	14	38
<i>Medicago lupulina</i>	–	SP; EP; EA	20	4	10	1; 28; 38
<i>Medicago orbicularis</i>	–	SP; EP	20; 15	4	10	1; 28; 38
<i>Medicago polymorpha</i>	–	SP; EP	20	4	14	28; 38; 45
<i>Medicago rugosa</i>	–	SP; EP	20	4	14	28; 38
<i>Medicago sativa</i> [incluindo <i>Medicago falcata</i> ; <i>M. varia</i> ]	–	SP; EP; SA	20	4	10	1; 28; 38
<i>Medicago scutellata</i>	–	SP; EP	20	4	14	29; 38
<i>Medicago tornata</i> [incluída em <i>Medicago italica</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Medicago truncatula</i>	–	SP; EP	20	4	10	28; 38
<i>Medicago varia</i> [incluída em <i>Medicago sativa</i> ]	–	–	–	–	–	–
<b>Melilotus spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Melilotus albus</i>	–	SP; EP; SA	20	4	7	1; 38
<i>Melilotus indicus</i>	–	SP; EP	20	3	14	38
<i>Melilotus officinalis</i>	–	SP; EP; SA	20	4	7	1; 38
<b>Melinis spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Melinis minutiflora</i>	–	SP; EA	20-30	7	21	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Melissa officinalis</i>	–	EP; SP; EA	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Mentha varia piperita</i>	–	SP; EP; EA	20-30	7-14	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Mimosa pudica</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	28	38; 51

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Mimulus cardinalis</i>	–	SP	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Mimulus cupreus</i>	–	SP	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Mimulus</i> <sup>2</sup> <i>hybridus</i>	–	SP; SA	20-30; 20; 15	4-7	21	1
<i>Mimulus luteus</i>	–	SP	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Mirabilis jalapa</i>	–	SP; EP; EA	20-30; 20	4-7	14	1; L
<i>Moluccella laevis</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	5-7	21	1; L
<i>Momordica charantia</i>	–	EP; EA	20-30; 30	4	14	–
<i>Momordica</i> spp.	–	SP; SA	17-30	14	21	–
<i>Morus</i> spp.	–	SP	20-30	14	28	–
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Mucuna</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Mucuna aterrima</i> [incluída em <i>Mucuna pruriens</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Mucuna cochinchinensis</i> [incluída em <i>Mucuna pruriens</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Mucuna deeringiana</i> [incluída em <i>Mucuna pruriens</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Mucuna pruriens</i> [incluindo <i>Mucuna aterrima</i> ; <i>M. cochinchinensis</i> ; <i>M. deeringiana</i> ; <i>Stizolobium deeringianum</i> ]	–	SP; EA; RP; SA	20-30; 30	3	14	38; 39
<i>Myosotis</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	5-7	21	1; L
<i>Myosotis scorpioides</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	5-7	21	1; L
<i>Myosotis sylvatica</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	5-7	21	1; L
<i>Nasturtium</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Nasturtium officinale</i>	–	SP; EP; SA	20-30	4	14	L
<i>Nemesia strumosa</i>	–	SP; EP; SA	20; 15	5-7	21	1; L
<i>Nemesia versicolor</i>	–	SP; EP; SA	20; 15	5-7	21	1; L
( <i>Nemophila aurita</i> ) ver <i>Pholistoma auritum</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Nemophila maculata</i>	–	SP; EP; SA	15; 10	5-7	21	1
<i>Nemophila menziesii</i> (= <i>Nemophila menziesii</i> subsp. <i>insignis</i> )	–	SP; EP; SA	15; 10	5-7	21	1
( <i>Nemophila menziesii</i> subsp. <i>insignis</i> ) ver <i>Nemophila menziesii</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Neonotonia wightii</i> (= <i>Glycine javanica</i> )	–	SP	20-30; 10-35	4	10	38
<i>Nepeta cataria</i>	–	SP; EP	20-30; 20	7-14	28	1
<i>Nicandra</i> spp.	–	SP; EP	20-30; 15	5	15	–
( <i>Nicotiana affinis</i> ) ver <i>Nicotiana alata</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Nicotiana alata</i> (= <i>Nicotiana affinis</i> )	–	SP	20-30; 20	5-7	14	KNO <sub>3</sub>
<i>Nicotiana</i> <sup>3</sup> <i>sanderdae</i>	–	SP	20-30; 20	5-7	14	KNO <sub>3</sub>

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Nicotiana suaveolens</i>	–	SP	20-30; 20	5-7	14	KNO <sub>3</sub>
<i>Nicotiana tabacum</i>	–	SP	20-30	7	16	KNO <sub>3</sub> ; 112; L
<i>Nierembergia hippomanica</i>	–	SP; SA	20-30; 20	5-7	21	–
<i>Nierembergia spp.</i>	–	SP; SA	20-30	6	14	80
<i>Nigella damascena</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	7-10	21	1; 24; KNO <sub>3</sub>
<i>Nigella hispanica</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	7-10	21	1; 24; KNO <sub>3</sub>
<i>Nigella sativa</i>	–	SP; EP	20-30; 20	7-10	21	1; KNO <sub>3</sub> ; 15°C
<i>Nothofagus alpina</i> (= <i>Nothofagus procera</i> )	–	SP	20-30	7	28	–
<i>Nothofagus obliqua</i>	–	SP	20-30	7	28	L; 106
( <i>Nothofagus procera</i> ) ver <i>Nothofagus alpina</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Nyssa aquatica</i>	–	SA	20-30	7	21	20
<i>Nyssa sylvatica</i>	–	SA; EP	20-30	14	28	19
<i>Ocimum spp.</i>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Ocimum basilicum</i>	–	SP; EP	20-30	4	14	KNO <sub>3</sub>
<i>Oenothera biennis</i>	–	SP	20-30; 20	7	21	KNO <sub>3</sub>
<i>Oenothera macrocarpa</i> (= <i>Oenothera missouriensis</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	KNO <sub>3</sub>
( <i>Oenothera missouriensis</i> ) ver <i>Oenothera macrocarpa</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Onobrychis viciifolia</i> (= <i>Onobrychis sativa</i> )	–	SP; EP; EA	20-30; 20	4	14	1; 38
( <i>Onobrychis sativa</i> ) ver <i>Onobrychis viciifolia</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Origanum majorana</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	7	21	–
<i>Origanum vulgare</i>	–	SP	20-30; 20	7	21	–
<i>Ornithopus spp.</i>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Ornithopus compressus</i>	–	SP	15	7	21	–
<i>Ornithopus sativus</i>	–	SP; EP	20	7	14	–
<i>Oryza sativa</i>	–	RP; SP; EA	20-30; 25; 30	5	14	33; 34; 61; 71
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Oryzopsis hymenoides</i>	–	SP; EP; EA	15	7	42	15
<i>Oryzopsis hymenoides</i> (Método alternativo)	–	EA	5-15; 15; 15-25	7	28	16
<i>Osteospermum ecklonis</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Panicum spp.</i>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Panicum antidotale</i>	–	SP; SA	20-30	7	28	L
<i>Panicum coloratum</i>	–	SP; SA	20-35; 20	7	28	L
<i>Panicum maximum</i>	–	SP; SA	15-35; 20-30; (20-35)	10	28	1; 58; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Panicum miliaceum</i>	–	SP; EP	20-30; 25	3	7	–
( <i>Panicum ramosum</i> ) ver <i>Brachiaria ramosa</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Panicum virgatum</i>	–	SP; SA	15-30	7	28	1; 12; KNO <sub>3</sub> ; L



Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Papaver alpinum</i>	–	SP; SA	15; 10	4-7	14	KNO <sub>3</sub>
<i>Papaver glaucum</i>	–	SP; SA	15; 10	4-7	14	KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Papaver nudicaule</i>	–	SP; SA	15; 10	4-7	14	KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Papaver orientale</i>	–	SP; SA	20-30; 20	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Papaver rhoeas</i>	–	SP; SA	20-30; 20; 15	4-7	14	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Papaver somniferum</i>	–	SP	20	5	10	1
<b>Pascopyrum spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Pascopyrum smithii</i> (= <i>Agropyron smithii</i> )	–	SP	20-30; 15-25	7	28	1; 62; 68; KNO <sub>3</sub>
<b>Paspalum spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Paspalum atratum</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Paspalum commersonii</i> [incluída em <i>Paspalum scrobiculatum</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Paspalum dilatatum</i>	–	SP; SA	20-35	7	28	KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Paspalum guenoarum</i>	–	SP; RP; EA	20-30; 20-35; 15-35	7	21	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Paspalum notatum</i>	–	SP; SA; EA	20-35; 20-30; 30-35	7	28	46; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Paspalum plicatum</i>	–	SP; SA	20-35	7	28	KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Paspalum scrobiculatum</i> [incluindo <i>Paspalum commersonii</i> ]	–	SP; SA	20-30	7	20	KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Paspalum urvillei</i>	–	SP; SA	20-35	7	21	KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Paspalum wettsteinii</i>	–	SP	20-35	7	28	KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Passiflora edulis</i>	–	SP; RP	25; 20-30	7	28	82; 101
<i>Pastinaca sativa</i>	–	SP; EP; SA	20-30	6	28	–
<b>Pelargonium spp.</b>	–	SP; SA	17-30; 20	7	35	TZ; 40
<b>Pelargonium Grupo Zonale</b> (= <i>Pelargonium hortorum</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	7	28	39
<b>Pennisetum spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
( <i>Pennisetum americanum</i> ) ver <b>Pennisetum glaucum</b>	–	–	–	–	–	–
<i>Pennisetum clandestinum</i>	–	SP	20-35; 20-30	7	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Pennisetum glaucum</i> (= <i>Pennisetum americanum</i> ; <i>P. typhoides</i> )	–	SP; EP; RP	20-30; 20-35; 25	3	7	–
<i>Pennisetum purpureum</i> ( <i>Pennisetum typhoides</i> ) ver <b>Pennisetum glaucum</b>	–	–	–	–	–	–
<i>Penstemon barbatus</i> ( <i>Penstemon gloxinoides</i> ) ver <b>Penstemon Hybrids</b>	–	SP; SA	20-30; 15	7	21	1
<i>Penstemon grandiflorus</i>	–	SP; SA	15	8	18	–
<i>Penstemon hartwegii</i>	–	SP	20-30; 15	7	21	1
<i>Penstemon hirsutus</i>	–	SP	15	8	18	–
<b>Penstemon Hybrids</b> (= <i>Penstemon gloxinoides</i> ; <i>P. hybridus</i> )	–	SP	20-30; 15	7	21	1

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
( <i>Penstemon</i> <sup>2</sup> <i>hybridus</i> ) ver <i>Penstemon Hybrids</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Penstemon laevigatus</i>	–	SP	15	8	18	L
<i>Perilla frutescens</i>	–	SP; EP	20-30; 20	5-7	21	1
<i>Petroselinum crispum</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	10	28	–
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Petunia</i> <sup>2</sup> <i>hybrida</i> [ <i>P. axillaris</i> <sup>2</sup> <i>P. integrifolia</i> ]	–	SP; SA	20-30; 20	5-7	14	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Petunia</i> spp.	–	SP; SA	20-30; 20	7	10	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Phacelia campanularia</i>	–	SP; EP; SA	15; 10	5	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Phacelia minor</i>	–	SP; EP; SA	15; 10	5	21	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Phacelia tanacetifolia</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20; 15	5	14	1; 35; KNO <sub>3</sub> ; 82
<i>Phalaris</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Phalaris aquatica</i> (= <i>Phalaris tuberosa</i> ) [incluindo <i>Phalaris stenoptera</i> ]	–	SP; SA; (EA)	20-30; 20; (10-30; 15-25)	7	21(14)	1; 80; (51); KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Phalaris arundinacea</i>	–	SP; SA	20-30	7	21	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Phalaris canariensis</i>	–	SP; EP	20-30; 15-25	7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Phalaris stenoptera</i> [incluída em <i>Phalaris aquatica</i> ]	–	–	–	–	–	–
( <i>Pharbitis purpurea</i> ) ver <i>Ipomoea purpurea</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Phaseolus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
( <i>Phaseolus angularis</i> ) ver <i>Vigna angularis</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Phaseolus aureus</i> ) ver <i>Vigna radiata</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Phaseolus coccineus</i>	–	SP; EA	20-30; 20	5	9	38
( <i>Phaseolus limensis</i> ) ver <i>Phaseolus lunatus</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Phaseolus lunatus</i> (= <i>Phaseolus limensis</i> )	–	SP; EA	20-30; 25	5	9	38
( <i>Phaseolus mungo</i> ) ver <i>Vigna mungo</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Phaseolus radiatus</i> ) ver <i>Vigna radiata</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Phaseolus vulgaris</i>	–	RP; EA	20-30; 25; 20; 30	5	9	71; 29; 38
<i>Phleum</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
( <i>Phleum bertolonii</i> ) ver <i>Phleum nodosum</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Phleum nodosum</i> (= <i>Phleum bertolonii</i> )	–	SP	20-30; 15-25	7	10	2; KNO <sub>3</sub>
<i>Phleum pratense</i>	–	SP; SA; EA	20-30; 15-25	7	10	2; 102; KNO <sub>3</sub>
<i>Phlox drummondii</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20; 15	5-7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Phlox paniculata</i>	–	SP; EP	20; 15	5-7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Phlox subulata</i>	–	SP; EP	20; 15	5-7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Pholistoma auritum</i> (= <i>Nemophila aurita</i> )	–	SP; EP	15; 10	7	21	1

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Physalis alkekengi</i>	–	SP; SA	20-30	4-7	28	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Physalis pubescens</i>	–	SP; EP; SA	20-30	7	28	KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Picea abies</i>	–	SP	20-30; 20; 25	7	21	–
<i>Picea engelmannii</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Picea glauca</i>	–	SP	20-30	7	21	16; L
<i>Picea glehnii</i>	–	SP	20-30	7	21	16; L
<i>Picea jezoensis</i>	–	SP	20-30	7	21	16; L
<i>Picea koyamai</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Picea mariana</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Picea omorika</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Picea orientalis</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Picea polita</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Picea pungens</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Picea rubens</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Picea sitchensis</i>	–	SP	20-30	7	21	L; 16; KNO <sub>3</sub>
<i>Pimpinella anisum</i>	–	SP; EP	20-30	7	21	–
<i>Pimpinella major</i>	–	SP; EP	20-30	7-10	21	1
<i>Pimpinella saxifraga</i>	–	SP; EP	20-30	5-7	21	–
<i>Pinus spp.</i>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Pinus albicaulis</i>	–	SP	20-30	7	28	20; EE
<i>Pinus aristata</i>	–	SP	20-30	7	14	–
<i>Pinus banksiana</i>	–	SP	20-30	7	14	–
<i>Pinus brutia</i>	–	SP	20	7	28	–
<i>Pinus canariensis</i>	–	SP	20	7	28	–
<i>Pinus caribaea</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Pinus cembra</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(EA)	(20-30)	(7)	(28)	(86)
<i>Pinus cembroides</i>	–	EA	20	7	28	19
<i>Pinus clausa</i>	–	SP; (SA)	20	7	21	69
<i>Pinus contorta</i>	–	SP	20-30	7	21	16
<i>Pinus coulteri</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(EA)	(20-30)	(7)	(28)	(18)
<i>Pinus densiflora</i>	–	SP	20-30	7	21	12
<i>Pinus echinata</i>	–	SP	20-30	7	28	106
<i>Pinus edulis</i>	–	SP	20-30	7	28	LC
<i>Pinus elliottii</i>	–	SP	22; 20-30	7	28	104; 12
<i>Pinus flexilis</i>	–	SP	20-30	7	21	19
<i>Pinus glabra</i>	–	SP	20-30	7	21	19
( <i>Pinus griffithii</i> ) ver <i>Pinus wallichiana</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Pinus halepensis</i>	–	SP	20	7	28	–
<i>Pinus heldreichii</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(SP)	(20-30)	(7)	(28)	(21)
<i>Pinus jeffreyi</i>	–	SP; (EA)	20-30	7	28	20

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
<i>(Pinus khasya)</i> ver <i>Pinus kesiya</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Pinus kesiya</i> (= <i>Pinus khasya</i> )	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Pinus koraiensis</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(EA)	(20-30)	(7)	(28)	(98 seguido do 83)
<i>Pinus lambertiana</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(SP; (EA))	(20-30)	(7)	(28)	(18)
<i>Pinus merkusii</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Pinus monticola</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(SP)	(20-30)	(7)	(28)	(18)
<i>Pinus mugo</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Pinus muricata</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Pinus nigra</i>	–	SP; SA	20-30	7	21	–
<i>Pinus oocarpa</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Pinus palustris</i>	–	EA; (SP)	20	7	21	104
<i>Pinus parviflora</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(SP; (EA))	(20-30)	(7)	(28)	(86)
<i>Pinus patula</i>	–	SP	20; (20-30)	7	21	–
<i>Pinus peuce</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(SP; (EA))	(20-30)	(7)	(28)	(86)
<i>Pinus pinaster</i>	–	SP	20	7	35	16; 91
	–	–	–	–	–	(TZ)
<i>Pinus pinea</i>	–	SP	20	7	28	51
<i>Pinus ponderosa</i>	–	SP	20-30	7	21	16
<i>Pinus pumila</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	(EA)	(20-30)	(7)	(21)	(84)
<i>Pinus radiata</i>	–	SP	20	7	28	–
<i>Pinus resinosa</i>	–	SP	(25); 20-30	7	14	–
<i>Pinus rigida</i>	–	SP	20-30	7	14	–
<i>Pinus serotina</i>	–	SP	22	7	21	–
<i>Pinus strobus</i>	–	SP	20-30; 20	7	28	16
	–	–	–	–	–	(TZ)
<i>Pinus sylvestris</i>	–	SP	20-30; (20)	7	21	19
<i>Pinus tabuliformis</i>	–	SP	20-30	7	14	–
<i>Pinus taeda</i>	–	SP	22; 20-30	7	28	16
<i>Pinus taiwanensis</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Pinus thunbergii</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Pinus virginiana</i>	–	SP	20-30	7	21	–

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Pinus wallichiana</i> (= <i>Pinus griffithii</i> )	–	SP	20-30	7	28	–
<i>Piptatherum miliaceum</i>	–	SA; EA	15; 20-30	7	42	12; L
<i>Pisum sativum</i>	–	RP; EA	20	5	8	38
<i>Plantago lanceolata</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	–
<i>Platanus occidentalis</i>	–	SP	20-30	7	14	–
<i>Platanus spp.</i>	–	SP	20-30	7	21	–
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Platycladus orientalis</i> (= <i>Thuja orientalis</i> )	–	SP	20	7	21	–
<i>Platycodon grandiflorus</i>	–	SP; SA	20-30	8	21	L
<i>Plumbago auriculata</i>	–	SP	20-30; 20	6	18	–
<i>Poa spp.</i>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Poa ampla</i> [incluída em <i>Poa secunda</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Poa annua</i>	–	SP; SA	20-30; 15-25	7	21	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Poa arachnifera</i>	–	SP; EP; EA	20-30	7	28	12; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Poa bulbosa</i>	–	SP; EA	15-25	10	35	KNO <sub>3</sub>
<i>Poa compressa</i>	–	SP; EA	15-25; 10-30; 15-30	10	28	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Poa glauca</i> (= <i>Poa glaucanthos</i> )	–	EP; SP; SA	15-25; 15-30	10	28	KNO <sub>3</sub> ; L
( <i>Poa glaucanthos</i> ) ver <i>Poa glauca</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Poa nemoralis</i>	–	SP; EA	20-30; 15-25; 10-30	10	28	1; KNO <sub>3</sub> ; L
( <i>Poa nevadensis</i> ) ver <i>Poa secunda</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Poa palustris</i>	–	SP	20-30; 15-25; 10-30	10	28	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Poa pratensis</i>	–	SP; EP; EA	20-30; 15-25; 10-30	10	28	7; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Poa secunda</i> (= <i>Poa nevadensis</i> ) [incluindo <i>Poa ampla</i> ]	–	SP	20-30; 15-25; 10-30	7	28	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Poa trivialis</i>	–	SP; EP; EA	20-30; 15-25	7	21	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Polemonium spp.</i>	–	SP; EA	17-30	5	16	–
<i>Populus spp.</i>	–	SP	20-30	3	10	L; 80
<i>Portulaca grandiflora</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	4-7	14	13; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Portulaca oleracea</i>	–	SP; EP	20-30	5	14	1
<i>Potentilla spp.</i>	–	SP; SA	20-30	7	21	–
<i>Primula auricula</i>	–	SP	20-30; 20; 15	7-14	28	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Primula denticulata</i>	–	SP	20-30; 20; 15	7-14	28	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Primula elatior</i>	–	SP	20-30; 20; 15	7-14	28	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Primula japonica</i>	–	SP	20-30; 20; 15	7-14	28	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Primula kewensis</i>	–	SP	20-30; 20; 15	7-14	28	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Primula malacoides</i>	–	SP	20-30; 20; 15	7-14	28	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Primula obconica</i>	–	SP	20-30; 20; 15	7-14	28	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Primula praenitens</i>	–	SP	20-30; 20; 15	7-14	28	1; KNO <sub>3</sub>

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Primula veris</i>	–	SP	20-30; 20; 15	7-14	28	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Primula vulgaris</i>	–	SP	20-30; 20; 15	7-14	28	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Proboscidea louisianica</i>	–	SP; EP	20	–	10	L; 65
<i>Proboscidea louisianica</i> subsp. <i>louisianica</i> (= <i>Martynia proboscidea</i> )	–	SP; EP; EA	20	–	10	18; 65; L
<i>Prosopis juliflora</i>	–	EA	30	5	10	–
<i>Prunus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Prunus armeniaca</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Prunus avium</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(EA)	(20-30; (20))	(7)	(28)	(84)
<i>Prunus domestica</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Prunus padus</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(EA)	(20-30; (20))	(7)	(28)	(84)
<i>Prunus persica</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	EE
	–	(EA); SA	18-22; 20-30; 20	7	28	(84)
<i>Prunus serotina</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(EA)	(20-30; (20))	(7)	(28)	(84)
<i>Psathyrostachys juncea</i> (= <i>Elymus junceus</i> )	–	SP	20-30	5	14	1
<i>Pseudoroegneria</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Pseudoroegneria spicata</i> (= <i>Agropyron inerme</i> ; <i>A. spicatum</i> )	–	SP; EP	20-30; 15-25	7	21	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Pseudotsuga</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Pseudotsuga menziesii</i>	–	SP	20-30	7	21	16
<i>Psidium guajava</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Psophocarpus tetragonolobus</i>	–	EP; EA	20-30; 30	4	14	–
<i>Psylliostachys suworowii</i> (= <i>Statice suworowii</i> )	–	SP; EP	15; 10	5-7	21	51
<i>Pueraria</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Pueraria lobata</i>	–	EP; SP	20-30	5	14	38
<i>Pueraria phaseoloides</i>	–	SP	25	4	10	38; H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> 20min.
( <i>Pulsatilla vulgaris</i> ) ver <i>Anemone pulsatilla</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Pyrethrum ptarmicifolium</i> ) ver <i>Tanacetum ptarmiciflorum</i>	–	–	–	–	–	–
( <i>Pyrethrum</i> spp.) ver <i>Tanacetum</i> spp.	–	–	–	–	–	–
<i>Pyrus communis</i> (= <i>Pyrus domestica</i> )	–	SP; SA	18-22	7	14	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
( <i>Pyrus sargentii</i> ) ver <i>Malus sargentii</i>	-	-	-	-	-	-
<b>Pyrus spp.</b> (exceto <i>Pyrus communis</i> )	-	-	-	-	-	TZ
	-	-	-	-	-	(EE)
	-	(EA)	(20-30)	(7)	(28)	(84)
( <i>Quamoclit vulgaris</i> ) ver <i>Ipomoea quamoclit</i>	-	-	-	-	-	-
<i>Quercus alba</i>	-	SA; EA	20-30	7	28	89 seguido do 95
<i>Quercus muehlenbergii.</i>	-	SA; EA	20-30	7	28	89 seguido do 95
<b>Quercus spp.</b> (exceto <i>Quercus alba</i> ; <i>Q. muehlenbergii</i> ; <i>Q. virginiana</i> )	-	SP; (EA)	20	7	28	89 seguido do 95 e 92
<i>Quercus virginiana</i>	-	SP; EA	20-30	7	28	89 seguido do 95 e 92
<i>Ranunculus asiaticus</i>	-	SP; EA	20; 15	7-14	28	-
<b>Ranunculus spp.</b>	-	SP; EA	15	12	30	76; 80
<b>Raphanus spp.</b>	-	-	-	-	-	TZ
<i>Raphanus sativus</i>	-	SP; EP; EA; RP	20-30; 20	4	10	1
<i>Reseda odorata</i>	-	SP; EP	20-30; 15; 20	4-7	14	L
<i>Rheum <sup>2</sup>hybridum</i>	-	SP; SA; EA	20-30; 30	4	12	-
<i>Rheum palmatum</i>	-	SP; EP	20-30; 20	7	21	-
<i>Rheum rhaponticum</i>	-	SP	20-30	7	21	-
<b>Rhododendron spp.</b>	-	SA; SP	20-30; 25	7	21	L
<i>Rhynchelytrum roseum</i>	-	SP	20-30; 15-35	6	15	KNO <sub>3</sub> ; L
<b>Ricinus spp.</b>	-	-	-	-	-	TZ
<i>Ricinus communis</i>	-	RP; EA	20-30	7	14	100
<b>Robinia spp.</b>	-	-	-	-	-	TZ
<i>Robinia pseudoacacia</i>	-	SP	20-30	7	14	39 seguido do 41 ou (94)
<i>Rosa multiflora</i>	-	-	-	-	-	TZ
	-	(SP)	(10-30)	(7)	(28)	(20)
<b>Rosa spp.</b> (exceto <i>Rosa multiflora</i> )	-	-	-	-	-	TZ
	-	(EA); (SA)	(20)	(35)	(70)	(88)
<i>Rosmarinus officinalis</i>	-	RP; EA	20-30; 20; 15	7	28	L
<i>Rudbeckia bicolor</i> [incluída em <i>Rudbeckia hirta</i> ]	-	-	-	-	-	-
<i>Rudbeckia fulgida</i>	-	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Rudbeckia hirta</i> [incluindo <i>Rudbeckia bicolor</i> ]	-	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Rumex acetosa</i>	-	SP; EP; EA	20-30	3	14	1; L
<i>Ruta graveolens</i>	-	SP; EP	20-30; 20	7	28	1

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Saintpaulia ionantha</i>	–	SP; SA	20-30; 20	7-14	28	–
<i>Salix</i> spp.	–	SP	20-30	7	14	–
<i>Salpiglossis sinuata</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	4-7	21	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Salvia coccinea</i>	–	SP	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Salvia farinacea</i>	–	SP	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Salvia officinalis</i>	–	SP; EP; EA	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Salvia patens</i>	–	SP	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Salvia pratensis</i>	–	SP	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Salvia sclarea</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Salvia splendens</i>	–	SP	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Salvia viridis</i>	–	SP	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Sanguisorba minor</i> [incluindo <i>Sanguisorba muricata</i> ]	–	SP; EP	20-30; 20; 15	7	28	–
<i>Sanguisorba muricata</i> [incluída em <i>Sanguisorba minor</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Sanvitalia procumbens</i>	–	SP; EP	20-30; 20	3-5	14	1
<i>Saponaria calabrica</i>	–	SP; EP	15; 10	4-7	21	1; L
<i>Saponaria ocymoides</i>	–	SP; EP	15; 10	4-7	21	1; L
<i>Saponaria officinalis</i>	–	SP; EP	15; 10	4-7	21	1; L
<i>Satureja hortensis</i>	–	SP; EP	20-30	5	21	–
<i>Scabiosa atropurpurea</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Scabiosa caucasica</i>	–	SP; EP	20-30; 20; 15	4-7	21	1
<i>Schefflera elegantissima</i> (= <i>Dizigothea elegantissima</i> )	–	SP; EP	20-30	7-14	28	–
<i>Schyzachyrium scoparium</i> (= <i>Andropogon scoparium</i> )	–	SP	20-30	7	28	12; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Schizanthus pinnatus</i>	–	SP; EP; SA	15; 10	4-7	14	1
<i>Scorzonera hispanica</i>	–	SP; EP; EA	20-30; 20	4	8	1
<i>Secale cereale</i>	–	RP; EA; SP	20; 15	4	7	2; 31; 78
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Securigera varia</i> (= <i>Coronilla varia</i> )	–	SP; EP	20	7	14	(38)
<i>Sedum acre</i>	–	SP; SA	15	–	14	L
<i>Sempervivum</i> spp.	–	SP; SA	20	–	14	L
<i>Senecio bicolor</i> [incluída em <i>Senecio cineraria</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Senecio cineraria</i> [incluindo <i>Senecio bicolor</i> ]	–	SP	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Senecio cruentus</i>	–	SP; SA	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Senecio elegans</i>	–	SP	20-30; 20	4-7	21	1
( <i>Sequoia gigantea</i> ) ver <i>Sequoiadendron giganteum</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Sequoia sempervirens</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Sequoiadendron giganteum</i> (= <i>Sequoia gigantea</i> )	–	SP	20-30	7	28	–
<i>Sesamum indicum</i>	–	SP; SA	20-30	3	6	–
<i>Sesbania exaltata</i>	–	SP; EP	20-30	5	7	38



Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<b>Setaria spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Setaria anceps</i> [incluída em <i>Setaria sphacelata</i> ]	–	–	–	–	–	–
<b>Setaria italica</b>	–	SP; EP	20-30; 15-30	4	10	–
<b>Setaria sphacelata</b> [incluindo <i>Setaria anceps</i> ]	–	SP	20-35; 15-35	7	21	KNO <sub>3</sub> ; 59
<b>Silene chalconica</b> (= <i>Lychnis chalconica</i> )	–	SP	20-30; 20	5-10	21	L
<b>Silene coronaria</b> (= <i>Lychnis coronaria</i> )	–	SP	20-30	5-10	21	–
<b>Silene pendula</b>	–	SP; EP	20-30; 20	7-14	28	KNO <sub>3</sub>
<b>Silybum marianum</b>	–	SP; EP	20-30; 20	5-7	21	1
<b>Sinapis alba</b>	–	SP; SA	20-30; 20	3	7	1
<b>Sinningia speciosa</b>	–	SP; SA	20-30; 20	7-14	28	1
<b>Solanum spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
( <i>Solanum capsicastrum</i> ) ver <b>Solanum diflorum</b>	–	–	–	–	–	–
<b>Solanum diflorum</b> (= <i>Solanum capsicastrum</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	5-7	28	KNO <sub>3</sub> ; L
<b>Solanum giganteum</b>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	5-7	28	KNO <sub>3</sub> ; L
<b>Solanum gilo</b>	–	SP	20-30; 30	6	14	–
<b>Solanum laciniatum</b>	–	SP	20-30; 20	5-7	28	KNO <sub>3</sub>
<b>Solanum marginatum</b>	–	SP; EP; SA	20-30; 20	5-7	28	KNO <sub>3</sub> ; L
<b>Solanum melongena</b>	–	SP; EP; SA	20-30	7	14	KNO <sub>3</sub> ; L
<b>Solanum tuberosum</b>	–	SP	20-30	3	14	75
( <i>Sophora japonica</i> ) ver <b>Styphnolobium japonicum</b>	–	–	–	–	–	–
<b>Sorbus spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
	–	(EA)	(20-30)	(7)	(28)	(84)
<b>Sorghastrum nutans</b>	–	RP; SP; EA	20-30	7	28	12; 62; KNO <sub>3</sub> ; L
<b>Sorghum spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
<b>Sorghum <sup>2</sup>alium</b> [ <i>S. bicolor</i> <sup>2</sup> <i>S. halepense</i> ]	–	RP; EP; EA	20-35; 20-30; 15-35	5	21	10
<b>Sorghum bicolor</b> (= <i>Sorghum vulgare</i> ) [incluindo <i>Sorghum dochna</i> ]	–	RP; SP; EA	20-30; 25	4	10	2
<b>Sorghum bicolor <sup>2</sup>S. sudanense</b>	–	SP; EP	20-30	4	10	1
<b>Sorghum halepense</b>	–	SP; EP; EA	20-35; 20-30	7	35	KNO <sub>3</sub> ; L
<b>Sorghum sudanense</b>	–	RP; EP; EA	20-30; 15-30	4	10	7
<b>Spartium junceum</b>	–	SP	20	7	14	39 seguido do 41
<b>Spergula arvensis</b>	–	SP	20	4	10	–
<b>Spinacea oleracea</b>	–	SP; EP	15; 10	7	21	1
<b>Sporobolus cryptandrus</b>	–	SP; EP; SA	5-35; 15-35	7	28	15; 62; KNO <sub>3</sub> ; L
( <i>Stachys grandiflora</i> ) ver <b>Stachys macrantha</b>	–	–	–	–	–	–
<b>Stachys macrantha</b> (= <i>Stachys grandiflora</i> )	–	SP	20	7	14	–
( <i>Statice sinuata</i> ) ver <b>Limonium sinuatum</b>	–	–	–	–	–	–

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
( <i>Statice suworowii</i> ) ver <i>Psylliostachys suworowii</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Stipa viridula</i>	–	EP; SP; EA	15-30	7	21	12; 62; 82; KNO <sub>3</sub>
<i>Stizolobium deeringianum</i> [incluída em <i>Mucuna pruriens</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Stokesia</i> spp.	–	SP; SA	20-30	14	21	–
<i>Stylosanthes</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Stylosanthes capitata</i>	–	SP	20-35	4	10	38
<i>Stylosanthes guianensis</i>	–	SP	20-35; 20-30	4	10	56; 38
<i>Stylosanthes hamata</i>	–	SP	20-35; 10-35	4	10	38; 39
<i>Stylosanthes humilis</i>	–	SP	20-30; 10-35	2	5	38; 39
<i>Stylosanthes macrocephala</i>	–	SP	20-35	4	10	38
<i>Stylosanthes scabra</i>	–	SP	20-35	4	10	38; 39
<i>Styphnolobium</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Styphnolobium japonicum</i> (= <i>Sophora japonica</i> )	–	–	–	–	–	TZ
<i>Syringa reflexa</i> [incluída em <i>Syringa komarowii</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Syringa komarowii</i> [incluindo <i>Syringa reflexa</i> ]	–	SP	20	7	21	16
<i>Syringa</i> spp.	–	SP	20-30	14	35	–
<i>Syringa villosa</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Syringa vulgaris</i>	–	SP	20	7	21	–
<i>Tagetes erecta</i>	–	SP; EP	20-30; 20	3-5	14	L
<i>Tagetes patula</i>	–	SP; EP	20-30; 20	3-5	14	L
<i>Tagetes tenuifolia</i>	–	SP; EP	20-30; 20	3-5	14	L
<i>Tanacetum achilleifolium</i> (= <i>Chrysanthemum achilleifolium</i> )	–	SP; EP	20-30; 15	4-7	21	1; L
<i>Tanacetum cinerariifolium</i> (= <i>Chrysanthemum cinerariifolium</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	1
<i>Tanacetum coccineum</i> (= <i>Chrysanthemum coccineum</i> )	–	SP; EP	20-30; 15	4-7	21	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Tanacetum parthenium</i> (= <i>Chrysanthemum parthenium</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	1; L
<i>Tanacetum ptarmiciflorum</i> (= <i>Chrysanthemum ptarmiciflorum</i> )	–	SP; EP; SA	15	–	21	KNO <sub>3</sub> ; L; 66
<i>Tanacetum</i> spp. (= <i>Pyrethrum</i> spp.)	–	SP; EP	20-30; 15	4-7	21	KNO <sub>3</sub>
<i>Taraxacum officinale</i>	–	SP; SA	20-30; 20	7	21	–
<i>Taxodium distichum</i>	–	EA	20-30; (20)	7	28	20
	–	–	–	–	–	(TZ)
<i>Taxus</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
	–	(EA)	(20-30)	(7)	(28)	(87)
<i>Tectona grandis</i>	–	EA	30	14	28	93; 109

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Tephrosia candida</i>	–	EP; SP	20-30; 30	4	10	38
<i>Tetragonia tetragonoides</i>	–	RP; EP; EA; PP	20-30; 20	7	35	47; 49
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Thalictrum</i> spp.	–	SP; EP; RP	20-30; 20	15	35	–
<i>Thuja occidentalis</i>	–	SP	20-30	7	21	–
( <i>Thuja orientalis</i> ) ver <i>Platycladus orientalis</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Thuja plicata</i>	–	SP	20-30	7	21	–
<i>Thunbergia alata</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	21	–
<i>Thymus serpyllum</i>	–	SP; EP; SA	20-30; 20; 15	7	21	L
<i>Thymus vulgaris</i>	–	SP	20-30; 20	7	21	–
<i>Tilia</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Tilia cordata</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(EA)	(20-30)	(7)	(28)	(86)
<i>Tilia platyphyllos</i>	–	–	–	–	–	TZ
	–	–	–	–	–	(EE)
	–	(EA)	(20-30)	(7)	(28)	(86)
<i>Tithonia rotundifolia</i>	–	SP; RP	20-30	4	8	L
<i>Torenia fournieri</i>	–	SP; SA	20-30	5-7	14	KNO <sub>3</sub>
<i>Trachymene coerulea</i> (= <i>Didiscus coeruleus</i> )	–	SP; RP	20	6	21	71
<i>Tragopogon porrifolius</i>	–	SP; EP	20	5	10	6
<i>Trifolium</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Trifolium alexandrinum</i>	–	SP; EP	20	3	7	38
<i>Trifolium balansae</i> [incluída em <i>Trifolium michelianum</i> ]	–	–	–	–	–	–
<i>Trifolium campestre</i>	–	SP; EP	20	4	14	27; 38
<i>Trifolium dubium</i>	–	SP; EP	20	5	14	1; 27; 38
<i>Trifolium fragiferum</i>	–	SP; EP	20	3	7	27; 38
<i>Trifolium glomeratum</i>	–	SP; EP	20	4	10	27; 38
<i>Trifolium hirtum</i>	–	SP; EP	20	4	10	27; 38
<i>Trifolium hybridum</i>	–	SP; EP	20	4	10	1; 27; 38; 53
<i>Trifolium incarnatum</i>	–	SP; EP	20	4	7	1; 27; 38; 53
<i>Trifolium lappaceum</i>	–	SP; EP	20	3	7	1; 27; 38
<i>Trifolium michelianum</i> [incluindo <i>Trifolium balansae</i> ]	–	SP	15; 20	4	10	1; 27; 38
<i>Trifolium pratense</i>	–	SP; EP	20	4	10	1; 27; 38
<i>Trifolium repens</i>	–	SP; EP	20	4	10	1; 27; 38; 53
<i>Trifolium resupinatum</i>	–	SP; EP	20	4	7	27; 38
<i>Trifolium semipilosum</i>	–	EP; EA	20; 15	3	7	27; 38
<i>Trifolium squarrosum</i>	–	SP; EP	20; 15	4	14	1; 27; 38
<i>Trifolium subterraneum</i>	–	SP; EP	20; 15	4	14	27; 38; 82
<i>Trifolium vesiculosum</i>	–	SP; EP	20; 15	4	10	27; 38
<i>Trigonella foenum-graecum</i>	–	SP; EP	20-30; 20	5	14	–

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Tripleurospermum maritimum</i> (= <i>Matricaria maritima</i> )	–	SP	20-30; 20	4-7	14	1; L
<i>Tripleurospermum perforatum</i> (= <i>Matricaria perforata</i> )	–	SP	20-30; 20	4-7	14	1; L
<i>Trisetum</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Trisetum flavescens</i>	–	SP	20-30	7	21	1; KNO <sub>3</sub> ; L
<sup>γ</sup> <i>Triticosecale</i> [ <i>Secale</i> <sup>γ</sup> <i>Triticum</i> ]	–	RP; EP; EA; SP	20; 15	4	8	2; 30; 78
<i>Triticum</i> spp.	–	–	–	–	–	TZ
<i>Triticum aestivum</i>	–	RP; EP; EA	20; 15; (30)	4	8	2: 30; 78
<i>Triticum dicoccon</i> (= <i>Triticum dicoccum</i> )	–	EP; EA	20	4	8	2; 30 78
( <i>Triticum dicoccum</i> ) ver <i>Triticum dicoccon</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Triticum durum</i>	–	RP; EP; EA; SP	20; 15	4	8	2; 30; 78
<i>Triticum spelta</i>	–	EP; EA; SP; SA	20; 15	4	8	2; 30; 78
<i>Tropaeolum majus</i>	–	SP; EP; EA	20-30; 20; 15	4-7	21	1
<i>Tropaeolum peltophorum</i>	–	SP; EP; EA	20; 15	4-7	21	1
<i>Tropaeolum peregrinum</i>	–	SP; EP; EA	20; 15	4-7	21	1
<i>Tsuga canadensis</i>	–	SP	15	7	28	20
<i>Tsuga heterophylla</i>	–	SP	20	7	35	16
<i>Tunica</i> spp.	–	SP; SA	17-30	5	14	–
<i>Ulmus americana</i>	–	SP	20-30; (20)	7	14	89 seguido do 92
<i>Ulmus parvifolia</i>	–	SP	20-30; (20)	7	14	89 seguido do 92
<i>Ulmus pumila</i>	–	SP	20-30; (20)	7	14	89 seguido do 92
<i>Urena lobata</i>	–	SP; EA; SA	30	5	15	105
<i>Urochloa mosambicensis</i>	–	SP	20-35	7	21	78; KNO <sub>3</sub> ; L
<i>Ursinia</i> spp.	–	SP; SA	17-30; 10	5	14	–
<i>Vaccaria hispanica</i>	–	SP; EP	15; 10	4-7	21	1; 35; L
<i>Valeriana officinalis</i>	–	SP	20-30; 20	5-7	21	1
<i>Valerianella locusta</i> ( <i>Venidium fastuosum</i> ) ver <i>Arctotis fastuosa</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Verbascum densiflorum</i>	–	SP	20-30	4-7	21	1
<i>Verbascum phlomoides</i>	–	SP	20-30	4-7	21	1
<i>Verbascum thapsus</i>	–	SP	20-30	4-7	21	1
<i>Verbena bonariensis</i> ( <i>Verbena canadensis</i> ) ver <i>Glandularia canadensis</i>	–	SP	20-30; 15	7-10	28	1; KNO <sub>3</sub>
<i>Verbena Grupo Híbrida</i> (= <i>Verbena</i> <sup>γ</sup> <i>hybrida</i> )	–	SP	20-30; 20; 15	7-10	28	1; KNO <sub>3</sub>

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
( <i>Verbena</i> <sup>hybrida</sup> ) ver <b>Verbena Grupo Híbrida</b>	–	–	–	–	–	–
<b>Verbena rigida</b>	–	SP	20-30; 15	7-10	28	1 ; KNO <sub>3</sub>
<b>Veronica austriaca</b>	–	SP; SA	20-30	–	16	L
<b>Veronica spicata</b>	–	SP; SA	20-30	6	16	L
<b>Viburnum spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
<b>Viburnum opulus</b>	–	–	–	–	–	TZ
<b>Vicia spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
<i>Vicia angustifolia</i> [incluída em <i>Vicia sativa</i> ]	–	–	–	–	–	–
<b>Vicia articulata</b>	–	RP; EP; EA	20	5	10	38
<b>Vicia benghalensis</b>	–	SP; EP; EA	20	5	10	38
<i>Vicia dasycarpa</i> [incluída em <i>Vicia villosa</i> ]	–	–	–	–	–	–
<b>Vicia ervilia</b>	–	EP; EA	20	5	8	38
<b>Vicia faba</b>	–	RP; EA	20	4	14	6; 28; 38
<b>Vicia narbonensis</b>	–	SP; EA; EP	20	5	10	38
<b>Vicia pannonica</b>	–	RP; EA; EP	20	5	10	1; 38
<b>Vicia sativa</b> [incluindo <i>Vicia angustifolia</i> ]	–	RP; EP; EA	20	5	14	1; 38
<b>Vicia villosa</b> [incluindo <i>Vicia dasycarpa</i> ]	–	RP; EP; EA	20; 10	5	14	1; 38
<b>Vigna spp.</b>	–	–	–	–	–	TZ
<b>Vigna angularis</b> (= <i>Phaseolus angularis</i> )	–	RP; EP; EA	20-30	4	10	38
<b>Vigna marina</b>	–	RP; EP; EA	20-30	4	8	38
<b>Vigna mungo</b> (= <i>Phaseolus mungo</i> )	–	RP; EA; EP	20-30; 25; 20	4	7	38
<b>Vigna radiata</b> (= <i>Phaseolus aureus</i> ; <i>P. radiatus</i> )	–	EP; EA	20-30; 25	5	7	–
( <i>Vigna sesquipedalis</i> ) (= <i>Vigna unguiculata</i> subsp. <i>sesquipedalis</i> ) ver <b>Vigna unguiculata</b>	–	–	–	–	–	–
( <i>Vigna sinensis</i> ) ver <b>Vigna unguiculata</b>	–	–	–	–	–	–
<b>Vigna subterranea</b>	–	EP; EA	20-30; 25; 30	5	10	–
<b>Vigna unguiculata</b> (= <i>Vigna sinensis</i> ) [incluindo <i>Dolichos biflorus</i> ]	–	RP; EA; EP	20-30; 25; 30	5	8	38
<b>Vinca minor</b>	–	SP	20-30; 20	4-7	14	–
( <i>Vinca rosea</i> ) ver <b>Catharanthus roseus</b>	–	–	–	–	–	–
<b>Viola cornuta</b>	–	SP	20-30; 20	4-7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<b>Viola odorata</b>	–	SP	20; 10	4-7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<b>Viola tricolor</b>	–	SP	20-30; 20	4-7	21	1; KNO <sub>3</sub>
<b>Vitis vulpina</b>	–	SA; SP	20-30	7	28	83
–	–	–	–	–	–	TZ

Espécie Botânica	Peso da subamostra para teste por repetições pesadas (g)*	Substrato	Temperatura em °C	Contagem em dias		Instruções adicionais incluindo recomendações para superar dormência
				1ª	Final	
<i>Xeranthemum annuum</i>	–	SP; EP	20-30; 20	4-7	14	–
<i>Yucca filamentosa</i>	–	SP; SA	20-30	10	21	14; L
<i>Zea mays</i> [incluindo <i>Euchlaena mexicana</i> ]	–	RP; EA	20-30; 20; 25; 30	4	7	111
	–	–	–	–	–	TZ
<i>Zelkova serrata</i>	–	SP	10-30	7	28	104
<i>Zinnia acerosa</i>	–	EP; SP	20-30; 20	3	7	1; 76; L
( <i>Zinnia angustifolia</i> ) ver <i>Zinnia haageana</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Zinnia elegans</i>	–	SP; EP	20-30; 20	3-5	10	1; 76; L
<i>Zinnia grandiflora</i>	–	EP; SP	20-30; 20	3	7	1; 76; L
<i>Zinnia haageana</i> (= <i>Zinnia angustifolia</i> )	–	SP; EP	20-30; 20	3-5	10	1; 76; L
<i>Zinnia peruviana</i>	–	EP; SP	20-30; 20	3	7	1; 76; L
<i>Zornia latifolia</i>	–	SP	20-35	4	10	36
<i>Zoysia japonica</i>	–	SP; EA; SA	20-35	10	28	KNO <sub>3</sub>
<i>Zoysia matrella</i>	–	SP; EA; SA	20-35	10	28	KNO <sub>3</sub>

**\*NOTA:**

Teste por repetições pesadas deve ser efetuado com quatro repetições do peso da subamostra. Os resultados dos testes somente podem ser confiáveis se a diferença entre a maior e menor contagem total das repetições estiver dentro dos limites de tolerância admitida (Tabela 18.12).

**INSTRUÇÕES ADICIONAIS E RECOMENDAÇÃO PARA SUPERAR A DORMÊNCIA**

1. Pré-esfriamento à temperatura de 5-10°C por um período de até sete dias, ou mais se necessário e, testar na temperatura mais baixa indicada, como método alternativo.
2. Pré-esfriamento à temperatura de 5-10°C por um período de cinco dias. Em *Festuca arundinacea* prolongar o teste por até 21 dias. Em *Avena byzantina* e *Avena sativa* concluir o teste no 7º dia.
3. Pré-esfriamento à temperatura de 5°C por sete dias e realizar o teste a 15-25°C, se indicado. Se necessário, em *Lolium* spp. fazer o pré-esfriamento por três dias e continuar o teste por mais quatro dias na temperatura de 15-25°C, se indicado.
4. Pré-esfriamento a 5-10°C por cinco dias e depois realizar a germinação a 30°C por mais nove dias.
5. Pré-esfriamento a 5-10°C por seis semanas.
6. Pré-esfriamento a 10°C por três dias.
7. Pré-esfriamento a 10°C por cinco dias.
8. Pré-esfriamento a 10°C por 10 dias.
9. Pré-esfriamento a 10°C por sete dias. Em *Brassica juncea* prolongar o teste por mais cinco dias.
10. Pré-esfriamento a 5°C por cinco dias.
11. Pré-esfriamento a 5°C por sete dias, usando-se areia como substrato.

12. Pré-esfriamento a 3-5°C por duas semanas.
13. Pré-esfriamento a 5°C por 14-21 dias, pode ser benéfico para sementes recém colhidas.
14. Pré-esfriamento a 5°C por 3-4 semanas para espécies sensíveis.
15. Pré-esfriamento a 5°C por quatro semanas. Em *Oryzopsis hymenoides* prolongar o teste por mais 21 dias.
16. Realizar dois testes simultâneos, sem pré-esfriamento e com pré-esfriamento a 3-5°C, por 21 dias.
17. Pré-esfriamento a 5°C por seis semanas e prolongar o teste por mais 14 dias.
18. Pré-esfriamento a 1-5°C por oito semanas. Em *Acer palmatum* fazer o pré-esfriamento por 16 semanas e em *Pinus coulteri* por 8-12 semanas.
19. Pré-esfriamento a 3-5°C por 21 dias.
20. Pré-esfriamento a 3-5°C por 27-30 dias.
21. Pré-esfriamento a 3-5°C por 40-45 dias.
22. Pré-esfriamento a 3-5°C, com solução de KNO<sub>3</sub> a 0,2%, antes do teste, por 14-21 dias.
23. Alguns híbridos requerem pré-esfriamento, ou germinação a 15°C e KNO<sub>3</sub> para uma resposta mais rápida.
24. Manter as sementes no escuro, a 15°C, por 14 dias e depois passar para 20-30°C.
25. Sementes novas podem requerer temperaturas alternadas de 5-10°C, para germinar mais rapidamente.
26. Novo pré-esfriamento de 2-3 dias pode ser necessário. Em *Elymus trachycaulus* quando forem detectadas sementes dormentes no 10º dia, fazer novo esfriamento e depois colocar as sementes a 20-30°C por mais quatro dias.
27. A temperatura não deve exceder 20°C, sendo indicada uma temperatura de 15°C quando ocorrer alta porcentagem de sementes duras ou dormentes.
28. A temperatura não deve exceder 20°C, sendo a temperatura de 18°C a mais desejável.
29. Se for observado, nas plântulas de *Phaseolus vulgaris*, o apodrecimento do colo do hipocótilo, o reteste deverá ser realizado usando-se para umedecer o substrato, uma solução de 0,1% de nitrato de cálcio (Ca(NO<sub>3</sub>)<sub>2</sub>).
30. Pré-secagem à temperatura de 30-35°C por um período de sete dias, em estufa com circulação de ar. Em *Brachiaria ramosa* pré-secagem a 30°C.
31. Pré-secagem à temperatura de 35-40°C por um período de 5-7 dias, em estufa com circulação de ar.
32. Pré-secagem à temperatura de 40°C, por um período de sete dias, em estufa com circulação de ar.
33. Pré-secagem à temperatura de 40°C - 50°C, por 96 horas, em estufa com circulação de ar.
34. Imergir as sementes em água a 40°C por 24 horas (usar estufa ou germinador) ou, preferivelmente imergir as sementes em solução de hipoclorito de sódio a 0,5% (10% de uma solução comercial de 5% de princípio ativo), por 16-24 horas, depois lavá-las e fazer a semeadura.
35. Sementes novas sensíveis a temperaturas altas durante o teste.
36. Sementes sensíveis a baixas temperaturas.
37. Sementes sensíveis à secagem durante o teste.
38. No caso de se verificar a presença de sementes duras no final do teste, seguir as instruções de 5.9.c.
39. Perfurar o tegumento da semente, cortar ou escarificar uma porção da testa na extremidade dos cotilédones.
40. Cortar ou perfurar o tegumento da semente no 18º ou 20º dia do início do teste.
41. Depois de perfurar, cortar ou escarificar uma porção da testa das sementes, imergir em água por três horas. Em *Gleditsia triacanthos* imergir por seis horas.
42. Cortar a pontinha da radícula recém-emergida da semente, para uma resposta mais rápida.
43. Remover as alas do fruto-semente antes do teste.
44. Aparar as sementes ao colocá-las para germinar.
45. Retirar as sementes do fruto.
46. Remover o pericarpo do fruto. Em *Coffea* spp. retirar o pergaminho; em *Paspalum notatum* escarificar com H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> e depois semear em substrato umedecido com KNO<sub>3</sub>.
47. Remover a polpa dos frutos e lavá-los.
48. Imergir os frutos em água por 1-2 dias para remover a polpa; extrair as sementes e colocar para germinar. Em *Lantana camara* imergir por 1-3 dias.
49. Imergir os frutos em água por 16 horas e depois secá-los em temperatura ambiente por sete horas. Depois colocar para germinar em RP bem úmido e não reumedecer, a menos que



- o substrato se apresente muito seco. No caso de dormência, no 21º dia arranhar os frutos (escarificar) e prolongar por mais sete dias.
50. Imergir as sementes em água durante seis horas antes de semeá-las.
  51. Imergir as sementes em água durante 24 horas.
  52. Lavar as “unidades-sementes múltiplas” em água corrente a 20-25°C, durante duas horas. As “unidades de sementes monogérmicas” devem ser lavadas durante 4 horas. Depois deve-se secar as unidades de sementes a uma temperatura máxima de 25°C. Unidades de sementes que apresentam radículas enegrecidas devem ser retestadas entre areia ou solo esterilizado, ou lavadas por três horas em água corrente e depois testadas EP. Em algumas espécies de *Beta* é necessário um período de imersão em água por 16 horas, a 25°C, seguido de lavagem em água corrente e da secagem por duas horas à temperatura ambiente.
  53. Quando ocorrer uma alta percentagem de sementes intumescidas no final do teste, retestar e colocar o substrato em saco plástico fechado de tamanho adequado ao do substrato.
  54. Perfurar cuidadosamente o tegumento das sementes intumescidas aos 21 dias com um instrumento afiado e prolongar o teste até 35 dias. Sementes intumescidas podem ser colocadas a 20°C por dois dias e então a 35°C, por mais três dias.
  55. Retirar cuidadosamente o tegumento das sementes que permaneceram dormentes até o 7º dia. Em *Coffea* retirar o pergaminho e em *Arachis* retirar o pericarpo.
  56. Escarificar as sementes com ácido sulfúrico concentrado (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) por no máximo 10 minutos e depois lavá-las em água corrente, antes do teste de germinação.
  57. Escarificar as sementes com ácido sulfúrico (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) concentrado por no máximo 15 minutos, depois lavá-las em água corrente antes do início do teste de germinação.
  58. Escarificar as sementes em ácido sulfúrico (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) concentrado por no máximo cinco minutos, depois lavá-las em água corrente antes do início do teste de germinação.
  59. Escarificar as sementes em ácido sulfúrico (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) concentrado por 3-5 minutos, depois lavá-las em água corrente antes do início do teste de germinação.
  60. Escarificar as sementes em ácido sulfúrico (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) concentrado por uma hora e depois lavá-las em água corrente antes do início do teste de germinação.
  61. Pré-aquecer as sementes a 50°C e depois imergir em água ou em uma solução de KNO<sub>3</sub>, por 24 horas.
  62. É comum a presença de sementes dormentes. Verificar a viabilidade das sementes remanescentes no substrato por qualquer método disponível.
  63. Método alternativo para sementes dormentes: remover as cariopses do fascículo e colocá-las no substrato SP, umedecido com uma solução de Nitrato de Potássio (KNO<sub>3</sub>) a 0,2%, de maneira que as cariopses de um fascículo não se confundam com as dos outros, durante o teste. Fazer o pré-esfriamento a 5°C por sete dias. Depois colocá-las para germinar a 30°C, com luz, por 21 dias. As sementes que ainda permanecem dormentes no final do período, devem ser ligeiramente escarificadas e deixadas no substrato por mais sete dias.
  64. Em espécies com sementes dormentes, colocar no começo do reteste uma camada d’água de aproximadamente 3mm e remover o excesso após 24 horas.
  65. Extrair os embriões e colocá-los em recipiente fechado (gerbox) ou usar método alternativo.
  66. Pode ser necessário tratar as sementes contra fungos.
  67. Usar luz pelo menos durante meia hora antes do teste; luz adicional durante o teste é desejável para sementes dormentes. A temperatura não deve exceder 20°C. Se houver muitas sementes dormentes reteste a 15°C.
  68. Usar areia como substrato. Testar as espécie de *Bromus* à temperatura de 15°C.
  69. Usar o substrato mais seco que o normal.
  70. Quando as sementes apresentam danos por sensibilidade a embebição rápida, realizar o pré-condicionamento das sementes, em “gerbox” com tela (do tipo utilizado no teste de envelhecimento acelerado), contendo 40mL de água, pelo período de 16-24 horas a 25°C. Após o pré-condicionamento, as sementes são semeadas em rolo-de-papel.
  71. Usar o substrato mais úmido que o normal. Em *Oryza sativa* realizar o teste em EA; no 7º dia adicionar água ao substrato até 6mm acima do nível do mesmo e deixar até o final do teste. Realizar só a contagem final.



72. Testes realizados em areia podem resultar em plântulas múltiplas sobre a superfície.
73. Cada inflorescência funciona como uma unidade germinativa.
74. Verificar a existência de plântulas quebradas devido à sensibilidade a danos mecânicos.
75. Umedecer o substrato com solução de Giberelina ( $GA_3$ ) a 0,15%, (1,5g/litro) por 24 horas.
76. A germinação baixa pode ser devido à presença de sementes vazias ou de sementes sem embrião.
77. A duração do teste depende da dormência das sementes, que em alguns casos pode chegar até 168 dias (24 semanas).
78. Umedecer o substrato com solução de giberelina ( $GA_3$ ) 0,02% (200mg  $GA_3$ /litro) ou 0,5% (500mg  $GA_3$ /litro).
79. Alguns “tipos” e linhagens podem produzir plântulas normais de 7-8 dias.
80. Algumas cultivares necessitam de um período maior de germinação.
81. Realizar dois testes simultâneos, sem pré-esfriamento e com pré-esfriamento a 3-5°C, por 21 dias.
82. Realizar o teste no escuro.
83. Pré-esfriamento, em substrato úmido, à temperatura de 3-5°C por um período de três meses.
84. Pré-esfriamento à temperatura de 3-5°C, por um período de quatro meses.
85. Pré-esfriamento à temperatura de 3-5°C, por um período de 6-7 meses.
86. Pré-esfriamento à temperatura de 3-5°C, por um período de 6-9 meses.
87. Pré-esfriamento à temperatura de 3-5°C, por um período de nove meses.
88. Pré-esfriamento, em substrato úmido, à temperatura de 3-5°C, por um período de 12 meses.
89. Imergir as sementes em água por 48 horas.
90. Não remover o tegumento da porção que está em contato com o substrato.
91. Uso de luz por no máximo 16 horas por dia.
92. Depois de imergir o fruto em água, remover o pericarpo, para acelerar a germinação ou o efeito do pré-esfriamento.
93. Imergir as sementes em água e deixar secar por três dias. Repetir este procedimento por seis vezes.
94. Escarificar as “sementes” com  $H_2SO_4$  concentrado por duas horas ou pelo tempo suficiente para que o pericarpo amoleça e depois lavá-las em água corrente antes da semeadura ou do pré-esfriamento.
95. Cortar o ponto de inserção na extremidade da unidade de dispersão.
96. Incubar em substrato úmido, à temperatura de 20°C, por um período de um mês e depois fazer o pré-esfriamento indicado.
97. Incubar em substrato úmido, à temperatura de 20°C, por um período de dois meses.
98. Incubar em substrato úmido, à temperatura de 25°C, por um período de dois meses.
99. Incubar em substrato úmido, à temperatura de 25°C, (em *Crataegus mollis* incubar a 20°C), por um período de três meses, antes de fazer o pré-esfriamento.
100. Realizar o teste paralelo com a remoção da carúncula da semente.
101. Retirar o arilo da semente, se esse interferir no teste.
102. Sementes de *Apium graveolens*, *Cichorium* spp., *Cynodon* spp. e *Phleum pratense*, são muito sensíveis ao substrato tóxico. Se as raízes mostrarem danos pelo fato do substrato ter sido umedecido com  $KNO_3$ , o reteste deverá ser realizado com o substrato umedecido com água.
103. Usar Papel Plissado.
104. Realizar dois testes simultâneos, sem pré-esfriamento e com pré-esfriamento, a 3-5°C, por 14 dias.
105. Imergir as sementes em água quente a 80°C, por um período de dois minutos.
106. Realizar dois testes simultâneos, sem pré-esfriamento e com pré-esfriamento, a 3-5°C, por 27-30 dias.
107. Colocar a extremidade basal da semente em contato com o substrato umedecido.
108. Remover o tegumento da semente.
109. Imergir as unidades de dispersão (diásporos, propágulos) e mantê-las por 24 horas sob água corrente.
110. Lavar em água corrente por 24 horas.
111. Para *Euchlaena mexicana*, pré-secagem à temperatura de 35-40°C por um período de 5-7 dias, em estufa com circulação de ar.
112. Manter o substrato mais úmido durante o teste para sementes revestidas.

## BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Teste de germinação. In: **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/CLAV, 1992. cap.5, p.79-138.

BRASIL. Instrução Normativa nº18, de 13 de abril de 2006 (aprova Modelos e Instruções de Preenchimento dos Boletins Oficiais de Análise de Sementes e Boletins de Análise de Sementes). **Diário Oficial da União**: Brasília, de 19 de abril de 2006. seção 1, p.11-15.

ISTA — INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. The germination test. In: **International rules for seed testing**. ed.2006. Bassersdorf, 2006. cap.5, p. 5.1-5.46.

ISTA — INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. **International rules for seed testing**. ed.2007. Bassersdorf, 2007. cap.5, p. 5.1-5.46.

ISTA — INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. **International rules for seed testing**. ed.2008. Bassersdorf, 2008. cap.5, p. 5.1-5.46.

ISTA — INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. **List of stabilized plant names**. 5.ed. Bassersdorf: Nomenclature Committee, 2007. 73p. Disponível em: <http://www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalistad.html>; [www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalisteo.html](http://www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalisteo.html); [www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalistpz.html](http://www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalistpz.html) acessado em jul. a ago.2008.

[www.ars-grin.gov/cgi-bin/npgs/html/taxassoc.pl](http://www.ars-grin.gov/cgi-bin/npgs/html/taxassoc.pl) acessado para verificar nomes científicos e sinónimas, até outubro de 2008.

6

TESTE DE  
TETRAZÓLIO



## 6.1 OBJETIVOS

Determinar rapidamente a viabilidade de sementes, particularmente, daquelas que apresentam dormência, das espécies recalcitrantes e as que germinam lentamente em testes de rotina;

Determinar a viabilidade das sementes em amostras ou individualmente, quando no final do teste de germinação ocorrer uma alta porcentagem de sementes não germinadas.

## 6.2 APLICAÇÕES DO TESTE

O teste de tetrazólio é um teste bioquímico que pode ser usado quando as sementes necessitam ser semeadas logo após a colheita; quando apresentam dormência ou para resolver problemas encontrados no teste de germinação, como por exemplo, presença de um grande número de plântulas anormais. Também pode ser usado para avaliar o vigor, determinar a viabilidade das sementes após tratamentos pré-germinativos, danos por secagem, por insetos e por umidade bem como, para detectar danos mecânicos de colheita e/ou beneficiamento.

## 6.3 PRINCÍPIO

No teste topográfico de tetrazólio as sementes são embebidas em uma solução incolor de 2, 3, 5 trifenil cloreto ou brometo de tetrazólio que é usada como um indicador para revelar o processo de redução que acontece dentro das células vivas. Neste processo, os íons de  $H^+$  liberados durante a respiração dos tecidos vivos são transferidos por um grupo de enzimas, particularmente, a desidrogenase do ácido málico, e interagem com o tetrazólio, o qual é reduzido a um composto vermelho, estável e não difusível chamado de trifenil formazan. Como esta reação se processa no interior das células vivas e o composto não se difunde, há nítida separação dos tecidos vivos e coloridos que respiram, daqueles mortos e que não colorem.

## 6.4 REAGENTE

Usar uma solução aquosa de 0,05% a 1,0% de concentração do sal 2, 3, 5 trifenil cloreto ou brometo de tetrazólio. A concentração da solução varia para sementes de diferentes espécies, como indicado no Quadro 6.1.

Se a água destilada utilizada não permitir obter uma solução de tetrazólio com pH dentro da faixa de 6,5-7,5, o sal de tetrazólio deverá ser dissolvido em uma solução tampão, a qual é preparada de acordo com as seguintes especificações:

### **Solução tampão:**

**Solução 1** – dissolver 9,078g de fosfato de potássio ( $KH_2PO_4$ ) em 1000mL da água destilada;

**Solução 2** – dissolver 11,876g de fosfato monoácido de sódio bihidratado ( $Na_2HPO_4 \cdot 2H_2O$ ) em 1000mL de água destilada, ou dissolver 9,472g de  $Na_2HPO_4$  em 1000mL de água destilada.

Misturar duas partes da Solução 1 em três partes da Solução 2 e observar o pH, que deve estar entre 6,5 e 7,5. Para preparar um litro da solução tampão, misturar 400mL da Solução 1 com 600mL da Solução 2.

A concentração de 1% da solução de tetrazólio é obtida com a dissolução de 10g do sal de tetrazólio em 1,0L da solução tampão ou de água destilada. Para concentrações menores, coloca-se o sal nesta solução tampão de acordo com a concentração desejada.

## 6.5 PROCEDIMENTO

### a) Amostra de Trabalho

O teste deve ser realizado em 400 sementes, subdivididas em quatro repetições de 100 sementes ou oito repetições de 50, retiradas ao acaso da porção “Semente Pura” ou de uma amostra representativa da amostra submetida. Também pode ser aplicado em sementes individuais que permaneçam dormentes no final do teste de germinação.

Opcionalmente, o teste poderá ser realizado em duas repetições de 100 sementes ou quatro de 50, totalizando 200 sementes. No caso de sementes maiores, como *Hevea brasiliensis* (seringueira), pode-se utilizar repetições de 25 sementes cada.

### b) Preparo das Sementes antes da Coloração

#### b1) Pré-umedecimento

Para facilitar a absorção da solução de tetrazólio, um pré-umedecimento é necessário para algumas espécies e altamente recomendado para outras. Sementes pré-umedecidas são geralmente menos susceptíveis a danos, durante o seu preparo para o teste, do que sementes secas e podem ser cortadas ou perfuradas mais facilmente para expor o embrião à ação do tetrazólio. A coloração é mais uniforme, permitindo uma avaliação mais fácil. O processo, o período mínimo e as temperaturas de pré-umedecimento estão indicados no Quadro 6.1. Se o envoltório da semente impedir a embebição, ele deverá ser submetido a uma perfuração ou escarificação manual (**Fabaceae**).

Dois processos de pré-umedecimento da semente poderão ser usados:

- Umedecimento lento – as sementes são pré-umedecidas sobre ou entre papel conforme descrito para o teste de germinação. Esta técnica deverá ser usada para aquelas espécies de sementes com tendência a fraturas quando imersas diretamente em água. Este tipo de umedecimento é aconselhável também para sementes velhas e secas de muitas espécies. Para algumas espécies, o umedecimento lento poderá não ser eficaz para uma completa hidratação e será necessário um período adicional de imersão direta em água.
- Embebição direta em água – as sementes são imersas diretamente em água até a sua completa hidratação. Se o período de imersão for maior do que 24 horas, a água deverá ser trocada.

#### b2) Exposição dos tecidos para coloração

Para muitas espécies (Quadro 6.1) é necessário expor os tecidos do embrião para permitir melhor absorção da solução de tetrazólio e facilitar a avaliação. Os tecidos que devem ser detalhadamente examinados para estabelecer a viabilidade da semente são os meristemas e outros também considerados como essenciais para o desenvolvimento de uma plântula normal. Os procedimentos para a exposição dos tecidos internos têm sido padronizados de forma que os danos inevitáveis, causados pelas técnicas de preparação, possam ser facilmente reconhecidos como tal durante a avaliação.

Os envoltórios das sementes podem ser abertos ou removidos usando-se diferentes técnicas como as descritas a seguir. Durante o preparo de cada repetição de 100 ou 50 sementes, as mesmas deverão ser sempre mantidas úmidas (entre papel ou sobre papel ou em água), até que a amostra completa esteja preparada para, então, serem imersas na solução de tetrazólio. Durante o pré-umedecimento, sementes de algumas espécies produzem espessa mucilagem que dificulta o seu preparo. Esta mucilagem pode ser reduzida pela secagem da superfície da semente, esfregando-as num pano ou entre folhas de papel, bem como, pela sua embebição numa solução de sulfato de alumínio e potássio  $AlK(SO_4)_2 \cdot 12H_2O$ , a 1% ou 2% por cinco minutos.

- Perfuração e/ou escarificação mecânica da semente – sementes pré-umedecidas muito pequenas ou duras deverão ser perfuradas com uma agulha ou bisturi afiado, longe dos tecidos essenciais da semente e/ou escarificadas manualmente.
- Corte longitudinal – em sementes com o embrião circundado por tecido vivo, um corte longitudinal pode ser feito com segurança, lateralmente ao longo do embrião. Para todas as sementes de cereais e forrageiras da família **Poaceae** do tamanho de **Festuca spp.**, ou maiores, um corte longitudinal deverá ser feito através da metade do eixo embrionário, em até aproximadamente três quartos do comprimento do endosperma. Para sementes de espécies de dicotiledôneas sem endosperma e com um embrião estreito, um corte longitudinal deverá ser feito através da metade distal dos cotilédones, deixando-se o eixo embrionário intacto.
- Corte transversal – o corte transversal é feito em área de tecido não essencial, usando-se bisturi, lâmina ou alicate.  
Sementes de Poaceae: fazer um corte transversal imediatamente acima do embrião antes da imersão da semente na solução de tetrazólio.  
Sementes de dicotiledôneas com embrião reto e sem endosperma: fazer um corte de aproximadamente um terço a dois quintos da extremidade distal dos cotilédones e descartar o fragmento.  
Sementes de Coníferas: cortar uma pequena fração de uma ou duas extremidades da semente, de tamanho suficiente para assegurar que o núcleo seminífero (cavidade embrionária) seja aberto sem causar dano ao embrião.
- Incisão transversal – uma incisão transversal pode ser usada como um substitutivo para o corte transversal e é o método preferido para sementes pequenas de **Poaceae** do tamanho de **Agrostis spp.**, **Phleum spp.** e **Poa spp.**
- Extração do embrião – a extração do embrião pode ser usada para cevada, centeio, trigo, café e algumas espécies florestais. O embrião é extraído com um estilete de dissecação, o qual é introduzido através do endosperma um pouco acima do escutelo e fora do centro da semente e levemente torcido de forma que o endosperma se rompa longitudinalmente. O embrião (com o escutelo) separado do endosperma é então pinçado e transferido para a solução de tetrazólio.
- Remoção do tegumento – quando as técnicas de corte não são apropriadas à espécie, todo o tegumento (casca, pericarpo, etc.) e qualquer outro tecido de cobertura deverão ser removidos. Se o envoltório externo da semente é duro, como nas nozes e drupas, ele pode ser aberto ou quebrado quando a semente estiver seca ou após o pré-umedecimento, tomando-se o cuidado de evitar danos ao embrião. Tegumentos coriáceos de sementes podem ser removidos após o pré-umedecimento, por meio de incisão cuidadosa feita com um bisturi ou agulha de dissecação.

### b3) Método a baixa pressão

O método a baixa pressão atmosférica utiliza vácuo parcial para infiltrar rapidamente a solução de tetrazólio nos tecidos das sementes, acelerando, dessa maneira, o resultado do teste.

As sementes secas, previamente preparadas e colocadas na solução de tetrazólio, como o descrito para a espécie (Quadro 6.1) são submetidas a um vácuo parcial de cerca de 18.662Pa (140Torr) por 10 minutos. Após esse período, a pressão é aumentada lentamente por cerca de um minuto, até alcançar o seu nível normal. Esse processo é repetido três vezes.

## 6.6 COLORAÇÃO

Durante o processo de coloração é importante que as sementes estejam completamente cobertas com a solução de tetrazólio e que não sejam expostas à luz, uma vez que a ação da luz ocasiona a redução do sal.

A temperatura e o tempo de coloração sugerido por espécie são apresentados no Quadro 6.1. Estes são considerados ótimos para a coloração, mas não devem ser considerados como absolutos porque podem variar com a condição da semente e com a pureza do sal. Na medida em que se ganha experiência é possível fazer a avaliação em um estágio ainda inicial de coloração. Entretanto, este tempo pode ser prolongado quando as sementes não estiverem completamente coloridas, para verificar se a falta de coloração é devida à lenta absorção do tetrazólio ou se é um indicativo de dano dentro da semente. No entanto, a coloração excessiva deve ser evitada, uma vez que isto pode mascarar os diferentes padrões de coloração, que são indicativos de danos por congelamento, danos mecânicos latentes recém ocorridos, etc.

Para algumas espécies (Quadro 6.1) pequenas quantidades de fungicidas ou antibióticos podem ser adicionadas à solução de tetrazólio para evitar a formação de uma solução espumante com precipitado escuro.

Sementes pequenas, que são difíceis de manusear, podem ser pré-umedecidas e preparadas sobre uma fita de papel, a qual é dobrada ou enrolada e imersa na solução de tetrazólio. Outra alternativa é o uso do pré-umedecimento sobre papel filtro previamente embebido na solução.

Ao final do período de coloração, a solução é descartada e as sementes são lavadas em água corrente e mantidas submersas até o final da avaliação para evitar que fiquem ressecadas. Caso as sementes coloridas não venham a ser avaliadas de imediato, as mesmas podem ser mantidas em refrigerador (5-10°C) por um período máximo de 24 horas.

## 6.7 AVALIAÇÃO

O objetivo principal do teste de tetrazólio é distinguir as sementes viáveis das não viáveis. Uma avaliação cuidadosa, baseada nos padrões de coloração e de sanidade dos tecidos, torna possível separar diferentes categorias de sementes dentro desses dois grupos.

**Sementes viáveis** são aquelas capazes de produzir plântulas normais em um teste de germinação sob condições favoráveis, depois de superada a dormência, ou após a desinfecção das mesmas, quando necessária. Tais embriões colorem completamente e, se parcialmente coloridos, os padrões de coloração apresentados ainda indicam que a semente é viável. Porções variáveis de tecido necrosado podem ser encontradas em diferentes regiões desses embriões parcialmente coloridos. A posição e o tamanho das áreas necrosadas, e não necessariamente a intensidade da coloração, determinam se tais sementes podem ser classificadas como viáveis. Estas diferenças de coloração devem também estar associadas à firmeza dos tecidos para serem consideradas como decisivas no reconhecimento e classificação das sementes viáveis.

**Sementes não viáveis** são aquelas que não se enquadram nos requisitos anteriores e apresentam colorações não bem caracterizadas ou definidas e, ainda, com estruturas essenciais flácidas ou não coloridas. Sementes com desenvolvimento anormal do embrião ou de outra estrutura essencial devem ser consideradas como não viáveis, independentemente se coloridas ou não. Embriões rudimentares de sementes de Coníferas são considerados não viáveis.

Para uma avaliação cuidadosa das sementes, é necessário expor o embrião e todas as estruturas essenciais, sendo indispensáveis o uso de iluminação e microscópio estereoscópico ou lupa.

A maioria das sementes contem tecidos essenciais e não essenciais. São considerados como tecidos essenciais os meristemas e todas as estruturas reconhecidas como necessárias ao desenvolvimento normal da plântula. Embriões bem desenvolvidos e diferenciados podem ter a habilidade de superar pequenas necroses. Neste caso, as necroses superficiais de pequena extensão podem ser toleradas, mesmo quando localizadas dentro dos tecidos essenciais.



Viabilidade, como a determinada pelo Teste de Tetrazólio, é uma característica de qualidade distinta e única da semente em repouso. Viabilidade é claramente independente da realização do Teste de Germinação. Contudo, não haverá diferença significativa entre viabilidade e porcentagem de germinação nos casos onde a semente:

- não é dormente, nem dura ou tenha sido apropriadamente pré-tratada para superar a dormência e dureza;
- não está infectada ou tenha sido apropriadamente desinfectada;
- não tenha sido pulverizada no campo ou revestida durante o beneficiamento ou fumigada durante o armazenamento com produtos químicos nocivos;
- não apresenta início de germinação;
- não tenha se deteriorado durante o período normal do teste de germinação ou quando o mesmo for prolongado;
- tenha germinado em condições ótimas;
- no processo de germinação não tenha sido submetida a danos por embebição, muito comum em sementes de algumas espécies de **Fabaceae**, com baixo grau de umidade.

## 6.8 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS

O resultado do teste de tetrazólio é obtido pela porcentagem média das sementes viáveis, encontradas nas repetições testadas, respeitando as tolerâncias máximas constantes na Tabela 18.15 (Capítulo 18 – Tolerâncias). O resultado é apresentado pela média de duas ou quatro repetições de 100 sementes. No caso da utilização de repetições de 50 ou 25 sementes, as mesmas devem ser combinadas em grupos de 100.

Deve ser informado em “Outras Determinações” do Boletim de Análise de Sementes em números inteiros e em porcentagem (%) de sementes viáveis, bem como a metodologia utilizada.

Quando o teste for realizado com sementes de **Fabaceae** e forem encontradas sementes duras, relatar em “Observações” somente uma das opções:

“% de sementes duras encontradas no teste”

“% de sementes duras incluídas na porcentagem das sementes viáveis”

Detalhes adicionais podem ser fornecidos no campo “Observações”, a critério do Laboratório de Análise de Sementes, tais como:

“% de sementes vazias”

“% de sementes quebradas ou apodrecidas”

“% de sementes com larvas”.

Quando sementes individuais são testadas no final do teste de germinação, o resultado deve ser informado em separado como sementes dormentes ou mortas.



## 6.9 TOLERÂNCIAS

O resultado do teste de tetrazólio pode ser considerado válido somente se a diferença entre a repetição mais alta e a mais baixa estiver dentro da tolerância aceitável. Para verificar a confiabilidade do resultado do teste, a porcentagem média das repetições é calculada e comparada com a Tabela 18.15 do Capítulo 18 – Tolerâncias.

Para decidir se dois testes realizados na mesma ou em diferentes amostras médias do mesmo lote, independentemente em um mesmo laboratório estão dentro da tolerância, usar a Tabela 18.16 do Capítulo 18 – Tolerâncias. Quando dois testes de diferentes amostras médias do mesmo lote forem executados em diferentes laboratórios, a Tabela 18.17 do mesmo Capítulo deverá ser consultada. Para ambas as situações a porcentagem média de viabilidade dos dois testes é calculada. Os testes serão compatíveis se a diferença entre os dois resultados não exceder a tolerância indicada na Tabela.

### QUADRO 6.1 – Instruções para o Teste de Tetrazólio em Sementes.

O Quadro prescreve procedimentos conforme a seguir:

- **Gênero / Espécie / Família:** estão listados os gêneros e espécies, bem como suas respectivas famílias, para os quais as metodologias do teste de tetrazólio são indicadas;
- **Pré-umedecimento:** constam as opções de preparo da semente seca ou as condições de pré-umedecimento das sementes, contemplando os tipos de substrato (**A** = Água; **EP** = Entre Papel; **SP** = Sobre Papel), tempo em horas e temperaturas a serem utilizadas para esse procedimento. No caso de mais de uma opção de substrato, elas estão separadas por ponto e vírgula (;);
- **Preparo / Coloração:** contém os procedimentos específicos para o preparo das sementes antes da coloração. Em alguns casos, mais de um procedimento são listados;
- **Coloração:** constam a concentração (%) da solução de tetrazólio, tempo e temperatura a serem utilizados na coloração das sementes, lembrando que esse processo deve ser realizado sempre no escuro;
- **Preparo para Avaliação:** procedimentos adicionais específicos para o preparo das sementes a serem avaliadas;
- **Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado,** conforme descrito por espécie;
- **Observação:** estão listadas informações adicionais para a execução do teste;
- **Bibliografia:** indica as fontes bibliográficas das metodologias listadas.

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Abies</i> spp. (Pinaceae)				<ol style="list-style-type: none"> <li>Cortar transversalmente as duas extremidades para abrir núcleo semínifero (cavidade embrionária). As sementes embebidas são tratadas com TZ sob baixa pressão.</li> <li>Cortar longitudinalmente ao longo do embrião</li> </ol>	1,0	18	30	Cortar longitudinalmente através do endosperma e exposição do embrião; remover o tegumento.	Nenhum dano, com exceção de pequenas necroses superficiais na parte externa do endosperma sem conexão com o núcleo semínifero (cavidade embrionária).	Sementes velhas e secas podem apresentar melhores resultados, após embebição por 48hs, opcionalmente.	ISTA, 2008
	A	18	20		1,0	12	30	Expor o embrião e remover o tegumento.	Nenhum dano, com exceção de pequenas necroses superficiais na parte externa do endosperma sem conexão com o núcleo semínifero (cavidade embrionária).	Sementes velhas e secas podem apresentar melhores resultados, após embebição por 48hs, opcionalmente.	ISTA, 2008
<i>Acacia</i> spp. (Fabaceae)				<ol style="list-style-type: none"> <li>Cortar longitudinalmente através do tegumento.</li> <li>Separar a extremidade distal da semente.</li> <li>Remover um lado (dorsal) da semente, incluindo uma fãta fina do embrião.</li> </ol>	0,5; 1,0	18-24	30	Remover o tegumento; cortar longitudinalmente até a metade da semente para expor o embrião.	½ da radícula a partir da extremidade distal. ½ dos cotilédones a partir da extremidade distal ou o lado oposto à radícula.	--	BRASIL, 1992
	Limar ou lixar a semente em região não decisiva antes do pré-umedecimento em	18	20		0,5; 1,0	18-24	30	Remover o tegumento; cortar longitudinalmente até a metade da semente para expor o embrião.	½ da radícula a partir da extremidade distal. ½ dos cotilédones a partir da extremidade distal ou o lado oposto à radícula.	--	BRASIL, 1992
	A				0,5; 1,0	18-24	30	Remover o tegumento; cortar longitudinalmente até a metade da semente para expor o embrião.	½ da radícula a partir da extremidade distal. ½ dos cotilédones a partir da extremidade distal ou o lado oposto à radícula.	--	BRASIL, 1992

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Acer campestre</i> (Aceraceae)	A	18	20	Cortar três faces ao longo do pericarpo, exceto a conexão entre os dois frutos, remover o pericarpo. Cortar pequenos pedaços do tegumento, embeber novamente por 3hs e remover o tegumento.	1,0	18	30	--	Extremidade da radícula.	Sementes velhas e secas têm resultados mais consistentes com pré-embebição a frio EP ou areia por 14 dias a 3-5°C.	ISTA, 2008
<i>(Acer ginnala)</i> ver <i>Acer tataricum</i> subsp. <i>ginnala</i> (Aceraceae)	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Acer palmatum</i> (Aceraceae)	A*	18*	20*	<b>1.</b> Cortar três faces ao longo do pericarpo, exceto a conexão entre os dois frutos e remover o pericarpo.	1,0	18	30	Extrair o embrião do pericarpo e do tegumento.	Extremidade da radícula, pequenas necroses nos cotilédones, se superficiais.	Sementes velhas e secas têm resultados mais consistentes com pré-embebição a frio. *opcional: pré-embebição a frio e embebição a frio e em areia, EP por 10-14 dias a 3-5°C	ISTA, 2008
	A	18	20	<b>2.</b> Cortar três faces ao longo do pericarpo, exceto a conexão entre os dois frutos, remover o pericarpo. Cortar pequenos pedaços do tegumento, embeber novamente por 3hs e remover o tegumento.	1,0	18	30	--	Extremidade da radícula, pequenas necroses nos cotilédones, se superficiais.	Sementes velhas e secas têm resultados mais consistentes com pré-embebição a frio.	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Acer platanoides</i> e <i>A. pseudoplatanus</i> (Aceraceae)	A*	18*	20*	Remover o pericarpo. Cortar pequenos pedaços do tegumento e embeber novamente por poucas horas e remover o tegumento.	1,0	8	30	Observar o embrião.	Extremidade da radícula, pequenas necroses nos cotilédones, se superficiais, exceto próximo da hipocótilo-radícula.	Sementes velhas e secas têm resultados mais consistentes com pré-embebição a frio. *opcional: pré-embebição a frio em areia, EP por 10-14 dias a 3-5°C	ISTA, 2008
				1. Cortar 1/6 do fruto a partir da extremidade alada.	1,0	24	30	Extrair o embrião do pericarpo e do tegumento.	Extremidade da radícula, pequenas necroses na região distal dos cotilédones.	Sementes velhas e secas têm resultados mais consistentes com pré-embebição a frio. *opcional: pré-embebição a frio em areia, EP por 10-14 dias a 3-5°C	
<i>Acer tataricum</i> <i>subsp. ginnala</i> (= <i>Acer ginnala</i> ) (Aceraceae)	A*	18*	20*	2. Remover o pericarpo e incisão através do tegumento ao longo da borda do cotilédono.	1,0	18	30	Separar os cotilédones para expor o eixo embrionário	Extremidade da radícula, pequenas necroses na região distal dos cotilédones.	Sementes velhas e secas têm resultados mais consistentes com pré-embebição a frio. *opcional: pré-embebição a frio em areia, EP por 10-14 dias a 3-5°C	ISTA, 2008
	EP	16	20	1. Remover as glumas, com corte transversal próximo ao embrião. 2. Cortar longitudinalmente através do embrião e 3/4 do endosperma	1,0	18	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/2 da radícula	--	
<i>Agropyron</i> spp. (Poaceae)	A	3	20		1,0	2	30	Observar a superfície cortada.	1/3 da radícula	--	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Agrostis</i> spp. (Poaceae)	EP	16	20	Punção próximo ao embrião.	0,5; 1,0	18-24	30	Remover a lema para expor o embrião.	1/3 da radícula medida a partir da extremidade.	--	BRASIL, 1992 ISTA, 2008
	A	2	20	Punção próximo ao embrião.	0,5; 1,0	18-24	30	Remover a lema para expor o embrião.	1/3 da radícula medida a partir da extremidade.	--	BRASIL, 1992 ISTA, 2008
<i>Allium</i> spp. (Alliaceae)				<b>1.</b> Cortar longitudinal e lateralmente ao embrião	1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente para expor o embrião e o endosperma.	Embrião e endosperma devem estar completamente coloridos.	Pequenas áreas superficiais do endosperma não coloridas podem ser toleradas, desde que não estejam em contato com o núcleo seminífero (cavidade embrionária).	MOORE, 1985 BRASIL, 1992
	EP; SP; A	18	20	<b>2.</b> Incisão radial entre a parte distal da radícula e do cotilédone.	1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente para expor o embrião e o endosperma.	Embrião e endosperma devem estar completamente coloridos.	Pequenas áreas superficiais do endosperma não coloridas podem ser toleradas, desde que não estejam em contato com o núcleo seminífero (cavidade embrionária).	MOORE, 1985
	A	18	20	<b>3.</b> Cortar fora uma fina fatia, linearmente ao lado da semente e longitudinalmente a uma profundidade de 2/3 dentro do endosperma próximo ao centro da semente entre a radícula e os cotilédones.	1,0	18	30	Cortar longitudinalmente a partir do lado plano e através do endosperma para expor o embrião.	Nenhuma, incluindo o endosperma, exceto pequenas necroses superficiais na superfície externa do endosperma, não em conexão com o núcleo seminífero (cavidade embrionária).	--	ISTA, 2009

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Alopecurus</i> spp. (Poaceae)	EP	18	30	Remover as glumas; cortar transversalmente próximo ao embrião.	1,0	18	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/3 da radícula	--	ISTA, 2008
	A	2	30	Cortar longitudinalmente através do embrião e 3/4 do endosperma	1,0	2	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/3 da radícula	--	ISTA, 2008
<i>Amorpha fruticosa</i> (Fabaceae)	A	24	20	Cortar 1/3 da semente na região oposta ao eixo embrionário. Não remover a testa da porção inferior.	1,0	18	30	Remover o tegumento.	Nenhum dano.	--	ISTA, 2008
				1. Cortar longitudinalmente através do centro do embrião e do tecido nutritivo, até a metade da base. 2. Cortar	0,5	6-24	30	Separar as superfícies cortadas 2/3 a partir da parte distal para expor o embrião.	2/3 a partir da parte distal da radícula	--	MOORE, 1985
<i>Andropogon</i> spp. (Poaceae)	EP	6-18	20-30	lateralmente em toda a profundidade, próximo ao embrião.	0,5	6-24	30	Separar as superfícies cortadas 2/3 a partir da parte distal para expor o embrião.	2/3 a partir da parte distal da radícula	--	MOORE, 1985
	EP	18	30	Remover as glumas, cortar transversalmente próximo ao embrião.	1,0	18	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/3 da radícula.	--	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Arachis hypogaea</i> (Fabaceae)	EP	18	25	1. Remover o tegumento.	0,5; 1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente através do embrião.	1/3 da ponta extrema da radícula. 1/4 os cotilédones na região oposta à inserção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones. 1/4 da extremidade da plúmula	--	MOORE, 1985
				2. Sem remover o tegumento.	1,0	24	40	Cortar longitudinalmente através do embrião.	1/3 da ponta extrema da radícula. 1/4 os cotilédones na região oposta à inserção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones. 1/4 da extremidade da plúmula	--	MOORE, 1985
<i>Araucaria spp.</i> (Araucariaceae)	EP	16	20	Após embebição, emergir as sementes em água para a remoção do tegumento.	0,075	2	40	Cortar longitudinalmente através do embrião.	1/3 da ponta extrema da radícula. 1/4 os cotilédones na região oposta à inserção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones. 1/4 da extremidade da plúmula	--	BITTENCOURT & VIEIRA, 1999
				Remover o pericarpo e cortar ou puncionar a parte terminal e lateral da semente.	1,0	18-25	30	Cortar longitudinalmente através da metade da semente para expor o embrião e endosperma.	Pequenas necroses em superfícies sem contato com a cavidade do embrião.	--	BRASIL, 1992
<i>Arrhenatherum elatius</i> (Poaceae)	EP	16	20	Remover as glumas; cortar transversalmente próximo ao embrião.	1,0	18	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/3 da radícula	--	ISTA, 2008
				Bisseção longitudinal através do embrião e 3/4 do endosperma.	1,0	2	30	Observar a superfície de corte	1/3 da radícula	--	ISTA, 2008



Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Avena</i> spp. (Poaceae)	EP; A	18	20	1. Remover as glumas e cortar transversalmente próximo ao embrião.  2. Remover as glumas e cortar longitudinalmente através do embrião e de $\frac{3}{4}$ do endosperma.	1,0	18	30	Extrair embrião e observar a superfície do embrião incluindo a superfície interna do escutelo*.	Área da radícula, exceto uma raiz inicial; $\frac{1}{3}$ das extremidades do escutelo.	* Tecido não colorido no centro do escutelo é indicativo de dano por secagem.	BRASIL, 1992 ISTA, 2008
					1,0	2	30	Observar a superfície externa do embrião; a superfície de corte e a área interna do escutelo*.	Área da radícula, exceto uma raiz inicial; $\frac{1}{3}$ das extremidades do escutelo.	* Tecido não colorido no centro do escutelo é indicativo de dano por secagem.	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Barbarea</i> spp. (Brassicaceae)	EP	18	25	1. Não há necessidade de preparo adicional ao tegumento.	0,5; 1,0	6-24	30	1. Cortar longitudinalmente até quase a metade ou mais da semente, para expor o embrião e o endosperma.	1/3 da parte distal da radícula. Necroses superficiais isoladas, exceto na união, com eixo embrionário e desde que não penetrem no cotilédone ou em ambos.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				2. Cortar longitudinalmente próximo à seção mediana da semente, incluindo a metade da circunferência ou próximo à metade distal.	0,5; 1,0	6-24	30	2. Cortar longitudinalmente até quase a metade ou mais da semente, para expor o embrião e o endosperma.			
				3. Remover as estruturas próximas ao embrião.	0,5; 1,0	6-24	30	1. Cortar longitudinalmente até quase a metade ou mais da semente, para expor o embrião e o endosperma.	1/3 da parte distal da radícula. Necroses superficiais isoladas, exceto na união, com eixo embrionário e desde que não penetrem no cotilédone ou em ambos.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
								2. Cortar longitudinalmente através do embrião.			

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Beta vulgaris</i> (Chenopodiaceae)				1. Abrir os glomérulos para expor as sementes e retirar o tegumento da semente.	1,0	24-28	30	Remover a semente ou cortar longitudinal ou transversalmente em vários pedaços	1/3 da extremidade da radícula. 1/2 dos cotilédones na região oposta ao eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda do cotilédono	O glomérulo pode conter até quatro sementes. Pelo menos uma delas deve ser viável.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
	EP, A	16-18	20	1. Abrir os glomérulos para expor as sementes e perfurar o tegumento da semente entre a radícula e o cotilédono.	1,0	24-28	30	Remover a semente ou corte longitudinal ou transversal em vários pedaços.	1/3 da extremidade da radícula. 1/2 dos cotilédones na região oposta ao eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda do cotilédono	O glomérulo pode conter até quatro sementes. Pelo menos uma delas deve ser viável.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Brachiaria</i> spp. (Poaceae)	EP	18	30	Cortar longitudinalmente através do embrião e do endosperma.	0,1	2-4	37	Observar as superfícies de corte	Raiz primária e/ou 1/3 das extremidades do escutelo	O teste pode ser realizado com ou sem descarte de uma metade da semente. As duas metades da cariopse são mantidas ligadas pela lema e pela pálea.	DIAS & ALVES, 2000
	EP A	18 6	30	Remover as glumas; cortar ou fazer uma incisão transversal próximo ao embrião.	0,5 - 1,0	2-4	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/3 da radícula medida a partir da extremidade.	--	BRASIL, 1992
	EP A	18 6	20	Cortar longitudinalmente através do embrião e 3/4 do endosperma	1,0	18	30	Observar a superfície de corte.	2/3 da radícula.	--	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Brassica spp.</i> (Brassicaceae)	EP; A	16-18	20	1. Remover o tegumento da semente.	0,5; 1,0	3-6	30	Expor o embrião.	1/3 da extremidade da radícula. 1/3 dos cotilédones da região oposta do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda do cotilédone	Necroses superficiais podem ser toleradas, exceto na união do eixo embrionário com cotilédones.	BRASIL, 1992
				2. Incisão longitudinal através do tegumento e dos cotilédones.	0,5; 1,0	6-18	30	Expor o embrião.	1/3 da extremidade da radícula. 1/3 dos cotilédones da região oposta do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda do cotilédone	Necroses superficiais podem ser toleradas, exceto na união do eixo embrionário com cotilédones.	BRASIL, 1992
	A	18	20	Incisão longitudinal do tegumento na parte externa de um dos cotilédones, evitando danificar o eixo hipocótilo-radícula. Remover o tegumento com leve pressão.	1,0	3	30	Expor o embrião.	1/3 da extremidade da radícula. 1/3 dos cotilédones da região oposta do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda do cotilédone	Necroses superficiais podem ser toleradas, exceto na união do eixo embrionário com cotilédones.	BRASIL, 1992
				1. Bissecção longitudinal através do eixo embrionário e de 3/4 do endosperma. 2. Cortar ou fazer uma incisão transversal próximo ao embrião.	0,5	4-6	30	Observar a superfície cortada.	1/3 da radícula medido a partir da extremidade.	--	BRASIL, 1992
<i>Bromus spp.</i> (Poaceae)	EP; A	6-18	20	1. Remover as glumas e cortar transversalmente próximo ao embrião.	1,0	20-24	30	Remover a lema para expor o embrião.	1/3 da radícula medido a partir da extremidade.	--	TAMANINI, 2002
				2. Cortar longitudinalmente através do embrião e 3/4 do endosperma.	1,0	18	30	Observar a superfícies externa do embrião.	1/3 da radícula	--	ISTA, 2008
					1,0	2	30	Observar a superfície cortada	1/3 de radícula	--	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<b>Cajanus spp.</b> (Fabaceae)	EP	18	25	1. Cortar longitudinalmente através do tegumento até a metade da semente. 2. Remover a extremidade distal da semente.	0,5	6-24	30	Expor o embrião por corte longitudinal da metade ou mais da semente. Expor o embrião por corte longitudinal da metade ou mais da semente.	½ da parte distal da radícula. ½ da parte distal dos cotilédones e/ou o lado oposto da radícula. ½ da parte distal da radícula. ½ da parte distal dos cotilédones e/ou o lado oposto da radícula.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<b>Calocedrus spp.</b> (= <i>Libocedrus</i> spp.) (Cupressaceae)	Preparar as sementes secas ou A	18	20	Cortar transversalmente as duas extremidades para abrir o núcleo seminífero (cavidade embrionária). As sementes embebidas são tratadas com TZ sob baixa pressão.	1,0	18	30	Cortar longitudinalmente através do endosperma e expor o embrião; remover o tegumento.	Nenhum defeito, exceto pequenas necroses superficiais na parte externa do endosperma não em conexão com o núcleo seminífero (cavidade embrionária).	Sementes velhas e secas podem dar resultados mais consistentes se embebidas por 48hs.	ISTA, 2008
	A	18	20	Cortar longitudinalmente ao lado do embrião.	1,0	12	30	Expor o embrião; remover o tegumento.	Nenhum defeito, exceto pequenas necroses superficiais na parte externa do endosperma não em conexão com o núcleo seminífero (cavidade embrionária).	Sementes velhas e secas podem dar resultados mais consistentes se embebidas por 48hs.	ISTA, 2008
	EP, A	18	25	1. Cortar longitudinal e lateralmente ao embrião. 2. Cortar ou fazer uma incisão radial entre a radícula e os cotilédones.	0,5	6-24	30	Cortar longitudinalmente através do embrião e expor o embrião e o endosperma. Cortar longitudinalmente através do embrião e expor o embrião e o endosperma.	Nenhuma (o embrião e o endosperma devem estar completamente coloridos).	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<b>Capsicum spp.</b> (Solanaceae)	EP, A	18	25		1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente através do embrião e expor o embrião e o endosperma.	Nenhuma (o embrião e o endosperma devem estar completamente coloridos).	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Carpinus</i> spp. (Betulaceae)	A*	18*	20*	Cortar transversalmente a 1/2 da extremidade distal	1,0	18	30	Extrair o embrião do pericarpo e do tegumento.	Nenhum defeito.	*O corte antes da embebição pode às vezes evitar danos de preparação.	ISTA, 2008
<i>Cassia</i> spp. (Fabaceae)	Limar ou lixar a semente em região não decisiva antes do pré- umedecimento em A	18	25	<b>1.</b> Cortar longitudinalmente através do envoltório seminal da semente. <b>2.</b> Remover ou separar a extremidade distal, incluindo um fragmento dos cotilédones	0,5	6-24	30	Cortar longitudinalmente próximo a seção média da semente para expor o embrião. Cortar longitudinalmente próximo a seção média da semente para expor o embrião.	1/2 da radícula a partir da extremidade distal; 1/2 dos cotilédones a partir da extremidade distal e/ou o lado oposto da radícula. 1/2 da radícula a partir da extremidade distal; 1/2 dos cotilédones a partir da extremidade distal e/ou o lado oposto da radícula.	--	BRASIL, 1992
<i>Castanea</i> spp. (Fagaceae)	Eliminar o envoltório seminal duro; cortar, perfurar ou eliminar o tegumento interno e A	18	25	<b>1.</b> Cortar longitudinalmente e em diagonal evitando atingir o eixo embrionário. <b>2.</b> Separar um cotilédone, deixando colorir o outro unido ao eixo do embrião.	0,5; 1,0	24-48	30	Expor o embrião e fazer cortes de pequena espessura.	1/2 da radícula a partir da extremidade distal. 1/2 dos cotilédones desde a extremidade distal das superfícies interna e externa.	Emprego de uma solução tampão de TZ, ou a adição de pequena quantidade de bicarbonato de sódio, pode melhorar a qualidade da coloração.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
					0,5; 1,0	24-48	30	Expor o embrião e fazer cortes de pequena espessura.	1/2 da radícula a partir da extremidade distal. 1/2 dos cotilédones desde a extremidade distal das superfícies interna e externa.	Emprego de uma solução tampão de TZ, ou a adição de pequena quantidade de bicarbonato de sódio, pode melhorar a qualidade da coloração.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Centrosema</i> spp. (Fabaceae)	Perfurar ou cortar o tegumento em região não decisiva e EP	18	25	1. Cortar longitudinalmente através do tegumento até a metade distal.	0,5; 1,0	6-24	30	Remover o tegumento e separar as superfícies cortadas para expor o embrião.	½ da radícula, a partir da extremidade distal. ½ dos cotilédones a partir da extremidade distal e/ou o lado oposto à radícula.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				2. Separar a extremidade distal da semente, inclusive um fragmento do cotilédone.	0,5; 1,0	6-24	30	Remover o tegumento e separar as superfícies cortadas para expor o embrião.	½ da radícula, a partir da extremidade distal. ½ dos cotilédones a partir da extremidade distal e/ou o lado oposto à radícula.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Chamaecyparis</i> spp. (Cupressaceae)	Preparar a semente seca	--	--	Cortar transversal mente ½ da extremidade distal e abrir o núcleo seminífero (cavidade embrionária)	1,0	18	30	Cortar longitudinalmente através do endosperma e expor o embrião, removendo o tegumento.	Nenhum dano, inclusive no endosperma.	--	ISTA, 2008
				Cortar longitudinalmente ao lado do embrião.	1,0	18	30	Expor o embrião; removendo o tegumento.	Nenhum dano, inclusive no endosperma.	--	ISTA, 2008
<i>Chloris</i> spp. (Poaceae)	EP, A	18	25	1. Bissecção longitudinal através do embrião e ¾ do endosperma.	0,5	6	30	Observar a superfície cortada	⅓ da radícula medida a partir da extremidade.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				2. Cortar transversalmente próximo ao embrião.	1,0	24	30	Remover as glumas; cortar longitudinalmente através do embrião	⅓ da radícula medida a partir da extremidade.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Cichorium endivia;</i> <i>C. intybus</i> (Asteraceae)				1. Cortar longitudinalmente através da metade distal dos cotilédones.	1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente para expor o embrião.	1/3 da ponta extrema da radícula. 1/3 dos cotilédones oposta a interseção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones	Necroses superficiais são permitidas em até metade dos cotilédones.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
	EP, A	6-18	20	2. Cortar transversalmente através dos cotilédones a 1/3 da parte basal.	1,0	24	30	Cortar longitudinalmente para expor o embrião.	1/3 da ponta extrema da radícula. 1/3 dos cotilédones oposta a interseção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones	Necroses superficiais são permitidas em até metade dos cotilédones.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Citrullus lanatus</i> (Cucurbitaceae)				1. Cortar longitudinalmente através da metade distal dos cotilédones.	1,0	6-24	30	Remover o tegumento da semente ou cortar longitudinalmente através do eixo embrionário em toda a extensão.	1/3 da ponta extrema da radícula. 1/3 dos cotilédones oposta a interseção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
	EP, A	6-18	25	2. Cortar transversalmente através dos cotilédones a 1/3 da parte basal.	1,0	24	30	Remover o tegumento da semente ou cortar longitudinalmente através do eixo embrionário em toda a extensão.	1/3 da ponta extrema da radícula. 1/3 dos cotilédones oposta a interseção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Citrus spp.</i> (Rutaceae)	A	18	30	Secar as sementes c/ pano ou papel para reduzir o deslizeamento. Eliminar o envoltório seminal duro; cortar ou remover o tegumento interno. Manter juntos os embriões de cada semente com embrião múltiplo	0,5; 1,0	6-24	30	Expor os tecidos internos do embrião cortando através do tegumento presente, e da seção média do eixo embrionário. Separar as metades.	1/3 da radícula a partir da extremidade distal. Pequenas áreas na superfície dos cotilédones.	--	BRASIL, 1992



Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Coffea arabica</i> (Rubiaceae)	EP	18-24	30	Remover o pericarpo para localizar o embrião. Secção longitudinal no centro da semente e cortar a parte do endosperma portadora do embrião, sem danificar ou expor o embrião.	0,1	14-16	35	Extrair o embrião da parte remanescente do endosperma.	Extremidades dos cotilédones e/ou radícula descoloridas ou acinzentadas. Coloração vermelha intensa em área total ou circunscrita a pequenas regiões do embrião	Remover manualmente o pergaminho antes do pré-umedecimento.	DIAS & SILVA, 1998
	A	18	25	<b>1.</b> Corte longitudinal quase total, iniciando pela concavidade. <b>2.</b> Remover o pericarpo e separar quase totalmente a extremidade distal da semente de ¼ a ½ do seu comprimento. Cortar transversalmente ⅓, a partir da extremidade distal, para abrir o núcleo semínifero (cavidade embrionária). Cortar transversalmente ⅓, a partir da extremidade distal, para abrir o núcleo semínifero (cavidade embrionária).	1,0	24-28	30	Separar as superfícies cortadas para expor o embrião e o endosperma adjacente.	Nenhuma (embrião e endosperma devem estar completamente coloridos).	--	BRASIL, 1992
<i>Cornus mas</i> (Cornaceae)	Preparar a semente seca	--	--	Cortar transversalmente ⅓, a partir da extremidade distal, para abrir o núcleo semínifero (cavidade embrionária). Cortar transversalmente ⅓, a partir da extremidade distal, para abrir o núcleo semínifero (cavidade embrionária).	1,0	24-28	30	Separar as superfícies cortadas para expor o embrião e o endosperma adjacente.	Nenhuma (embrião e endosperma devem estar completamente coloridos).	--	BRASIL, 1992
	A	48	20		1,0	48*	30	Extrair o embrião	Nenhum dano, incluindo o endosperma, tanto quanto esteja visível	* A baixa pressão pode ser um auxílio para encurtar o tempo de coloração para 18hs.	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Familia botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Cornus</i> spp. (Cornaceae)	Preparar a semente seca	--	--	Cortar transversalmente 1/4, a partir da extremidade distal.	1,0	18	30	Extrair o embrião e o endosperma	Nenhum dano, incluindo o endosperma.	--	ISTA, 2008
	A	48	20	Cortar transversalmente 1/4, a partir da extremidade distal.	1,0	18	30	Extrair o embrião e o endosperma	Nenhum dano, incluindo o endosperma.	--	ISTA, 2008
<i>Corylus</i> spp. (Betulaceae)	Quebrar as nozes	18	20	Cortar de 1-2mm dos cotilédones na extremidade distal, separá-los longitudinalmente	1,0	18	30	Separar os cotilédones e cortar, especialmente através das partes não coloridas.	Extremidade da radícula, necrose superficial na região distal dos cotilédones, centro da região ventral do cotilédone, não excedendo a 1/2 do diâmetro.	Coração oco pode desaparecer se as nozes são umedecidas entre papel por 7 dias a 20°C antes de serem quebradas.	ISTA, 2008
	A	--	--	Não deve quebrar em pedaços	1,0	18	30	Extrair o embrião	Extremidade da radícula, 1/3 da área distal dos cotilédones, 1/2 se superficial	--	ISTA, 2008
<i>Cotoneaster</i> spp. (Rosaceae)	Preparar a semente seca	--	--	Cortar transversalmente 1/3, a partir da extremidade distal	1,0	18	30	Extrair o embrião	Extremidade da radícula, 1/3 da área distal dos cotilédones, 1/2 se superficial	--	ISTA, 2008
	A	18	20	Cortar transversalmente 1/3, a partir da extremidade distal	1,0	18	30	Extrair o embrião	Extremidade da radícula, 1/3 da área distal dos cotilédones, 1/2 se superficial	--	ISTA, 2008
<i>Crataegus</i> spp. (Rosaceae)	Preparar a semente seca	--	--	Cortar transversalmente 1/3, a partir da extremidade distal.	1,0	18	30	Extrair o embrião	Extremidade da radícula, 1/3 da área distal dos cotilédones, 1/2 se superficial	--	ISTA, 2008
	A	18	20	Cortar transversalmente 1/3, a partir da extremidade distal.	1,0	18	30	Extrair o embrião	Extremidade da radícula, 1/3 da área distal dos cotilédones, 1/2 se superficial	--	ISTA, 2008
<i>Crotalaria</i> spp. (Fabaceae)	EP e Cortar ou fazer uma punção no tegumento área não decisiva	18	25	1. Cortar longitudinalmente através do tegumento até próximo a extremidade distal.	1,0	18-24	30	Cortar longitudinalmente próximo à seção média para expor o embrião.	1/2 da radícula a partir extremidade distal. 1/2 dos cotilédones a partir da extremidade distal e/ou o lado oposto à radícula.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
		--	--	2. Eliminar ou separar a extremidade distal da semente.	1,0	18-24	30	Cortar longitudinalmente próximo à seção média para expor o embrião.	1/2 da radícula a partir extremidade distal. 1/2 dos cotilédones a partir da extremidade distal e/ou o lado oposto à radícula.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Cryptomeria</i> spp. (Taxodiaceae)	EP	18	25	Cortar longitudinalmente através do envoltório seminal próximo à parte central, para expor o embrião intacto.	0,5; 1,0	24-28	30	Separar as superfícies cortadas ou efetuar pequenos cortes para expor o embrião.	Nenhuma (embrião e tecido de reserva devem estar completamente coloridos).	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
	A	18	20	Cortar transversalmente uma pequena porção da semente na extremidade distal. Cortar lateral e longitudinalmente através do tegumento. Remover o tegumento e a fina película interna.	1,0	6	30	Observar o embrião.	1/3 da radícula, medido da extremidade, 1/2 da parte distal dos cotilédones.	--	ISTA, 2009
<i>Cucumis</i> spp. (Cucurbitaceae)	EP, A	6-18	25	Cortar longitudinalmente através da metade distal dos cotilédones.	1,0	6-24	30	Remover o tegumento da semente ou cortar longitudinalmente através do eixo embrionário em toda a extensão.	1/3 da ponta extrema da radícula. 1/2 dos cotilédones oposta à intersecção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				Cortar transversalmente os cotilédones a 1/3 da parte basal.	1,0	24	30	Remover o tegumento da semente ou cortar longitudinalmente através do eixo embrionário em toda a extensão.	1/3 da ponta extrema da radícula. 1/2 dos cotilédones oposta à intersecção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Cucurbita</i> spp. (Cucurbitaceae)	EP, A	6-18	25	Cortar longitudinalmente através da metade distal dos cotilédones.	1,0	6-24	30	Remover o tegumento da semente ou cortar longitudinalmente através do eixo embrionário em toda a extensão	1/3 da ponta extrema da radícula. 1/2 dos cotilédones oposta à intersecção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				Cortar transversalmente os cotilédones a 1/3 da parte basal.	1,0	24	30	Remover o tegumento da semente ou cortar longitudinalmente através do eixo embrionário em toda a extensão	1/3 da ponta extrema da radícula. 1/2 dos cotilédones oposta à intersecção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Cupressus</i> spp. (Cupressaceae)	EP; A	18	25	1. Eliminar quase completamente a estrutura que em volta a semente.	0,5; 1,0	24-48	30	Expor o embrião e o tecido de reserva adjacente.	Embrão e tecido de reserva devem estar completamente coloridos, exceto pequenas necroses que não estejam em contato com o núcleo semimifero (cavidade embrionária).	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				2. Cortar longitudinalmente de forma descentrada, através do tegumento e tecido de reserva para expor o embrião intacto.	0,5; 1,0	24-48	30	Expor o embrião e o tecido de reserva adjacente.	Embrão e tecido de reserva devem estar completamente coloridos, exceto pequenas necroses que não estejam em contato com o núcleo semimifero (cavidade embrionária).	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				3. Separar a extremidade distal, incluindo um fragmento do tecido de reserva.	0,5; 1,0	24-48	30	Expor o embrião e o tecido de reserva adjacente.	Embrão e tecido de reserva devem estar completamente coloridos, exceto pequenas necroses que não estejam em contato com o núcleo semimifero (cavidade embrionária).	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				4. Eliminar um lado (dorsal) da semente, incluindo o pequeno corte no embrião.	0,5; 1,0	24-48	30	Expor o embrião e o tecido de reserva adjacente.	Embrão e tecido de reserva devem estar completamente coloridos, exceto pequenas necroses que não estejam em contato com o núcleo semimifero (cavidade embrionária).	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento		Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)		Temp. (°C)	Solução (%)	Tempo (h)				
<i>Cyamopsis</i> spp. (Fabaceae)	Cortar ou fazer uma punção no tegumento em área não decisiva e EP	18	25	1. Cortar longitudinalmente através do envoltório seminal, aproximadamente até o centro dos cotilédones.	0,5; 1,0	6-24	30	Remover o tegumento e cortar longitudinalmente à seção média dos cotilédones para expor o embrião.	1/2 da radícula a partir da extremidade distal. 1/2 dos cotilédones a partir da extremidade distal e/ou o lado oposto à radícula.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				2. Eliminar ou separar a extremidade distal da semente, incluindo um fragmento dos cotilédones						
<i>Cynara cardunculus</i> (= <i>Cynara scolymus</i> ) (Asteraceae)	EP; A	6-18	25	1. Cortar longitudinalmente através da metade distal dos cotilédones.	1,0	6-24	30	Remover o tegumento da semente ou cortar as sementes longitudinalmente, através do eixo embrionário.	1/3 da ponta da radícula. 1/3 dos cotilédones oposto a interseção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				2. Cortar transversalmente através dos cotilédones a 1/3 da parte basal.						
<i>Cynodon dactylon</i> (Poaceae)	EP; A	6-18	25	Cortar ou fazer uma incisão transversal próximo ao embrião.	1,0	16-24	30	Remover as glumas ou cortar longitudinalmente através do embrião.	1/3 da radícula a partir da extremidade.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Cynosurus</i> spp. (Poaceae)	EP A	16 3	20	1. Remover as glumas, cortar transversalmente próximo ao embrião.	1,0	18	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/3 da radícula.	ISTA, 2008
				2. Cortar longitudinalmente através do embrião e 3/4 do endosperma						

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Dactylis glomerata</i> (Poaceae)	EP; A	6-18	25	Cortar ou fazer uma incisão transversal próximo ao embrião.	1,0	16-24	30	Remover a lema para expor o embrião.	1/3 da radícula a partir da extremidade.	--	BRASIL, 1992
	EP	18	20	Remover as glumas, cortar transversalmente próximo ao embrião.	1,0	18	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/3 da radícula.	--	ISTA, 2008
	A	2	20	Remover as glumas, cortar transversalmente próximo ao embrião.	1,0	18	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/3 da radícula.	--	ISTA, 2008
<i>Daucus carota</i> (Apiaceae)	EP; A	18	25	1. Cortar longitudinal e lateralmente ao embrião	0,5; 1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente através do embrião.	Nenhuma (embrião e endosperma devem estar completamente coloridos)	Embriões rudimentares são considerados não viáveis.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				2. Cortar longitudinalmente através da metade distal do embrião e remover o tegumento.	1,0	16-24	30	Cortar longitudinalmente através do embrião.	Nenhuma (embrião e endosperma devem estar completamente coloridos)	Embriões rudimentares são considerados não viáveis.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Deschampsia</i> spp. (Poaceae)	EP	18	20	Remover as glumas, cortar transversalmente próximo ao embrião.	1,0	18	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/3 da radícula.	--	ISTA, 2008
	A	2	20	Remover as glumas, cortar transversalmente próximo ao embrião.	1,0	18	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/3 da radícula.	--	ISTA, 2008
<i>(Dolichos lablab)</i> ver <i>Lablab</i> <i>purpureus</i> (Fabaceae)	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Elaeagnus</i> spp. (Elaeagnaceae)		18	20	1. Cortar transversalmente a 1/3 da região distal, oposta a base da haste, para abrir a cavidade embrionária. 2. Cortar longitudinalmente ao longo do embrião, expor o embrião, embeber em água por uma hora e remover o tegumento.	1,0	18	30	Cortar longitudinalmente através do endosperma e expor o embrião.	Extremidade da radícula, 1/3 da área distal dos cotilédones, 1/2 se superficial.	--	ISTA, 2008
	A				1,0	18	30	Observar o embrião.	Nenhum dano, incluindo o endosperma.	--	ISTA, 2008
<i>Elymus</i> spp. (Poaceae)		16 3	20	1. Remover as glumas, com corte transversal próximo ao embrião. 2. Cortar longitudinalmente através do embrião e 3/4 do endosperma	1,0	18	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/3 da radícula	--	ISTA, 2008
	EP A				1,0	2	30	Observar a superfície cortada.	1/3 da radícula	--	ISTA, 2008
<i>Elytrigia</i> spp. (Poaceae)		16 3	20	1. Remover as glumas e cortar transversalmente próximo ao embrião. 2. Cortar longitudinalmente através do embrião e 3/4 do endosperma.	1,0	18	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/3 da radícula.	--	ISTA, 2008
	EP A				1,0	2	30	Observar a superfície cortada.	1/3 da radícula.	--	ISTA, 2008



Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Eragrostis</i> spp. (Poaceae)	EP, A	6-18	25	1. Cortar ou incisão transversal próximo ao embrião. 2. Cortar ou fazer uma incisão longitudinal através da 1/2 distal. Cortar transversalmente próximo ao embrião.	1,0	18-24	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/3 da radícula a partir da extremidade.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
					1,0	18-24	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/3 da radícula a partir da extremidade.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Eruca</i> spp. (Brassicaceae)	EP	18	20	1. Cortar ou fazer uma punção no tegumento em zona não decisiva.  2. Cortar longitudinalmente através do tegumento até aproximadamente a metade da semente.	1,0	18	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/3 da radícula a partir da extremidade.	* Temperatura $\leq 7^{\circ}\text{C}$ é necessária para evitar a germinação Reduzir o deslizamento do tegumento pelo uso de uma solução de sulfato de alumínio e potássio (AlK <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> ). Neutralização com bicarbonato de sódio (NaHCO <sub>2</sub> ), hidróxido de sódio (NaOH) e lavagem com água.	ISTA, 2008
					0,5; 1,0	18-24	30	Cortar longitudinalmente até aproximadamente a seção média da semente	1/3 da radícula a partir da extremidade distal. Necroses superficiais isoladas, exceto na união com o eixo do embrião e no centro da parte dorsal do cotilédono exterior, desde que não atravessem todo o cotilédono ou os bordos de ambos	Reduzir o deslizamento do tegumento pelo uso de uma solução de sulfato de alumínio e potássio (AlK <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> ). Neutralização com bicarbonato de sódio (NaHCO <sub>2</sub> ), hidróxido de sódio (NaOH) e lavagem com água.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Eucalyptus</i> spp. (Myrtaceae)	EP; A	18	20	1. Cortar longitudinalmente através do tegumento até aproximadamente a ½ distal.	0,5; 1,0	18-24	30	Separar as superfícies cortadas para expor o embrião.	½ da radícula a partir da extremidade distal. ½ dos cotilédones a partir da extremidade distal, ou sobre os lados, até ½ da área total.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				2. Cortar longitudinal e diagonalmente evitando-se atingir o eixo embrionário.	0,5; 1,0	18-24	30	Separar as superfícies cortadas para expor o embrião.	½ da radícula a partir da extremidade distal. ½ dos cotilédones a partir da extremidade distal, ou sobre os lados, até ½ da área total.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Euonymus</i> spp. (Celastraceae)	A	18	20	1. Cortar transversalmente a ½ da região distal.	1,0	18	30	Cortar longitudinalmente através do endosperma e expor o embrião.	Nenhum dano, incluindo o endosperma.	--	ISTA, 2008
				2. Cortar longitudinalmente dois pedaços do endosperma, pelo menos um corte deve abrir a cavidade embrionária.	1,0	18	30	Cortar longitudinalmente através do endosperma e expor o embrião.	Nenhum dano, incluindo o endosperma.	--	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Euphorbia</i> spp. (Euphorbiaceae)	A	18	20	1. Cortar longitudinalmente através do tegumento	0,5; 1,0	6-24	30	Expor o embrião e o tecido adjacente fazendo um corte longitudinal na semente, se necessário.	Nenhuma (embrião e endosperma devem estar completamente coloridos).	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				2. Cortar longitudinalmente a extremidade distal até o centro da semente.	0,5; 1,0	6-24	30	Expor o embrião e o tecido adjacente fazendo um corte longitudinal na semente, se necessário.	Nenhuma (embrião e endosperma devem estar completamente coloridos).	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				3. Remover ou separar a extremidade distal da semente.	0,5; 1,0	6-24	30	Expor o embrião e o tecido adjacente fazendo um corte longitudinal na semente, se necessário.	Nenhuma (embrião e endosperma devem estar completamente coloridos).	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Fagopyron esculentum</i> (Polygonaceae)	EP; A	18	25	Cortar longitudinalmente através do endosperma ao longo do lado convexo da semente.	1,0	6-24	30	Expor o embrião, retirando o tegumento ao longo do corte ou cortando longitudinalmente.	1/3 da ponta da radícula.	São toleradas necroses superficiais em 1/2 dos cotilédones no lado oposto ao eixo de ligação hipocótilo-radícula ou ao longo da borda do cotilédone. *Remover o pericarpo de sementes muito secas é mais fácil após a embebição por poucas horas	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Fagus</i> spp. (Fagaceae)	Remover o pericarpo nas sementes secas* e A	18	20	Remover o tegumento.	1,0	18	30	Abrir os cotilédones	Extremidade da radícula, 1/2 da área distal dos cotilédones, se superficial.		ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Festuca</i> spp. (Poaceae)	EP A	16 3	20	1. Bissecção longitudinal através do embrião e 3/4 do endosperma. 2. Remover as glumas e realizar corte transversal próxima ao embrião. Cortar longitudinalmente em ambas as extremidades removendo pequenos pedaços, para abrir a cavidade embrionária.	0,5	4-6	30	Observar as superfícies cortadas. Remover a lema para expor o embrião	1/3 da radícula a partir da extremidade.	--	BRASIL, 1992
<i>Fraxinus</i> spp. (Oleaceae)	Remover o pericarpo nas sementes secas e A	18	20	Cortar longitudinalmente em ambas as extremidades removendo pequenos pedaços, para abrir a cavidade embrionária.	1,0	18*	30	Expor o embrião pela separação do endosperma em duas metades.	Nenhum defeito, exceto pequena necrose no endosperma longe do embrião.	*Sementes colhidas recentemente necessitam apenas de 8hs.	ISTA, 2008
<i>Galactia</i> spp. (Fabaceae)	Punção ou cortar o tegumento em zona não decisiva e EP	18	25	1. Cortar longitudinalmente através do envoltório seminal. 2. Eliminar ou separar a extremidade distal da semente, incluindo um fragmento do cotilédone.	0,5; 1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente próximo a secção média das sementes ou de parte desta para expor o embrião. Cortar longitudinalmente próximo a secção média das sementes ou de parte desta para expor o embrião.	1/2 da radícula a partir da extremidade distal. 1/2 dos cotilédones, a partir da extremidade distal.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Ginkgo biloba</i> (Ginkgoaceae)	Quebrar a semente seca	--	--	Cortar longitudinalmente através do meio do endosperma para abrir a cavidade embrionária	1,0	18	30	Abriu o endosperma e expondo o embrião.	Nenhum dano incluindo o endosperma	--	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Glycine max</i> (Fabaceae)	EP*	16	25	Semente intacta.	0,075- 0,1	2,5-3,0	35-40	Bisseção longitudinal através do eixo embrionário entre os cotilédones.	Coifa, córtex, área dos cotilédones abaixo da região vascular ou bordas dos cotilédones. Aspecto de mosaico nos cotilédones	São consideradas não viáveis as sementes com fraturas, picadas por percevejos e deterioração por umidade nas regiões meristemáticas apical e radicular do eixo embrionário, ao longo do cilindro central, e na região vascular dos cotilédones.	FRANÇA NETO <i>et al.</i> , 1998
		6	41								

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Gossypium</i> spp. (Malvaceae)	EP	18	25	Bisseção longitudinal através da metade distal ou remover o tegumento a partir da extremidade distal	0,1	2-4	30-35	Remover o tegumento e bisseção longitudinal.	Metade da ponta da radícula. 1/3 dos cotilédones oposta à zona de interseção ao eixo hipocótilo-radícula, ou ao longo da borda dos cotilédones.	Punção do tegumento, antes do pré-umedecimento. Se ocorrem necroses superficiais, metade dos cotilédones podem estar afetados.	VIEIRA & VON PINHO, 1999
<i>Helianthus annuus</i> (Asteraceae)		18 a 30 (sementes com menor teor de óleo).		Retirar o pericarpo e fazer um corte através do tegumento e entre os cotilédones até o centro da semente.						Necroses superficiais são permitidas em até metade dos cotilédones a partir da região distal oposta ao eixo embrionário.	LYSAKOWSKI, 1981
	EP	15 a 18 (sementes com maior teor de óleo).	25	Imersão em água por 15 min. para a retirada do tegumento interno	0,5	0,5-1	30	--	1/3 a partir da ponta extrema da radícula. 1/3 da parte basal dos cotilédones mais distantes da zona de interseção do eixo hipocótilo-radícula.		
	A	18	20	Remover o pericarpo e o tegumento das sementes.	1,0	3	30	Cortar longitudinalmente através dos cotilédones e o eixo radícula-hipocótilo. Observar ambas as faces da semente.	1/3 da radícula medida da extremidade, 1/2 da extremidade distal dos cotilédones, se superficial.	--	ISTA, 2008
<i>Hevea brasiliensis</i> (Euphorbiaceae)	EP	6-18	20	Retirar o tegumento com auxílio de martelo.	0,5	2-3	40	Cortar longitudinalmente	Áreas críticas dos embriões completamente descoloridas	São consideradas viáveis sementes com até 1/3 dos cotilédones coloridos próximos ao eixo hipocótilo-radícula, e completamente coloridas.	WETZEL <i>et al.</i> , 1992

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia		
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)						
<i>Hibiscus</i> spp. (Malvaceae)	EP; A		18	25	1. Cortar longitudinalmente através do tegumento próximo ao centro da semente, entre os limites ventral e dorsal. 2. Cortar longitudinalmente começando no centro da parte curvada posterior e cortando até os extremos da radícula e dos cotilédones.	0,5; 1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente próximo à secção média da semente, ou através da metade ou mais da circunferência, para expor o embrião.	½ da radícula a partir da extremidade distal. ⅓ dos cotilédones a partir da extremidade distal, se for profunda.	Efetuar uma incisão, perfuração ou corte no tegumento em uma região não decisiva.	MOORE, 1985	
						0,5; 1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente próximo à secção média da semente, ou através da metade ou mais da circunferência, para expor o embrião.	½ da radícula a partir da extremidade distal. ⅓ dos cotilédones a partir da extremidade distal, se for profunda.	Efetuar uma incisão, perfuração ou corte no tegumento em uma região não decisiva.	MOORE, 1985	
						0,5; 1,0	6-24	30	3. Eliminar completamente a estrutura que rodeia o embrião.	Cortar longitudinalmente próximo à secção média da semente, ou através da metade ou mais da circunferência, para expor o embrião.	½ da radícula a partir da extremidade distal. ⅓ dos cotilédones a partir da extremidade distal, se for profunda.	Efetuar uma incisão, perfuração ou corte no tegumento em uma região não decisiva.	MOORE, 1985
						0,5; 1,0	6-24	30	4. Eliminar o tegumento duro ou coriáceo. Cortar, perfurar ou eliminar o tegumento interno.	Cortar longitudinalmente próximo à secção média da semente, ou através da metade ou mais da circunferência, para expor o embrião.	½ da radícula a partir da extremidade distal. ⅓ dos cotilédones a partir da extremidade distal, se for profunda.	Efetuar uma incisão, perfuração ou corte no tegumento em uma região não decisiva.	MOORE, 1985

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento		Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)		Temp. (°C)	Solução (%)	Tempo (h)				
<i>Holcus spp.</i> {Poaceae}	EP	16	1. Remover as glumas e cortar transversalmente próximo ao embrião. 2. Bisseção longitudinal através do embrião e ¼ do endosperma.	1,0	18	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/3 da radícula.	--	ISTA, 2008
	A	3		1,0	2	30	Observar a superfície do corte.	1/3 da radícula.	--	ISTA, 2008
<i>Hordeum vulgare</i> {Poaceae}	A	4	20	1,0	3	30	Observar a superfície externa do embrião e a parte posterior do escutelo.*	Área da raiz, com exceção da área das duas raízes secundárias e 1/5 das extremidades do escutelo.	*Tecido não colorido no centro do escutelo é um indicativo de dano por secagem.	ISTA, 2008
	EP; A	18	20	0,5; 1,0	3	30	Cortar longitudinalmente através do embrião e ¾ do endosperma.	Área da raiz, com exceção da área das duas raízes secundárias e 1/5 da extremidade do escutelo.	*Tecido não colorido no centro do escutelo é um indicativo de dano por secagem.	BRASIL, 1992 ISTA, 2008
<i>Ilex spp.</i> (Aquifoliaceae)	EP; A	24-48	25	0,5; 1,0	24-45	30	Remover ou separar a extremidade distal da semente, 2/3 a ¾ da extensão.	Nenhuma (embrião e endosperma devem estar completamente coloridos).	--	BRASIL, 1992
	A	18	20	1,0	18	30	1. Cortar transversalmente a 1/3 da região distal e cortar longitudinalmente em direção do embrião. 2. Cortar longitudinalmente através do tegumento da semente e do endosperma.	Nenhum dano, incluindo o endosperma.	--	ISTA, 2008
				1,0	18	30	Expôr o embrião e o endosperma.	Nenhum dano, incluindo o endosperma.	--	ISTA, 2008



Gênero/Espécie Familia botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Juniperus</i> spp. (Cupressaceae)	Preparar a semente seca* ou A	18	20	Cortar transversalmente a 1/2 da extremidade distal para abrir o núcleo semínifero (cavidade embrionária).	1,0	18	30	Cortar longitudinalmente através do endosperma para expor o embrião e remover o tegumento.	Nenhum dano incluindo o endosperma.	*Remover as estruturas que envolvem a semente.	ISTA, 2008
<i>Koeleria</i> spp. (Arecaceae)	A*	18	20	Cortar longitudinalmente ao lado do embrião. Remover o pericarpo e embeber adicionalmente por cerca de 3hs. Remover o tegumento.	1,0	18	30	Expor o embrião e remover o tegumento.	Nenhum dano incluindo o endosperma.	*Remover as estruturas que envolvem a semente.	ISTA, 2008
<i>Lablab</i> <i>purpureus</i> (= <i>Dolichos</i> <i>lablab</i> ) (Fabaceae)	Cortar a semente seca na base da haste e A	18	20	1. Cortar longitudinalmente através do tegumento aproximadamente até o centro do cotilédone.	1,0	18	30	--	Extremidade da radícula, 1/3 da área distal dos cotilédones, 1/2 se superficial.	--	ISTA, 2008
	Corte ou punção no tegumento em local não decisivo e EP	20-24	25	2. Eliminar ou separar a extremidade distal da semente.	0,5; 1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente próximo à secção média da semente, para expor o embrião.	1/2 da radícula a partir da extremidade distal. 1/2 dos cotilédones desde a extremidade distal e/ou o lado oposto da radícula. 1/4 da plúmula desde a extremidade distal.	--	BRASIL, 1992
					0,5; 1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente próximo à secção média da semente, para expor o embrião.	1/2 da radícula a partir da extremidade distal. 1/2 dos cotilédones desde a extremidade distal e/ou o lado oposto da radícula. 1/4 da plúmula desde a extremidade distal.	--	BRASIL, 1992

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
	EP A	18 6	20	Cortar longitudinalmente através da metade distal dos cotilédones.	0,5; 1,0	6-24	30	Expor o embrião.	1/3 da radícula, a partir da extremidade. 1/3 dos cotilédones oposto à zona de intersecção ao eixo hipocótilo-radícula.	Necrose superficial é permitida em até 1/3 dos cotilédones.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Lactuca sativa</i> (Asteraceae)	Preparar a semente seca, cortar longitudinalmente através de 1/4 do lado distal da extremidade do aquênio e A	18	20	Expor o embrião pressionando suavemente o tegumento.	1,0	3	30	Observar o embrião.	1/3 da radícula, medida a partir da extremidade da mesma, 1/2 da parte distal dos cotilédones, se superficial: 1/3 da parte distal, se difundido.	--	ISTA, 2009
<i>Lathyrus spp.</i> (Fabaceae)	EP; A	18	20	Incisão longitudinal no tegumento próximo da extremidade distal, ou em toda a extensão dos cotilédones	1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente através do eixo embrionário.	1/3 da ponta da radícula. 1/2 dos cotilédones oposta à zona de intersecção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones.	Semente dura: efetuar uma punção ou corte no tegumento em uma área não decisiva.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				1. Cortar longitudinalmente através do tegumento em toda a extensão próximo à parte central.	1,0	6-24	30	1. Cortar longitudinalmente próximo à secção média, para expor o embrião. 2. Remover o tegumento para expor o embrião.	1/2 de radícula a partir da extremidade distal. 1/2 dos cotilédones, desde a extremidade distal e/ou o lado oposto à radícula. 1/4 da plúmula desde a extremidade distal.	Semente dura: punção ou corte no tegumento em área não decisiva.	MOORE, 1985
<i>Lens culinaris</i> (Fabaceae)	EP	18-20	20	2. Cortar longitudinalmente através do tegumento próximo à secção média oposta à base da semente.	1,0	6-24	30	1. Cortar longitudinalmente próximo à secção média, para expor o embrião. 2. Remover o tegumento para expor o embrião.	1/2 de radícula a partir da extremidade distal. 1/2 dos cotilédones, desde a extremidade distal e/ou o lado oposto à radícula. 1/4 da plúmula desde a extremidade distal.	Semente dura: punção ou corte no tegumento em área não decisiva.	MOORE, 1985

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Leptidium</i> spp. (Brassicaceae)	EP; A	18	25	Incisão longitudinal no tegumento até a ½ da semente.	1,0	6-24	30	Expor o embrião.	½ da radícula, a partir da extremidade. São toleradas necroses superficiais em metade dos cotilédones oposta à zona de ligação do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones.	Redução do deslizamento, pelo emprego de uma solução de sulfato de alumínio e potássio (AIK2SO4).	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Lespedeza</i> spp. (Fabaceae)	EP; A	18	25	1. Incisão longitudinal do tegumento.  2. Remover o tegumento.	0,5; 1,0	6-24	30	Expor o embrião.	½ da radícula. ½ dos cotilédones oposto à zona do eixo radícula- hipocótilo ou ao longo da borda dos cotilédones. ½ da radícula. ½ dos cotilédones oposto à zona do eixo radícula- hipocótilo ou ao longo da borda dos cotilédones.	Semente dura: punção ou cortar o tegumento em zona não decisiva.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Leucaena</i> spp. (Fabaceae)	EP	18	25	1. Cortar longitudinal através do tegumento em toda a extensão próximo à parte central.  2. Remover ou separar a extremidade distal da semente.  3. Cortar longitudinalmente através do tegumento a partir da extremidade distal até o centro da semente.	0,5; 1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente próximo à secção média e remover o envoltório seminal, para expor o embrião.  Cortar longitudinalmente próximo à secção média e remover o envoltório seminal, para expor o embrião.	½ da radícula, a partir da extremidade distal. ½ dos cotilédones, a partir da extremidade distal e/ou o lado oposto à radícula.  ½ da radícula, a partir da extremidade distal. ½ dos cotilédones, a partir da extremidade distal e/ou o lado oposto à radícula.	Semente dura: punção, cortar ou lixar o tegumento, em zona não decisiva.  Semente dura: punção, cortar ou lixar o tegumento, em zona não decisiva.	MOORE, 1985 BRASIL, 1992

Gênero/Espécie Familia botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Libocedrus</i> spp. ver <i>Calocedrus</i> spp. (Cupressaceae)	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Ligustrum</i> spp. (Oleaceae)	A	18	20	1. Cortar transversalmente a ¼ da extremidade distal 2. Cortar longitudinalmente um fragmento do endosperma em ambos os lados. Incisão longitudinal nos cotilédones em 2/3 do seu comprimento a partir da parte distal.	1,0	18	30	Cortar longitudinalmente através do embrião e endosperma.	Nenhuma (todo o embrião e endosperma devem estar completamente coloridos).	--	ISTA, 2008
<i>Linum usitatissimum</i> (Linaceae)	EP, A	18	25	0,5; 1,0	6-24	30	Remover o tegumento para expor o embrião.	Nenhuma (todo o embrião e endosperma devem estar completamente coloridos).	1/3 da ponta da radícula, 1/3 dos cotilédones oposta à zona de interseção ao eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones.	Redução do deslizamento, pelo uso de uma solução de sulfato de alúminio e potássio (AIK2S04).	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Liriodendrum</i> spp. (Magnoliaceae)	A	18	20	1. Cortar transversalmente um fragmento do pericarpo e endosperma no lado oposto da asa. 2. Cortar longitudinalmente pelo endosperma.	1,0	18	30	Cortar longitudinalmente através do endosperma e expor o embrião.	Nenhuma (todo o embrião e endosperma devem estar completamente coloridos).	--	ISTA, 2008
<i>Lolium</i> spp. (Poaceae)	EP A	16 3	20	1. Cortar longitudinalmente através do embrião e 3/4 do endosperma.	0,5	4-6	30	Observar as superfícies cortadas e remover a lema para expor o embrião.	Nenhuma (todo o embrião e endosperma devem estar completamente coloridos).	1/3 da radícula a partir da extremidade.	BRASIL, 1992

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Lotus</i> spp. (Fabaceae)	A	18	20	Deixar as sementes intactas.*	1,0	18	30	Remover o tegumento para expor o embrião.	$\frac{1}{3}$ da radícula, $\frac{1}{3}$ da área distal dos cotilédones, $\frac{1}{2}$ se superficial.	*Se a viabilidade de sementes duras deve ser determinada, o tegumento da semente pode ser perfurado na área distal dos cotilédones e colocadas para embeber em água por 4hs	ISTA, 2008
<i>Lupinus</i> spp. (Fabaceae)	EP*	18*	25*	1. Cortar longitudinalmente através do tegumento próximo à seção média oposta à base da semente.  2. Cortar longitudinalmente através do tegumento, próximo ao centro dos cotilédones em toda a extensão.	0,5; 1,0	6-24	30	Expor os tecidos internos do embrião, através de corte longitudinal na seção média do eixo e separar as metades da semente.	$\frac{1}{2}$ da radícula, desde a extremidade distal. $\frac{2}{3}$ da radícula, desde a extremidade distal. $\frac{1}{4}$ da plúmula a partir da extremidade distal.	*Semente dura: punção ou corte no tegumento.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
					0,5; 1,0	6-24	30	Expor os tecidos internos do embrião, através de corte longitudinal na seção média do eixo e separar as metades da semente.	$\frac{1}{2}$ da radícula, desde a extremidade distal. $\frac{2}{3}$ da radícula, desde a extremidade distal. $\frac{1}{4}$ da plúmula a partir da extremidade distal.	*Semente dura: punção ou corte no tegumento.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Lycopersicon esculentum</i> (Solanaceae)				1. Cortar as sementes longitudinalmente em sua totalidade, começando no centro da parte curvada posterior até os extremos da radícula e dos cotilédones. 2. Cortar lateralmente as sementes em toda a sua profundidade, a partir do centro até a zona situada entre a radícula e os cotilédones.	0,5	3-6	30	Expor o embrião e o endosperma adjacente, separando as superfícies cortadas.	Nenhuma (todo o embrião e endosperma devem estar completamente coloridos).	O embrião deve pelo menos preencher a metade do núcleo semínifero (cavidade embrionária).	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
	EP, A	18	25	3. Eliminar o extremo basal da semente incluindo o ápice do endosperma.	0,5	3-6	30	Expor o embrião e o endosperma adjacente separando as superfícies cortadas.	Nenhuma (todo o embrião e endosperma devem estar completamente coloridos).	O embrião deve pelo menos preencher a metade do núcleo semínifero (cavidade embrionária).	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Magnolia spp.</i> (Magnoliaceae)	A*	18*	25*	Cortar longitudinalmente em sua totalidade e quase toda a profundidade, começando na seção média da parte que contém os extremos da radícula e dos cotilédones.	1,0	24-48	30	Separar as superfícies de corte para expor o embrião e o endosperma adjacente	O embrião deve estar completamente colorido. O endosperma deve estar colorido, porém com pequenas necroses que não estejam em contato com o núcleo semínifero (cavidade embrionária).	*Remover ou separar a estrutura que rodeia a semente, usando prensa, martelo, ou quebra nozes. O tegumento interno deve também ser retirado, cortado ou rasgado.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Mahonia</i> spp. (Berberidaceae)		18	20	1. Cortar transversalmente 1/3 da extremidade distal.  2. Cortar longitudinalmente dois fragmentos do endosperma; pelo menos um corte deve abrir o núcleo semínífero (cavidade embrionária).	1,0	18	30	Cortar longitudinalmente através do endosperma e expor o embrião.	Nenhuma (todo o embrião e endosperma devem estar completamente coloridos).	--	ISTA, 2008
<i>Malus</i> spp. (Rosaceae)	A	18	20	Remover o tegumento.	1,0	18	30	Expor o embrião.	Extremidade da radícula, 1/3 da área distal dos cotilédones, 1/2 se superficial.	--	ISTA, 2008
<i>Malva sylvestris</i> (Malvaceae)	A	12	20	Cortar longitudinalmente através do tegumento e da fina membrana, no lado oposto da semente; abrir e extrair o embrião.	0,5	4	30	--	Nenhuma. Todas as partes vitais devem estar coloridas	Embrião pode se tornar quebradiço se a embebição ocorrer rapidamente.	ISTA, 2008
<i>Malva</i> spp. (Malvaceae)	A	18	20	Cortar transversalmente uma lâmina fina retirada do lado oposto da semente.	1,0	18	30	Remover o tegumento.	Nenhuma. Todas as partes vitais devem estar coloridas	Embrião pode se tornar quebradiço se a embebição ocorrer rapidamente.	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Medicago</i> spp. (Fabaceae)	A	18	20	Deixar as sementes intactas.*	1,0	18	30	Remover o tegumento para expor o embrião.	1/3 da radícula, 1/3 da área distal dos cotilédones, 1/2 se superficial.	*Se a viabilidade de sementes duras deve ser determinada, o tegumento da semente pode ser perfurado na área distal dos cotilédones e colocadas para embeber em água por 4hs.	ISTA, 2008
	A	22	20	Deixar as sementes intactas.*	0,5; 1,0	6-24	30	Remover o tegumento para expor o embrião.	1/3 da radícula, 1/3 da área distal dos cotilédones, 1/2 se superficial.	*Se a viabilidade de sementes duras deve ser determinada, o tegumento da semente pode ser perfurado na área distal dos cotilédones e colocadas para embeber em água por 4hs.	BRASIL, 1992
<i>Melilotus</i> spp. (Fabaceae)	A	18	20	Deixar as sementes intactas.*	1,0	18	30	Remover o tegumento para expor o embrião.	1/3 da radícula, 1/3 da área distal dos cotilédones, 1/2 se superficial.	*Se a viabilidade de sementes duras deve ser determinada, o tegumento da semente pode ser perfurado na área distal dos cotilédones e colocadas para embeber em água por 4hs.	ISTA, 2008
	EP; A	6-18	25	Cortar ou fazer uma incisão transversal, próximo ao embrião.	1,0	6-24	30	Remover ou separar da lema, para expor o embrião.	1/3 da ponta da radícula.	--	BRASIL, 1992.



Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Morus</i> spp. (Moraceae)	A	18	25	1. Cortar longitudinalmente através do tegumento, próximo ao centro e entre os limites ventral e dorsal.	1,0	24-48	30	Cortar longitudinalmente próximo à secção média da semente, separando as superfícies cortadas para expor o embrião e o endosperma adjacente.	1/3 da radícula a partir da extremidade distal. 1/3 dos cotilédones desde a extremidade distal. O endosperma deve estar completamente colorido.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				2. Remover ou separar um lado ou a parte dorsal da semente, incluindo um corte do embrião de pouca espessura.	1,0	24-48	30	Cortar longitudinalmente próximo à secção média da semente, separando as superfícies cortadas para expor o embrião e o endosperma adjacente.	1/3 da radícula a partir da extremidade distal. 1/3 dos cotilédones desde a extremidade distal. O endosperma deve estar completamente colorido.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Mucuna</i> spp. (Fabaceae)	A	18	25	1. Cortar longitudinalmente próximo a secção média da metade distal.	0,5; 1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente próximo da secção média e remover o tegumento para expor o embrião.	1/2 da radícula, desde a extremidade distal. 1/2 dos cotilédones, desde a extremidade distal, e/ou o lado oposto à radícula.	Se não for necessário determinar a % de sementes duras, pode-se fazer a punção ou o corte no tegumento, para eliminar a impermeabilidade.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				2. Separar ou remover quase completamente a extremidade distal, incluindo um fragmento dos cotilédones.	0,5; 1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente próximo da secção média e remover o tegumento para expor o embrião.	1/2 da radícula, desde a extremidade distal. 1/2 dos cotilédones, desde a extremidade distal, e/ou o lado oposto à radícula.	Se não for necessário determinar a % de sementes duras, pode-se fazer a punção ou o corte no tegumento, para eliminar a impermeabilidade.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
( <i>Nasturtium</i> spp.) ver <i>Rorippa</i> spp. (Brassicaceae)	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Ocimum</i> spp. (Lamiaceae)	A	18	20	Cortar longitudinalmente ao longo do lado da fruta e do tegumento; abrir e extrair o embrião.	1,0	4	30	Remover o tegumento para expor o embrião.	1/3 da radícula, 1/3 da área distal dos cotilédones, 1/2 se superficial.	Caso uma substância pegajosa venha a ser formada, embeber as sementes por 15-20min. E uma solução a 1% de alunita; limpar delicadamente com papel de filtro.	ISTA, 2008
<i>Onobrychis</i> spp. (Fabaceae)	A*	18	20	*Semente intacta.	1,0	18	30	Remover o tegumento para expor o embrião.	1/3 da radícula, 1/3 da área distal dos cotilédones, 1/2 se superficial*	*Se a viabilidade de sementes duras deve ser determinada, o tegumento pode ser perfurado na parte distal dos cotilédones e embebidas em água por 4hs.	ISTA, 2008
<i>Ornithopus</i> spp. (Fabaceae)	A*	18	20	*Semente intacta.	1,0	18	30	Remover o tegumento para expor o embrião.	1/3 da radícula, 1/3 da área distal dos cotilédones, 1/2 se superficial.	*Se a viabilidade de sementes duras deve ser determinada, o tegumento pode ser perfurado na parte distal dos cotilédones e embebidas em água por 4hs.	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Oryza sativa</i> (Poaceae)	EP	16-18	25-30	Cortar longitudinalmente e ligeiramente inclinado, através do embrião e $\frac{3}{4}$ do endosperma.	0,1	2-4	35	Observar as superfícies cortadas.	Raiz primária e/ou $\frac{1}{3}$ das extremidades do escutelo.	--	DIAS & SHIOGA, 1997
	EP; A	18	25	Cortar longitudinalmente através do embrião e $\frac{3}{4}$ do endosperma.*	0,5	3	30	Observar as superfícies cortadas.	$\frac{2}{3}$ da radícula.	*Se necessário remover as glumas.	BRASIL, 1992
	A	18	20	Cortar longitudinalmente através do embrião e $\frac{3}{4}$ do endosperma.*	1,0	2	30	Observar as superfícies cortadas.	$\frac{2}{3}$ da radícula.	*Se necessário remover a lema.	ISTA, 2008.
<i>Panicum spp.</i> (Poaceae)	EP	18	30	Cortar longitudinalmente através do embrião e do endosperma.	0,1	2-4	37	Observar a superfície de corte	Raiz primária e/ou $\frac{1}{3}$ das extremidades do escutelo	O teste pode ser realizado com ou sem descarte de uma metade da cariopse. As duas metades da cariopse são mantidas ligadas pela lema e pálea.	DIAS & ALVES, 2000
	EP A	18 6	20	1. Remover as glumas; cortar ou fazer uma incisão transversal próximo ao embrião. 2. Remover as glumas; cortar ou fazer uma incisão longitudinal através da metade distal do endosperma.	1,0	18	30	Expor o embrião e observar a superfície externa.	$\frac{1}{3}$ da radícula, $\frac{1}{4}$ das partes distais do escutelo.	--	ISTA, 2008
					1,0	2-4	35-40	Expor o embrião e observar a superfície externa.	$\frac{1}{3}$ da radícula, $\frac{1}{4}$ das partes distais do escutelo.	--	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Paspalum</i> spp. (Poaceae)	EP	16	20	1. Remover as glumas e cortar transversalmente próximo ao embrião.  2. Cortar longitudinalmente através do embrião e $\frac{3}{4}$ do endosperma	1,0	18	30	Observar a superfície externa do embrião.	$\frac{1}{3}$ da radícula.	--	ISTA, 2008
	A	3			1,0	18	30	Observar a superfície cortada.	$\frac{1}{3}$ da radícula.	--	ISTA, 2008
<i>Paspalum</i> spp. (Poaceae)	EP	18	25	Cortar longitudinalmente através da metade distal do endosperma e separar as partes.	0,5; 1,0	6-24	30	Expor o embrião.	$\frac{2}{3}$ da ponta da radícula.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
	A	6			Cortar longitudinalmente através da metade distal do endosperma e separar as partes.	0,5; 1,0	6-24	30	Expor o embrião.	$\frac{2}{3}$ da ponta da radícula.	--
<i>Pennisetum</i> spp. (Poaceae)	EP	18	25	1. Cortar longitudinalmente ao lado do embrião deixando-o intacto. 2. Cortar longitudinalmente através da metade distal e separar as partes.	0,5; 1,0	6-24	30	Expor o embrião.	Nenhuma (todo o embrião e endosperma devem estar completamente coloridos).	Embrões rudimentares são considerados não viáveis.	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
	A	6			Cortar longitudinalmente através da metade distal e separar as partes.	0,5; 1,0	6-24	30	Expor o embrião.	Nenhuma (todo o embrião e endosperma devem estar completamente coloridos).	Embrões rudimentares são considerados não viáveis.

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Phalaris</i> spp. (Poaceae)				1. Cortar ou fazer uma incisão transversal próxima ao embrião. 2. Cortar longitudinalmente através da metade distal e separar as partes para expor o embrião.	0,5; 1,0	6-24	30	Expor o embrião por corte	$\frac{2}{3}$ da ponta da radícula	--	BRASIL, 1992
	EP; A	6-18	25		0,5; 1,0	6-24	30	Remover a lema para expor o embrião	$\frac{2}{3}$ da ponta da radícula	--	BRASIL, 1992
				1. Remover glumas e cortar transversalmente próximo do embrião. 2. Cortar longitudinalmente através do embrião e $\frac{3}{4}$ do endosperma.	1,0	18	30	Expor o embrião e observar a superfície cortada.	$\frac{1}{2}$ da ponta da radícula, $\frac{1}{4}$ da parte distal do escutelo.	--	ISTA, 2008
	EP A	18 6	20		1,0	18	30	Expor o embrião e observar a superfície cortada.	$\frac{1}{3}$ da ponta da radícula, $\frac{1}{4}$ da parte distal do escutelo.	--	ISTA, 2008
<i>Phaseolus</i> spp. (Fabaceae)				Semente intacta.	0,075; 0,1	2-4	40	Cortar longitudinalmente através do eixo embrionário e remover o tegumento.	$\frac{1}{3}$ da ponta da radícula; $\frac{1}{3}$ dos cotilédones, oposta à zona de intersecção ao eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones; $\frac{1}{4}$ da plúmula medida a partir da extremidade.	Necroses superficiais são permitidas em até metade dos cotilédones; *Recomenda-se realizar o pré- condicionamento da semente em caixa gerbox com tela modificada sobre uma lâmina d'água por 16-24hs a 20-25°C, quando a mesma estiver excessivamente desidratada, para evitar possíveis danos causados por embebição.	BHERING <i>et al.</i> , 1999

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Phleum</i> spp. (Poaceae)	EP A	16 2	20	1. Perfurar próximo ao embrião.	1,0	18	30	Remover a lema para expor o embrião.	1/3 da radícula.	--	ISTA, 2008
				2. Incisão	1,0	18	30	Remover a lema para expor o embrião.	1/3 da radícula.	--	ISTA, 2008
<i>Pinus</i> spp.* – espécies com envoltório duro e de difícil remoção (Pinaceae)	Quebrar a semente seca ou A	18	20	Cortar transversalmente 1/3 da extremidade distal do endosperma para abrir a cavidade do embrião	1,0	18	30	Cortar longitudinalmente através do endosperma para expor o embrião; remover o tegumento.	Nenhuma, incluindo o endosperma, pequenas necroses superficiais na parte externa do endosperma, que não esteja conectado com a cavidade do embrião.	Embriões menores do que 1/3 da cavidade do embrião são não-viáveis. *Exemplo: <i>Pinus cembra</i> , <i>Pinus coulteri</i> , <i>Pinus koraiensis</i> .	ISTA, 2008
				1. Cortar transversalmente 1/3 da extremidade distal do endosperma para abrir o núcleo seminífero (cavidade embrionária)	1,0	18	30	Extrair o embrião e o endosperma do tegumento.	Nenhuma, incluindo o endosperma, pequenas necroses superficiais na parte externa do endosperma, que não esteja conectado com o núcleo seminífero (cavidade embrionária).	Embriões menores do que 1/3 do núcleo seminífero (cavidade embrionária) são não-viáveis. *Exemplo: <i>Pinus nigra</i> , <i>Pinus mugo</i> .	ISTA, 2008
<i>Pinus</i> spp.* – espécies com envoltório fino e de fácil remoção (Pinaceae)	Preparar a semente seca ou A	18	20	2. Cortar longitudinalmente e lateralmente ao embrião.	1,0	18	30	Extrair o embrião e o endosperma do tegumento.	Nenhuma, incluindo o endosperma, pequenas necroses superficiais na parte externa do endosperma, que não esteja conectado com o núcleo seminífero (cavidade embrionária).	Embriões menores do que 1/3 do núcleo seminífero (cavidade embrionária) são não-viáveis.	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Pisum spp.</i> (Fabaceae)	EP,A	18-24	20	1. Semente intacta	0,5; 1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente através do eixo embrionário e remover o tegumento da semente.	1/3 da ponta da radícula. 1/2 dos cotilédones oposto à zona de intersecção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones. 1/4 da plúmula medida desde a extremidade.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				2. Incisão longitudinal do tegumento	0,5; 1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente através do eixo embrionário e remover o tegumento da semente.	1/3 da ponta da radícula. 1/2 dos cotilédones oposto à zona de intersecção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones. 1/4 da plúmula medida desde a extremidade.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Platanus spp.</i> (Platanaceae)	A	18	25	1. Cortar longitudinalmente através do tegumento, próximo à secção média.	1,0	18-24	30	Cortar longitudinalmente através de quase a metade da semente para expor o embrião.	Extremidade distal da radícula. 1/3 da parte distal dos cotilédones, ou sobre os lados, até 1/3 da superfície total.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				2. Cortar longitudinal-diagonalmente, evitando-se atingir o eixo embrionário.	1,0	18-24	30	Cortar longitudinalmente através de quase a metade da semente para expor o embrião.	Extremidade distal da radícula. 1/3 da parte distal dos cotilédones, ou sobre os lados, até 1/3 da superfície total.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
				3. Remover ou separar a extremidade distal da semente.	1,0	18-24	30	Cortar longitudinalmente através de quase a metade da semente para expor o embrião.	Extremidade distal da radícula. 1/3 da parte distal dos cotilédones, ou sobre os lados, até 1/3 da superfície total.	--	BRASIL, 1992 MOORE, 1985
<i>Poa spp.</i> (Poaceae)	EP	16	20	1. Perfurar próximo do embrião.	1,0	18	30	Remover a lema para expor o embrião.	1/3 da radícula	--	ISTA, 2008
				2. Incisão.	1,0	18	30	Remover a lema para expor o embrião.	1/3 da radícula	--	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Prunus</i> spp.* (Rosaceae)	Quebrar o caroço (endocarpo) e A	18	20	Remover o tegumento**	1,0	18	30	Separar cuidadosamente os cotilédones	Extremidade da radícula, 1/3 da área distal dos cotilédones, se superficial.	*Espécies com sementes grandes necessitam de um período de coloração maior (24hs). **Abrir os cotilédones cuidadosamente em: <i>Prunus persica</i> , <i>Prunus domestica</i> .	ISTA, 2008
	Trocar a água, se necessário (se cheirar à amêndoa amarga).										
<i>Pseudoroegneria</i> spp. (Poaceae)	EP	16	20	1. Remover as glumas e cortar transversalmente próximo ao embrião.	1,0	18	30	Observar a superfície externa do embrião.	1/3 da radícula.	--	ISTA, 2008
	A	3		2. Cortar longitudinalmente o embrião e 3/4 do endosperma	1,0	2	30	Observar a superfície cortada.	1/3 da radícula.	--	ISTA, 2008
<i>Pseudotsuga</i> spp. (Pinaceae)	Preparo da semente seca;	18	20	1. Cortar transversalmente 1/3 da parte distal do endosperma para abrir o núcleo semínifero (cavidade embrionária).	1,0	18	30	Cortar longitudinalmente através do endosperma e expor o embrião; remover o tegumento da semente	Nenhum dano, exceto pequenas necroses superficiais na parte distal terminal do endosperma.	--	ISTA, 2008
	A			2. Cortar longitudinalmente ao lado do embrião.	1,0	12	30	Expôr o embrião e remover o tegumento da semente	Nenhum dano, exceto pequenas necroses superficiais na parte distal terminal do endosperma.	--	ISTA, 2008



Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Pueraria</i> spp. (Fabaceae)	A*	18	25	1. Semente intacta	0,5; 1,0	6-24	30	Remover o tegumento para expor o embrião.	1/3 da ponta da radícula medida a partir da extremidade. 1/3 dos cotilédones, no lado oposto à zona de intersecção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones.	*Se for necessário determinar a viabilidade das sementes duras, uma punção no tegumento, durante o pré-umedecimento.	BRASIL, 1992
				2. Incisão longitudinal através do tegumento, próximo ao centro do cotilédono e em toda a extensão.	0,5; 1,0	6-24	30	Remover o tegumento para expor o embrião.	1/3 da ponta da radícula medida a partir da extremidade. 1/3 dos cotilédones, no lado oposto à zona de intersecção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones.	*Se for necessário determinar a viabilidade das sementes duras, pode ser feita por uma punção no tegumento, durante o pré-umedecimento.	BRASIL, 1992
<i>Pyrus</i> spp. (Rosaceae)	A	18	20	Remover o tegumento	1,0	18	30	Observar o embrião.	Extremidade da radícula, 1/3 da área distal dos cotilédones, 1/2 se superficial	--	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Raphanus</i> spp. (Brassicaceae)				1. Semente intacta.	1,0	16-24	30	Expor o embrião cortando longitudinalmente a partir da extremidade distal até o centro da semente.	1/3 da parte distal da radícula. Necroses superficiais isoladas nos cotilédones, exceto na união com o eixo embrionário.	--	BRASIL, 1992
	EP, A	18	20	2. Cortar ou fazer uma punção em área não decisiva.	1,0	16-24	30	Expor o embrião cortando longitudinalmente a partir da extremidade distal até o centro da semente.	1/3 da parte distal da radícula. Necroses superficiais isoladas nos cotilédones, exceto na união com o eixo embrionário.	--	BRASIL, 1992
				3. Cortar longitudinalmente através do tegumento. Remover as estruturas que envolvem o embrião.	1,0	16-24	30	Expor o embrião cortando longitudinalmente a partir da extremidade distal até o centro da semente.	1/3 da parte distal da radícula. Necroses superficiais isoladas nos cotilédones, exceto na união com o eixo embrionário.	--	BRASIL, 1992

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Ricinus</i> spp. (Euphorbiaceae)	EP	18	25	1. Cortar longitudinal e lateralmente através do tegumento e do endosperma.	1,0	6-24	30	Expor o embrião e o endosperma cortando longitudinalmente a partir da extremidade distal até o centro da semente.	Embrão completamente colorido. Endosperma colorido, sendo permitidas pequenas necroses na superfície, que não estejam em contato com o núcleo seminífero (cavidade embrionária).	--	BRASIL, 1992
				2. Cortar longitudinal e diagonalmente, evitando-se atingir o eixo embrionário.	1,0	6-24	30	Expor o embrião e o endosperma cortando longitudinalmente a partir da extremidade distal até o centro da semente.	Embrão completamente colorido. Endosperma colorido, sendo permitidas pequenas necroses na superfície, que não estejam em contato com o núcleo seminífero (cavidade embrionária).	--	BRASIL, 1992
				3. Remover ou separar a extremidade distal da semente, incluindo um fragmento do endosperma.	1,0	6-24	30	Expor o embrião e o endosperma cortando longitudinalmente a partir da extremidade distal até o centro da semente.	Embrão completamente colorido. Endosperma colorido, sendo permitidas pequenas necroses na superfície, que não estejam em contato com o núcleo seminífero (cavidade embrionária).	--	BRASIL, 1992

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Robinia</i> spp. (Fabaceae)	A*	18	25	1. Cortar longitudinalmente através do tegumento, a partir da extremidade distal até o centro da semente.			1. Expor o embrião pela remoção do tegumento;	½ da radícula desde sua extremidade distal. ½ dos cotilédones, desde a extremidade distal, e/ou o lado oposto à radícula.	* Antes do pré-umedecimento, fazer punção ou cortar o tegumento em região não decisiva da semente, para diminuir impermeabilidade.	BRASIL, 1992	
				2. Remover ou separar a extremidade distal da semente.	1,0	16-24	30				2. Expor o embrião pelo corte longitudinal a partir da extremidade distal até o centro da semente.
							1. Expor o embrião pela remoção do tegumento;	½ da radícula desde sua extremidade distal. ½ dos cotilédones, desde a extremidade distal, e/ou o lado oposto à radícula.	* Antes do pré-umedecimento, fazer punção ou cortar o tegumento, em região não decisiva da semente, para diminuir impermeabilidade.	BRASIL, 1992	

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Rorippa</i> spp. (= <i>Nasturtium</i> spp.) (Brassicaceae)	EP	18	25	1. Semente intacta	0,5	16-24	30	1. Expor o embrião pela remoção do tegumento;	1/3 da radícula, desde a extremidade distal. São permitidas necroses superficiais isoladas nos cotilédones, exceto na união com o eixo do embrião.	--	BRASIL, 1992
								2. Expor o embrião pelo corte longitudinal a partir da extremidade distal até o centro da semente.			
<i>Rorippa</i> spp. (= <i>Nasturtium</i> spp.) (Brassicaceae)	EP	18	25	2. Cortar ou fazer uma punção no tegumento em área não decisiva.	0,5	16-24	30	1. Expor o embrião pela remoção do tegumento;	1/3 da radícula, desde a extremidade distal. São permitidas necroses superficiais isoladas nos cotilédones, exceto na união com o eixo do embrião.	--	BRASIL, 1992
								2. Expor o embrião pelo corte longitudinal a partir da extremidade distal até o centro da semente.			
<i>Rosa</i> spp. (Rosaceae)	Preparar a semente seca; A*	18	20	3. Cortar longitudinalmente através do tegumento.	0,5	16-24	30	1. Expor o embrião pela remoção do tegumento;	1/3 da radícula, desde a extremidade distal. São permitidas necroses superficiais isoladas nos cotilédones, exceto na união com o eixo do embrião.	--	BRASIL, 1992
								2. Expor o embrião pelo corte longitudinal a partir da extremidade distal até o centro da semente.			
<i>Rosa</i> spp. (Rosaceae)				Cortar transversalmente a 1/3 da parte distal.	1,0	18	30	3. Extrair o embrião.	Extremidade da radícula, 1/3 da área distal do cotilédone, 1/2 se superficial.	*Cortar antes da embebição pode evitar danos de preparo.	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Secale cereale</i> (Poaceae)	EP A	18 6	20	Bisseção longitudinal do embrião e 3/4 do endosperma.	0,5	2-3	30	Observar as superfícies de corte*	Área da raiz exceto uma raiz seminal. 1/3 da extremidade do escutelo.	*Tecido não colorido no centro do escutelo indica dano na secagem.	BRASIL, 1992
	EP A	18 6	20	Excisão do embrião com escutelo.	1,0	6-24	30	Observar o embrião e escutelo*.	Área da radícula, exceto uma raiz inicial; 1/3 das extremidades do escutelo.	*Tecido não colorido no centro do escutelo indica dano na secagem.	BRASIL, 1992
	A	4	20	Excisão do embrião com escutelo.	1,0	3	30	Observar a superfície externa do embrião e o verso do escutelo*.	Área da radícula, exceto uma raiz inicial; 1/3 das extremidades do escutelo.	*Tecido não colorido no centro do escutelo indica dano na secagem.	ISTA, 2008
	A	18	20	Bisseção longitudinal do embrião e 3/4 do endosperma.	1,0	3	30	Observar a superfície externa do embrião, a superfície de corte e o verso do escutelo*.	Área da radícula, exceto uma raiz inicial; 1/3 das extremidades do escutelo.	*Tecido não colorido no centro do escutelo indica dano na secagem.	ISTA, 2008
<i>Setaria spp.</i> (Poaceae)	EP A	18 6	20	Cortar longitudinalmente através da secção média da metade distal e separar as partes.	0,5; 1,0	6-24	30	Remover as glumas ou cortar longitudinalmente o embrião.	2/3 da ponta da radícula.	--	BRASIL, 1992
	A*	5	7	Cortar transversalmente próximo ao embrião.	1,0	16	30	Observar o embrião externamente; o corte através do embrião, a superfície de corte.	1/3 da radícula medida a partir da extremidade da radícula, 1/4 da parte distal do escutelo.	* Antes do pré-umedecimento remover a lema e pálea. Temperatura da água a 7°C é necessária para retardar a germinação.	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Solanum</i> spp. (Solanaceae)	EP, A	18	20	Cortar longitudinalmente através de quase todo o embrião, desde o centro da parte curva posterior, até os extremos da radícula e dos cotilédones.	0,5; 1,0	6-24	30	Cortar longitudinalmente através do embrião	Nenhuma (todo o embrião e endosperma devem estar completamente coloridos).	--	BRASIL, 1992
( <i>Sophora</i> spp.) ver <i>Styphnolobium</i> spp. (Fabaceae)	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Sorbus</i> spp. (Rosaceae)	A	18	20	Cortar transversalmente $\frac{1}{3}$ da área distal.	1,0	18	30	Extrair o embrião.	Extremidade da radícula, $\frac{1}{3}$ da área distal dos cotilédones, $\frac{1}{2}$ se superficial.	--	ISTA, 2008
<i>Sorghum</i> spp. (Poaceae)	EP	18	20	Cortar longitudinalmente através da metade distal e separar o endosperma.	0,5; 1,0	6-24	30	Bisseção longitudinal através do eixo embrionário ou separar as partes para expor o embrião.	$\frac{2}{3}$ da ponta da radícula. $\frac{1}{3}$ das extremidades do escutelo.	Tecido não colorido no centro do escutelo indica dano por secagem.	BRASIL, 1992
	A	6	20	Cortar através do embrião e $\frac{1}{2}$ basal do endosperma.	0,5; 1,0	3-6	30	Cortar longitudinalmente através do eixo embrionário ou separar as partes para expor o embrião.	$\frac{2}{3}$ da ponta da radícula. $\frac{1}{3}$ das extremidades do escutelo.	Tecido não colorido no centro do escutelo indica dano por secagem.	BRASIL, 1992
A*	18	7		Cortar longitudinalmente ao longo do embrião e $\frac{1}{4}$ do endosperma.	1,0	3	30	Observar a superfície cortada.	$\frac{1}{3}$ da radícula a partir da extremidade.	*No pré-umedecimento a temperatura da água a 7°C é necessária para retardar a germinação.	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Spinacia oleracea</i> (Chenopodiaceae)	EP, A	18	20	Cortar longitudinalmente pelo lado convexo em direção à extremidade da radícula e dos cotilédones.	0,5; 1,0	6-24	30	Expor o embrião.	1/3 da ponta da radícula. 1/3 dos cotilédones oposto à zona de intersecção hipocótilo-radícula ou ao longo da borda do cotilédone.	Necroses superficiais são permitidas em até metade dos cotilédones	BRASIL, 1992
<i>Stylosanthes spp.</i> (Fabaceae)	EP	18	25	<b>1.</b> Cortar longitudinalmente através do tegumento próximo ao centro do cotilédone em toda a extensão.  <b>2.</b> Remover ou separar a extremidade distal da semente.	0,5; 1,0	18-24	30	<b>1.</b> Expor o embrião pela remoção do tegumento; <b>2.</b> Expor o embrião pelo corte longitudinal a partir da extremidade distal até o centro da semente.	1/2 da radícula a partir da extremidade distal. 1/2 dos cotilédones desde a extremidade distal, e/ou o lado oposto à radícula.	--	BRASIL, 1992
<i>Styphnolobium spp.</i> (= <i>Sophora spp.</i> ) (Fabaceae)	Preparar as sementes secas; A	24	20	Cortar transversalmente uma fina fatia da parte distal.	1,0	18	30	Remover o tegumento.	1/2 da radícula a partir da extremidade distal. 1/2 dos cotilédones desde a extremidade distal, e/ou o lado oposto à radícula.	--	BRASIL, 1992
									Extremidade da radícula, 1/2 da área distal dos cotilédones.	--	ISTA, 2008



Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Taxodium disticum</i> (Taxodiaceae)	Preparar as sementes secas; A	18	20	1. Cortar transversalmente ¼ de ambas as extremidades do núcleo seminífero (cavidade embrionária) aberto. 2. Cortar longitudinalmente ao lado do embrião.	1,0	18	30	Cortar longitudinalmente através do endosperma e expor o embrião; remover o tegumento da semente Expor o embrião e remover o tegumento da semente	Nenhum dano, incluindo o endosperma.  Nenhum dano, incluindo o endosperma.	--  --	ISTA, 2008  ISTA, 2008
<i>Taxus</i> spp. (Taxaceae)	A	18	20	1. Cortar transversalmente ¼ da área distal (incluindo um pedaço do endosperma). 2. Cortar longitudinalmente ao lado do embrião.	1,0	24	30	Cortar longitudinalmente através do endosperma e expor o embrião.  Expor o embrião e remover o tegumento.	Nenhum dano, incluindo o endosperma.  Nenhum dano, incluindo o endosperma.	--  --	ISTA, 2008  ISTA, 2008
<i>Tetragonia tetragonoides</i> (Aizoaceae)	EP; A	18	20	Remover a metade distal da semente e cortar pequenas fatias, até que o tegumento e qualquer traço do cotilédone distal seja removido.	1,0	24	30	Expor o embrião através de cortes longitudinais em pequenas fatias através do embrião.	Nenhum (todo o embrião deve estar completamente colorido).	Quebrar o glomérulo e fazer uma incisão no tegumento das sementes antes do pré-umedecimento. A semente contém diversos embriões; pelo menos um deles deve estar colorido.	BRASIL, 1992
<i>Tilia</i> spp. (Tiliaceae)	Remover o pericarpo, cortar fora a haste da base e A	18	20	Remover o tegumento.	1,0	18	30	Abrir o endosperma com pequena incisão e expor o embrião.	Nenhum dano, exceto pequenas necroses na parte distal do endosperma, se superficial.	--	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Trifolium</i> spp. (Fabaceae)	A*	22	20	Deixar a semente intacta	0,5; 1,0	4-24	30	Remover o tegumento para expor o embrião.	1/3 da ponta da radícula. 1/3 dos cotilédones na extremidade oposta à zona de intersecção ao eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones.	*Se houver necessidade de determinar a viabilidade das sementes duras, esta pode ser feita por uma punção no tegumento, durante o pré-umedecimento. Necroses superficiais são permitidas em até 1/2 dos cotilédones.	BRASIL, 1992
	A*	22	20	Remover ou fazer uma incisão no tegumento.	0,5; 1,0	4-24	30	Expor o embrião.	1/3 da ponta da radícula. 1/3 dos cotilédones na extremidade oposta à zona de intersecção ao eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones.	*Se houver necessidade de determinar a viabilidade das sementes duras, esta pode ser feita por uma punção no tegumento, durante o pré-umedecimento. Necroses superficiais são permitidas em até 1/2 dos cotilédones.	BRASIL, 1992
	A	18	20	Semente intacta**	1,0	18	30	Remover o tegumento para expor o embrião.	1/3 da radícula, 1/3 da área distal dos cotilédones, 1/2 se superficial.	** Se houver a necessidade de determinar a viabilidade das sementes duras, esta pode ser feita por uma punção no tegumento, na parte distal dos cotilédones, seguida por embebição em água por 4hs.	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Trisetum</i> spp. (Poaceae)	EP A	18 2	20	Remover as glumas, cortar transversalmente próximo do embrião	1,0	18	30	Observar a superfície externa do embrião	1/3 da radícula.	--	ISTA, 2008
	EP A	18 6	20	Bisseção longitudinal ao longo do embrião e 3/4 do endosperma.	0,5	2-4	30	Observar as superfícies cortadas.*	Área da radícula, exceto uma raiz seminal; 1/3 das extremidades do escutelo	*Tecido não colorido no centro do escutelo indica dano por secagem.	BRASIL, 1992
	EP A	18 6	20	Incisão do embrião e escutelo	1,0	6-24	30	Observar o embrião e o escutelo.*	Área da radícula, exceto uma raiz seminal; 1/3 das extremidades do escutelo.	*Tecido não colorido no centro do escutelo indica dano por secagem.	BRASIL, 1992
<i>Triticum</i> spp. (Poaceae)	A	4	20	Remover o embrião com o escutelo	1,0	3	30	Observar a superfície externa do embrião e o verso do escutelo*.	Área da radícula, exceto uma raiz seminal; 1/3 das extremidades do escutelo.	*Tecido não colorido no centro do escutelo indica dano por secagem.	ISTA, 2008
	A	18	20	Cortar longitudinalmente ao longo do embrião e 3/4 do endosperma.	1,0	3	30	Observar a superfície externa do embrião; a superfície cortada; o verso do escutelo*.	Área da radícula, exceto uma raiz seminal; 1/3 das extremidades do escutelo.	*Tecido não colorido no centro do escutelo indica dano por secagem.	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Vicia</i> spp. (Fabaceae)	A	22	25	1. Sementes intactas.	0,5; 1,0	16-24	30	Cortar longitudinalmente através do eixo embrionário.	1/3 da ponta da radícula. 1/3 dos cotilédones, oposta à zona de intersecção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones.	Se houver necessidade de determinar a viabilidade das sementes duras, esta pode ser feita por uma punção no tegumento, durante o pré-umedecimento. Necroses superficiais são permitidas em até 1/2 dos cotilédones.	BRASIL, 1992
				2. Incisão longitudinal ao longo do tegumento e remover o tegumento.	0,5; 1,0	16-24	30	Cortar longitudinalmente através do eixo embrionário.	1/3 da ponta da radícula. 1/3 dos cotilédones, oposta à zona de intersecção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones.	Se houver necessidade de determinar a viabilidade das sementes duras, esta pode ser feita por uma punção no tegumento, durante o pré-umedecimento. Necroses superficiais são permitidas em até 1/2 dos cotilédones.	BRASIL, 1992

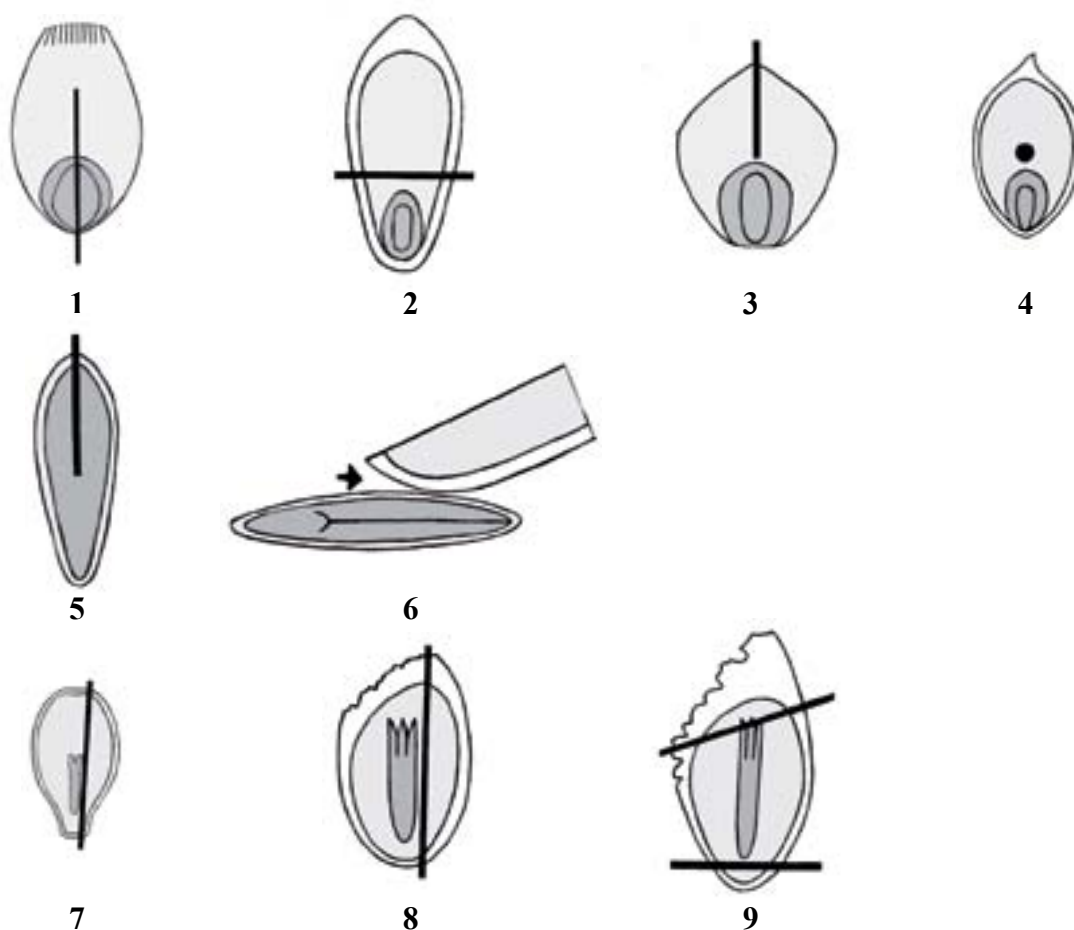
Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Vigna</i> spp. (Fabaceae)	EP, A	22	25	1. Semente intacta	0,5; 1,0	16-24	30	Cortar longitudinalmente através do eixo embrionário.	½ da ponta da radícula. ½ dos cotilédones oposto à zona de intersecção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones. ¼ da plúmula a partir da extremidade distal.	Se houver necessidade de determinar a viabilidade das sementes duras, esta pode ser feita por uma punção no tegumento, durante o pré-umedecimento.	BRASIL, 1992
				2. Incisão longitudinal ao longo do tegumento até a metade da semente e remover o tegumento.	0,5; 1,0	16-24	30	Cortar longitudinalmente através do eixo embrionário.	½ da ponta da radícula. ½ dos cotilédones oposto à zona de intersecção do eixo hipocótilo-radícula ou ao longo da borda dos cotilédones. ¼ da plúmula a partir da extremidade distal.	Se houver necessidade de determinar a viabilidade das sementes duras, esta pode ser feita por uma punção no tegumento, durante o pré-umedecimento.	BRASIL, 1992
<i>Viburnum opulus</i> (Adoxaceae)	A	20	20	Cortar transversalmente 2mm em ambos os lados na extremidade oposta à radícula.	1,0	48	30	Cortar longitudinalmente através do embrião e endosperma, expor o embrião.	Nenhum dano, exceto pequenas necroses no endosperma longe do embrião.	--	ISTA, 2008
<i>Viburnum</i> spp. (Adoxaceae)	A	18	20	Cortar o tegumento ao longo de três lados (distal e laterais); remover o tegumento.	1,0	18	30	Corte plano-longitudinal através do endosperma e expor o embrião, começando pela região do embrião	Nenhum dano, exceto pequenas necroses no endosperma opostas ao embrião.	--	ISTA, 2008

Gênero/Espécie Família botânica	Pré-umedecimento			Preparo/ Coloração	Coloração			Preparo para Avaliação	Avaliação: Área Máxima Permitida de Tecido não Colorido, Flácido ou Necrosado	Observação	Bibliografia
	Tipo	Tempo (h)	Temp. (°C)		Solução (%)	Tempo (h)	Temp. (°C)				
<i>Zea mays</i> (Poaceae)	EP	16	25-30	Bisseção longitudinal, mediano, através do embrião e endosperma	0,1	2-4	35	Observar a superfície cortada	Raiz primária e/ou 1/3 das extremidades do escutelo.	--	DÍAS & BARROS, 1995
	EP; A	18	25	Bisseção longitudinal ao longo do embrião e 3/4 do endosperma.	0,5; 1,0	2-6	30	Observar as superfícies cortadas*	Raiz primária. 1/3 das extremidades do escutelo.	* Tecidos não coloridos no centro do escutelo são indicativos de danos por secagem.	BRASIL, 1992
	A	18	20	Bisseção longitudinal ao longo do embrião e 3/4 do endosperma.	1,0	2	30	Observar as superfícies cortadas*	Raiz primária. 1/3 das extremidades do escutelo.	* Tecidos não coloridos no centro do escutelo são indicativos de danos por secagem.	ISTA, 2008

**Guias de preparo:**

As sementes mostram a posição dos diferentes cortes, para preparo antes da coloração.

1. Bisseção longitudinal através do embrião e aproximadamente  $\frac{3}{4}$  do endosperma de sementes de cereais e de outras espécies de **Poaceae**.
2. Corte transversal de sementes de *Avena* e em outras espécies de **Poaceae**.
3. Corte longitudinal através da parte distal do endosperma de sementes de **Poaceae**.
4. Perfuração através do endosperma de sementes de **Poaceae**.
5. Corte longitudinal através da metade distal dos cotilédones, por exemplo em sementes de *Lactuca* e outras espécies da família **Asteraceae** (=Compositae).
6. Secção longitudinal mostrando a posição do bisturi enquanto faz o corte como na Figura 5.
7. Corte longitudinal ao longo do lado do embrião (espécies de **Apiaceae** (=Umbeliferae) e outras espécies com embrião linear).
8. Corte longitudinal ao longo do lado do embrião de sementes de Coníferas.
9. Cortes transversais em ambos os lados para abertura da cavidade do embrião e remoção de frações do endosperma.



**FIGURA 6.1 — Guias de preparo.**

Fonte: ISTA, 2008.

**Guias de avaliação para cereais: sementes viáveis:**

As figuras da primeira coluna estão todas completamente coloridas e são viáveis. As outras mostram a área máxima permitida em sementes viáveis, de tecido não colorido, flácido ou necrótico:

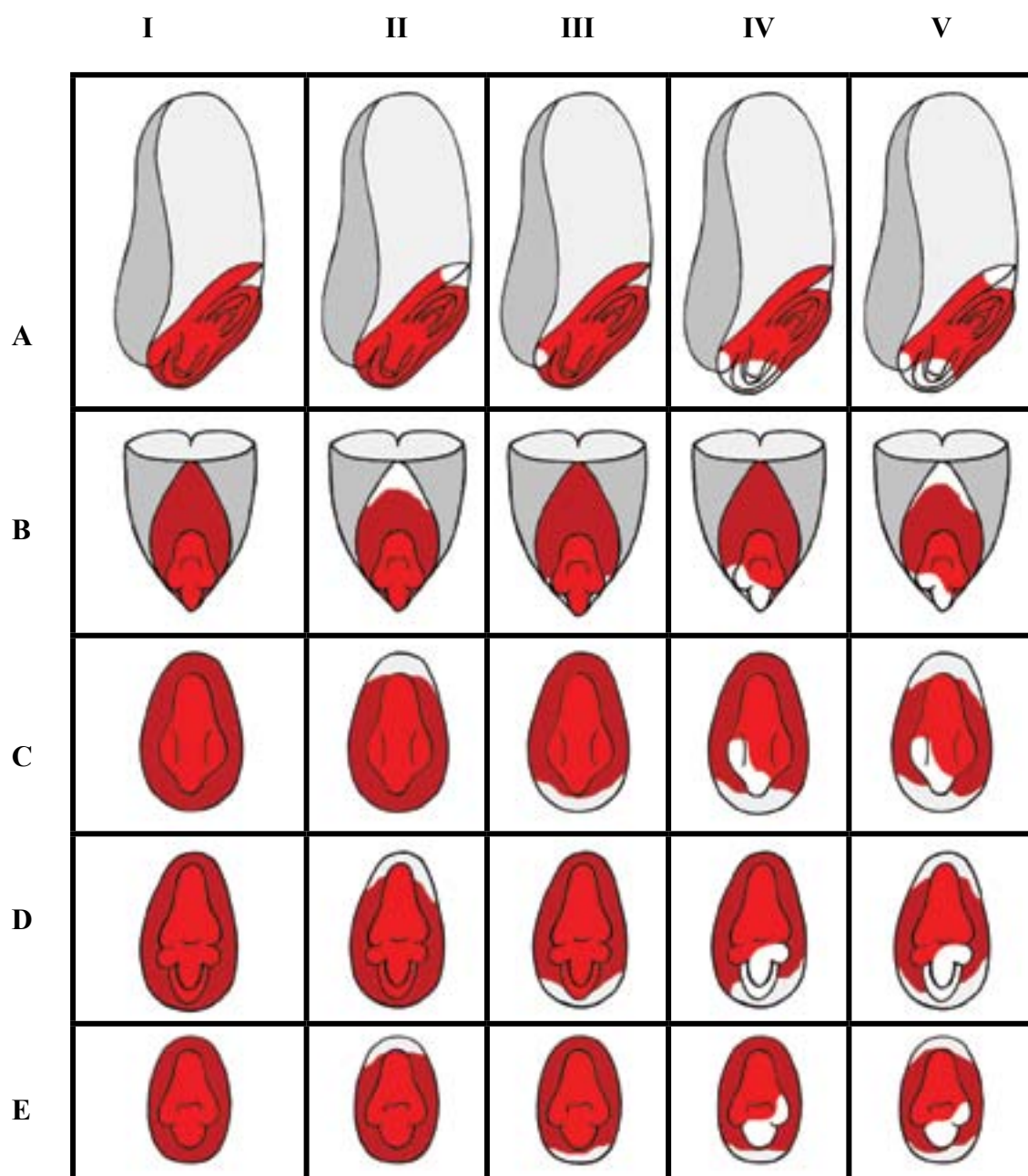
**A**— As figuras são representativas para os gêneros *Triticum*, <sup>X</sup>*Triticosecale*, *Secale*, *Hordeum* e *Avena*, preparados por bissecção para avaliação.

**B**— *Avena* preparada por corte transversal.

**C**— *Hordeum* preparado pelo método de excisão do embrião.

**D**— *Secale* preparado pelo método de excisão do embrião.

**E**— *Triticum* e <sup>X</sup>*Triticosecale* preparado pelo método de excisão do embrião.



**FIGURA 6.2 — Guias de avaliação para cereais: sementes viáveis.**

Fonte: ISTA, 2008.



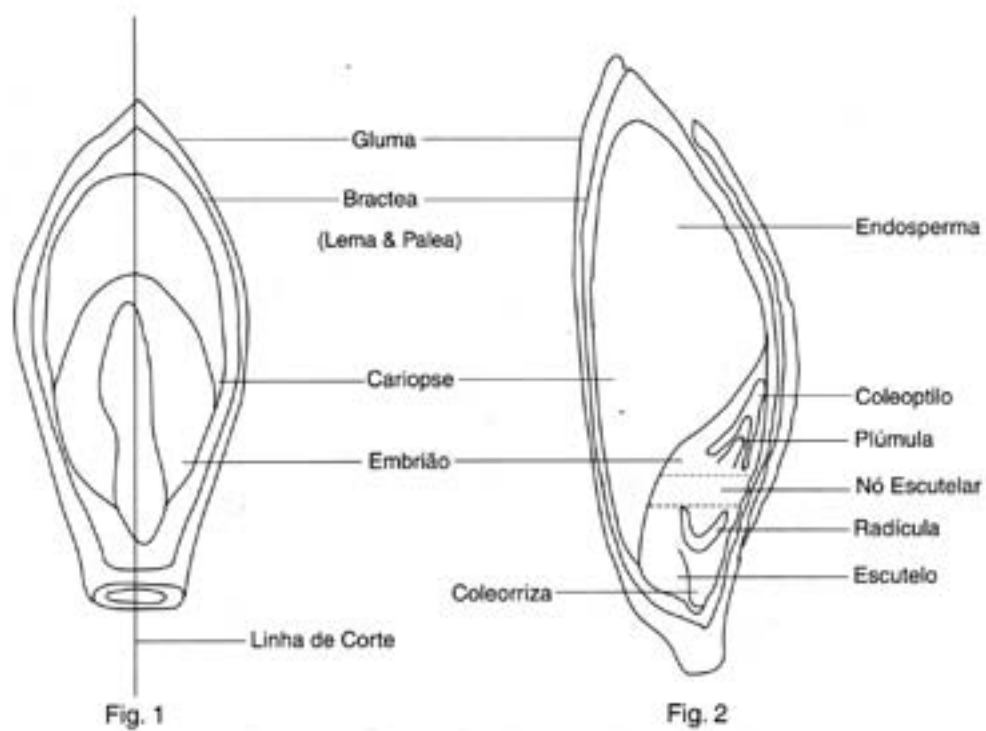
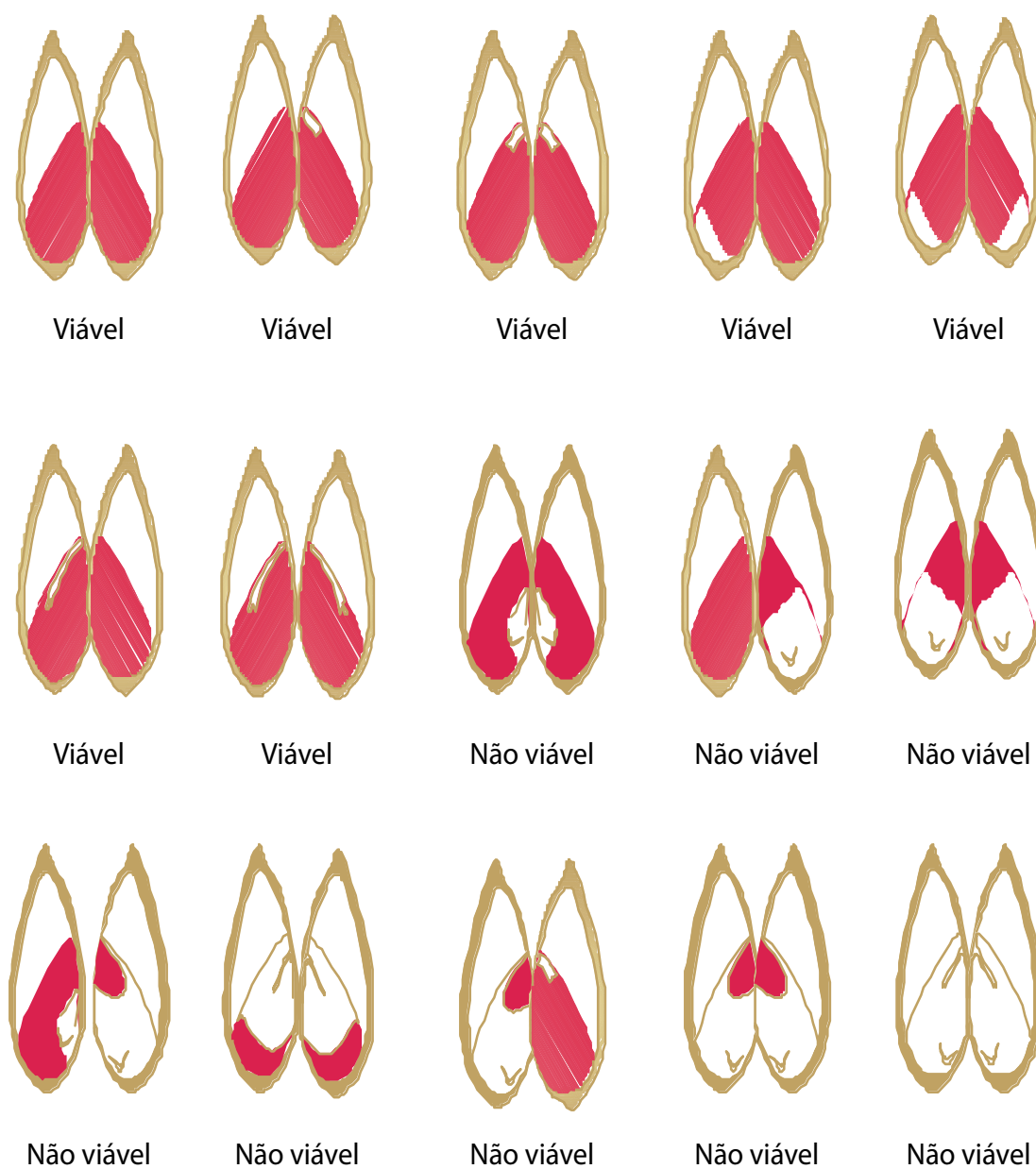
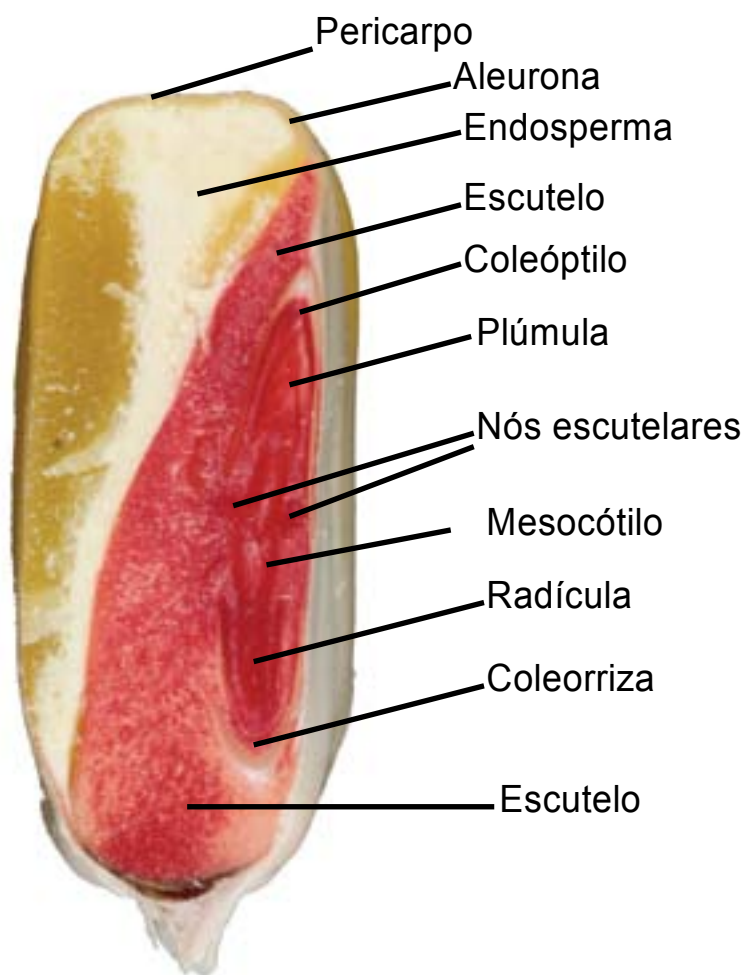


FIGURA 6.3 – *Brachiaria* spp.



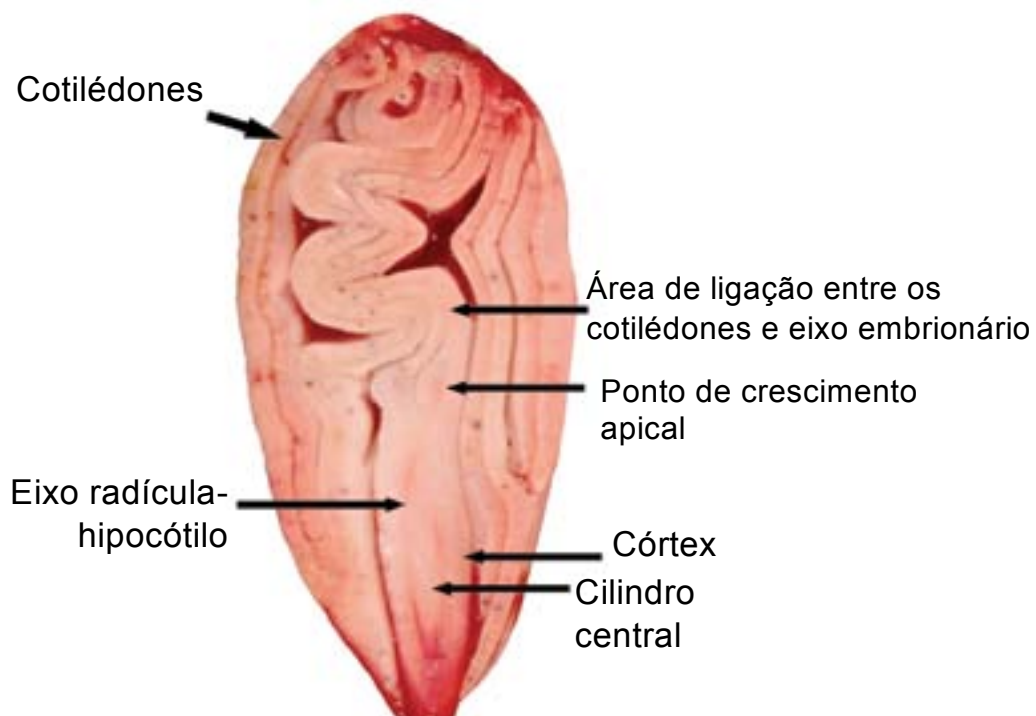
**FIGURA 6.4 — *Brachiaria* spp.: avaliação das sementes com as duas metades da cariopse mantidas ligadas pela lema e pálea.**

Fonte: adaptado de Dias & Alves, 2000.



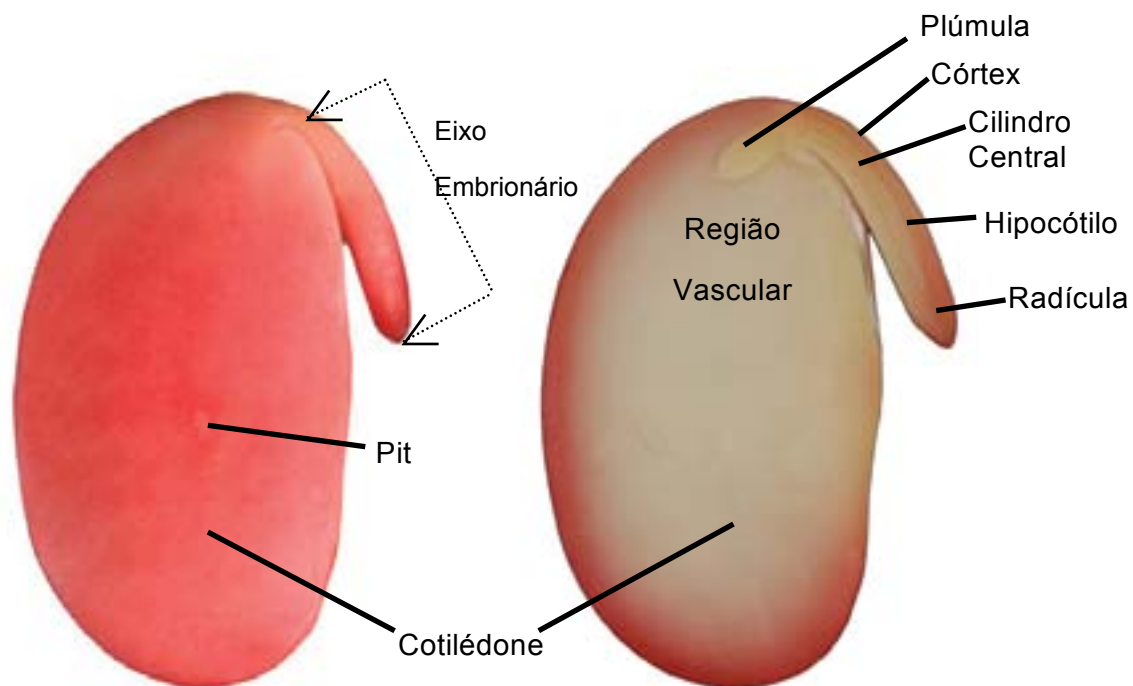
**FIGURA 6.5** — *Zea mays* L.

Foto: J.B. França Neto.



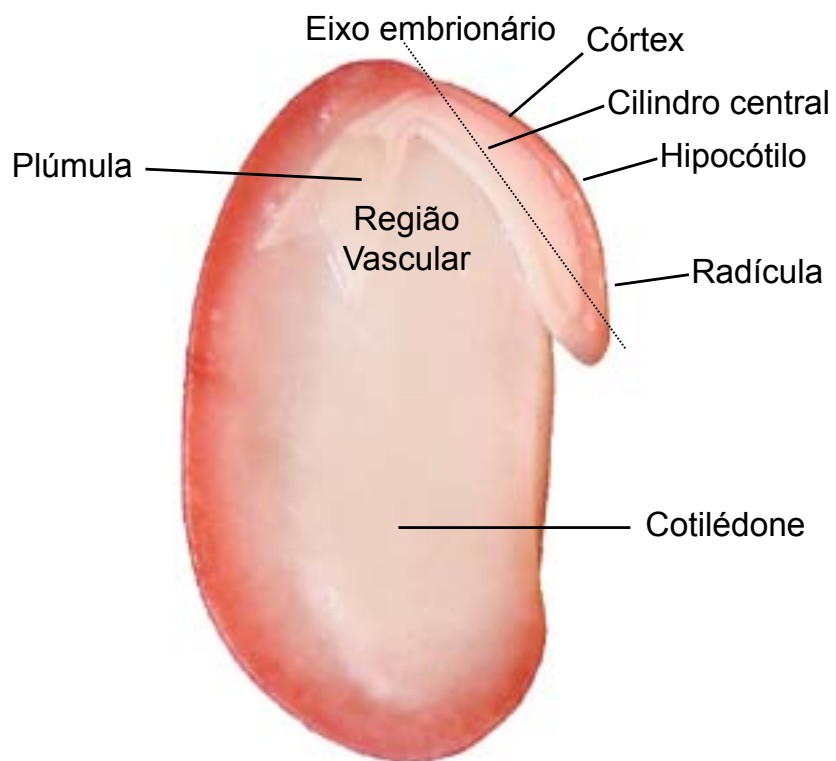
**FIGURA 6.6 — *Gossypium hirsutum* L.**

Foto: J.B. França Neto.



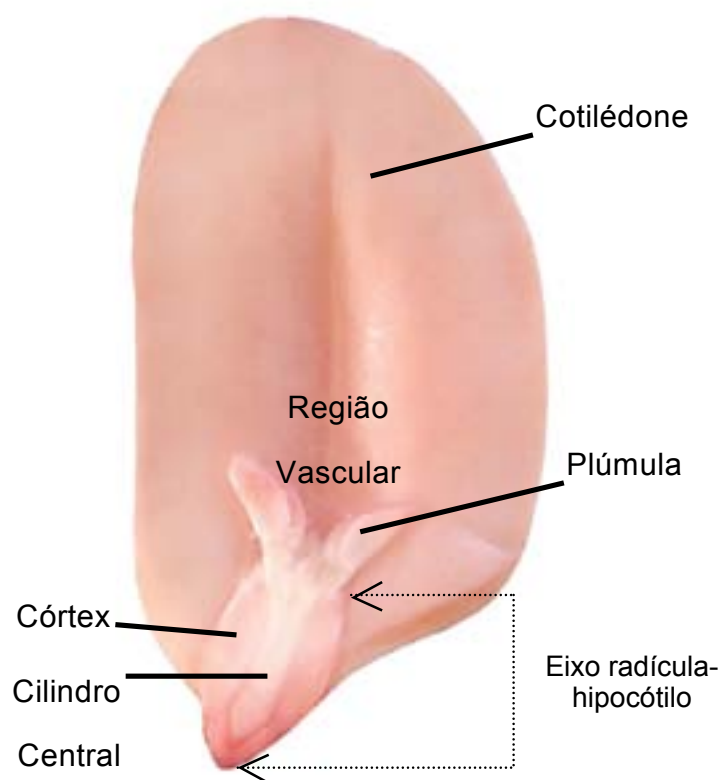
**FIGURA 6.7— *Glycine max* (L.) Merrill**

Foto: J.B. França Neto.



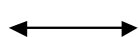
**FIGURA 6.8** — *Phaseolus vulgaris* L.

Foto: J.B. França Neto.

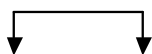


**FIGURA 6.9 – *Arachis hypogaea* L.**  
Foto: J.B. França Neto.

**Guias de preparo e avaliação para sementes de árvores e arbustos**



Posição de um corte atravessando todo o tecido.

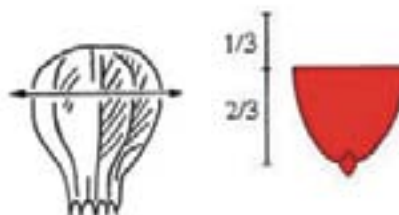


Posição de um corte entrando no endosperma.

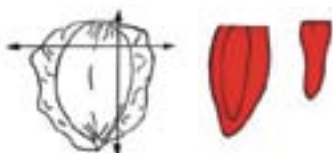
Todos os exemplos ilustram sementes viáveis:



*Acer*



*Carpinus*



*Chamaecyparis thyoides*



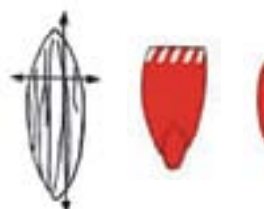
*Cornus*



*Corylus*



*Cotoneaster, Crataegus, Rosa e Sorbus*



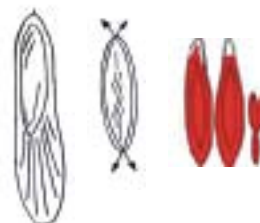
*Elaeagnus*



*Euonymus*



*Fagus*



*Fraxinus*



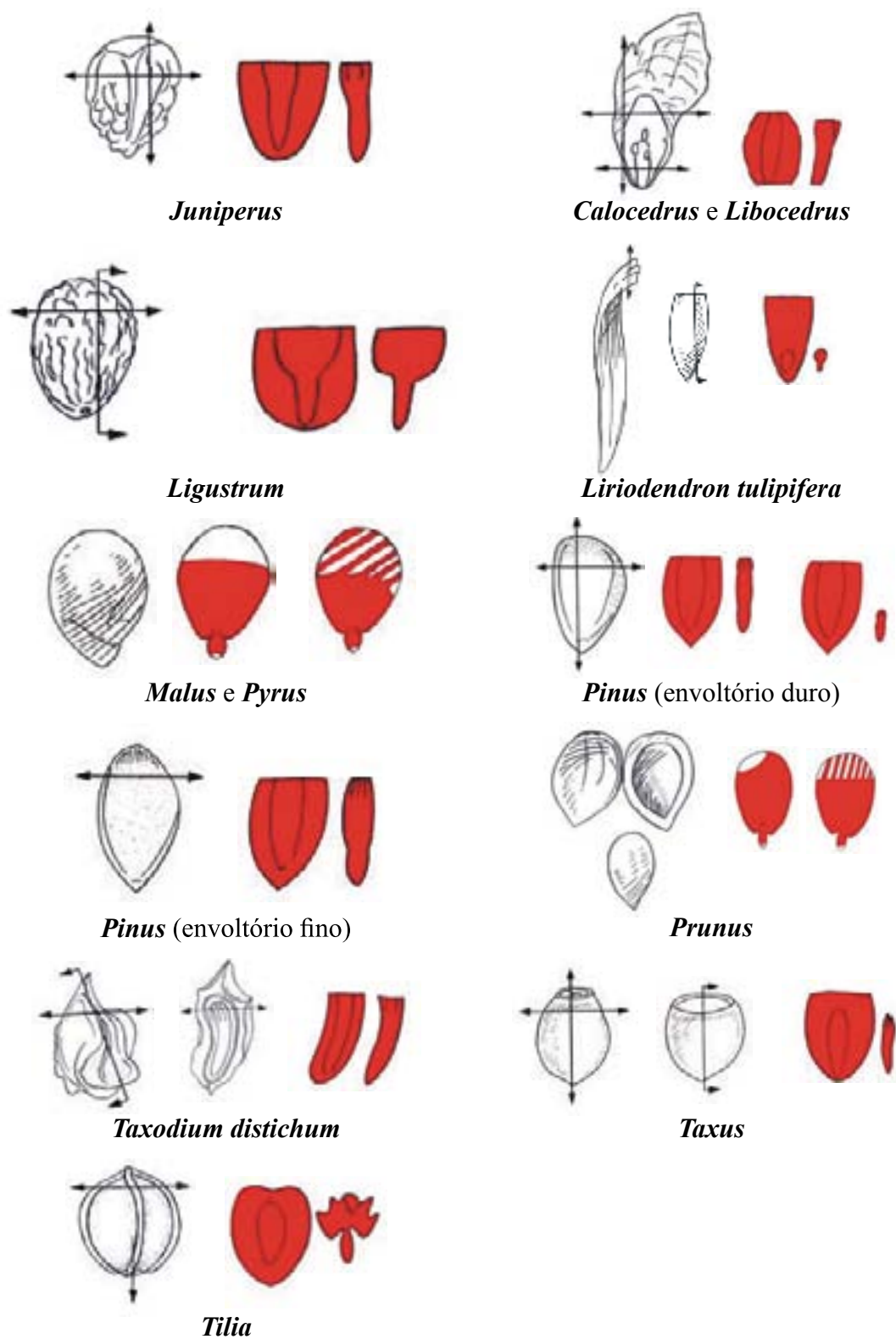


FIGURA 6.10 — Guias de preparo e avaliação para sementes de árvores e arbustos.

Fonte: ISTA, 2008.

## BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

BHERING, M.C.; SILVA, R.F.; ALVARENGA, E.M.; DIAS, D.C.F.S.; PENA, M.F. **Avaliação da viabilidade e do vigor das sementes de feijão-de-vagem (*Phaseolus vulgaris* L.) pelo teste de tetrazólio**. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 1996. 27p. (Boletim Técnico).

BHERING, M.C.; SILVA, R.F.; ALVARENGA, E.M.; DIAS, D.C.F.S. Metodologia do teste de tetrazólio em sementes de feijão. **In: KRZYZANOWSKI, F.C.; VIEIRA, R.D.; FRANÇA NETO, J.B. (Eds.). Vigor de sementes: conceitos e testes**. Londrina: ABRATES – Comitê de Vigor, 1999. p.8.3.1-8.1.10.

BITTENCOURT, S.R.M.; VIEIRA, R.D. Metodologia do teste de tetrazólio em sementes de amendoim. **In: KRZYZANOWSKI, F.C.; VIEIRA, R.D.; FRANÇA NETO, J.B. (Eds.). Vigor de sementes: conceitos e testes**. Londrina: ABRATES – Comitê de Vigor, 1999. p.8.2-1-8.2.8.

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Teste de tetrazólio. **In: Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/CLAV, 1992. cap.6, p.139-181.

DIAS, M.C.L.L.; ALVES, S.J. **Teste de tetrazólio em sementes de *Panicum maximum* e *Brachiaria brizantha***. Londrina: IAPAR, 2000. 11p.

DIAS, M.C.L.L.; BARROS, A.S.R. **Avaliação da qualidade de sementes de milho**. Londrina: IAPAR, 1995. 42p. (IAPAR, Circular, 88).

DIAS, M.C.L.L.; SHIOGA, P.S. Tratamentos para superar a dormência em sementes de arroz (*Oryza sativa* L.). **Revista Brasileira de Sementes**, Brasília, v.19, n.1, p.52-57, 1997.

DIAS, M.C.L.L.; SILVA, W.R. da. **Teste de tetrazólio em sementes de café**. Londrina: IAPAR, 1998. 16p. (IAPAR, Boletim Técnico, 59).

FRANÇA NETO, J.B.; KRZYZANOWSKI, F.C.; COSTA, N.P. **O teste de tetrazólio em sementes de soja**. Londrina: EMBRAPA-CNPSO, 1998. 71p. (EMBRAPA-CNPSO, Documentos, 115).

ISTA – INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. Biochemical test for viability: the topographical tetrazolium test. **In: International rules for seed testing**. ed.2008. Bassersdorf, 2008. cap.6, p.6.1-6.30.

ISTA – INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. Biochemical test for viability: the topographical tetrazolium test. **In: International rules for seed testing**. ed.2009. Bassersdorf, 2009. (no prelo).

ISTA – INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. **List of stabilized plant names**. 5.ed. Bassersdorf: Nomenclature Committee, 2007. 73p. Disponível em: <http://www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalistad.html>; [www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalisteo.html](http://www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalisteo.html); [www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalistpz.html](http://www.ars-grin.gov/~sbmljw/istalistpz.html), acessado em jul./ago.2008.

LEIST, N.; KRAMER, S.; JONITZ, A. ISTA working sheets on tetrazolium testing. v.1 e 2. Bassersdorf, ISTA – Tetrazolium Committee, 2003. v.1, 160p.; v.2, 144p.

LISAKOWSKI, D. **Tetrazolium evaluation of sunflower (*Helianthus annuus* L.) seed.** Mississippi: Mississippi State University, 1981. 74p. (Dissertação de Mestrado).

MOORE, R.P. **Handbook on tetrazolium testing.** Zürich: ISTA, 1985. 99p.

TAMANINI, R.H.V. **Pastejo e época de colheita na qualidade fisiológica de sementes de cevadilha vacariana.** 2002. 44f. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Sementes). Universidade Federal de Pelotas. Pelotas, 2002.

VIEIRA, M.G.G.C.; VON PINHO, E.V.R. Metodologia do teste de tetrazólio em sementes de algodão. **In:** KRZYZANOWSKI, F.C.; VIEIRA, R.D.; FRANÇA NETO, J.B. (Eds.). **Vigor de sementes: conceitos e testes.** Londrina: ABRATES – Comitê de Vigor, 1999. p.8.1.1-8.1.13.

WETZEL, M.M.V.S.; CICERO, S.M.; FERREIRA, B.C.S. Aplicação do teste de tetrazólio em sementes de seringueira. **Revista Brasileira de Sementes**, Brasília, v.14, n.1, p.83-88, 1992.



7

DETERMINAÇÃO DO  
GRAU DE UMIDADE



## 7.1 DETERMINAÇÃO DO GRAU DE UMIDADE POR MÉTODOS DE ESTUFA

### 7.1.1 OBJETIVO

Determinar o grau de umidade das sementes por métodos de estufa.

### 7.1.2 DEFINIÇÃO

O grau de umidade de uma amostra é representado pela perda de peso quando esta é submetida aos métodos descritos neste capítulo. É expresso em porcentagem do peso da amostra original.

### 7.1.3 PRINCÍPIO

A água contida nas sementes é extraída em forma de vapor pela aplicação de calor sob condições controladas. Os métodos recomendados foram desenvolvidos para reduzir oxidação, decomposição ou a perda de outras substâncias voláteis, enquanto asseguram a remoção máxima, tanto quanto possível, da água.

### 7.1.4 EQUIPAMENTOS E MATERIAIS

Os seguintes equipamentos são necessários dependendo do método utilizado:

- moinho ajustável
- estufa de temperatura constante
- recipientes
- dessecador
- balança
- peneiras
- ferramenta de corte

#### 7.1.4.1 Moinho

O moinho utilizado para moagem deve atender os seguintes requisitos:

- a) ser construído de material não corrosivo e que não absorva água;
- b) ser de fácil limpeza;
- c) permitir que a moagem seja executada de forma rápida e uniforme, sem o desenvolvimento de calor e, tanto quanto possível, sem contato com o ambiente externo;
- d) ser ajustável de forma a obter partículas com as dimensões indicadas em 7.1.6.4.

#### 7.1.4.2 Estufa de Temperatura Constante e Acessórios

A estufa pode ser do tipo de convecção gravitacional ou de convecção mecânica (ar forçado). Ela deve ser aquecida eletricamente, ter controle termostático bem isolado e capaz de manter uma temperatura uniforme em toda a câmara e a temperatura especificada ao nível da prateleira. A capacidade de aquecimento deve ser tal que após o pré-aquecimento à temperatura requerida, seguido pela abertura e colocação dos recipientes, a estufa alcance a temperatura indicada em até 30 minutos.

#### 7.1.4.3 Recipientes

Os recipientes devem ser de metal não corrosível ou vidro de aproximadamente 0,5mm de espessura, possuírem tampa bem ajustada para minimizar o ganho ou perda de umidade, lados arredondados na base, fundo chato e bordas niveladas e superfície efetiva do recipiente com capacidade para que a amostra de trabalho seja distribuída de modo a não ultrapassar 0,3g/cm<sup>2</sup>.

O recipiente e sua tampa devem ser mantidos limpos e secos e identificados com o mesmo número. Quando necessário, seque os mesmos por 30 minutos a 105°C, ou por um procedimento de secagem equivalente, e resfrie-os em um dessecador.

#### 7.1.4.4 Dessecador

O dessecador deve possuir um prato metálico espesso para promover resfriamento rápido dos recipientes e conter um dessecante apropriado como sílica gel, pentóxido de fósforo, alumina ativada ou peneiras moleculares tipo 4A, pelotas de 1,5mm.

#### 7.1.4.5 Balança

A balança deve ser de pesagem rápida e capaz de pesar com precisão de 0,001g.

#### 7.1.4.6 Peneiras

Peneiras de arame, não corrosivo, são requeridas com aberturas de 0,50mm;1,00mm, 2,00mm e 4,00mm.

#### 7.1.4.7 Ferramenta de Corte

Quando o corte é necessário (Quadros 7.1 e 7.2) qualquer instrumento de corte adequado pode ser utilizado, por exemplo faca, bisturi ou tesoura de poda.

### 7.1.5 MÉTODOS

Para que os resultados obtidos nos diversos laboratórios possam ser uniformes e comparáveis entre si, há necessidade de se adotar um método, cujas instruções sejam rigorosamente seguidas.

Os seguintes métodos são oficialmente estabelecidos pelas RAS para uso nos laboratórios de análise de sementes do país:

- **Método de estufa a 105°C**
- **Método de estufa a baixa temperatura 101-105°C**
- **Método de estufa a alta temperatura 130-133°C**

#### a) Método de estufa a 105°C (para todas as espécies e com sementes inteiras)

- regular a temperatura da estufa a  $105 \pm 3^\circ\text{C}$ ;
- secar os recipientes por 30 minutos em estufa a 105°C ou através de procedimento equivalente e resfriá-los em dessecador;
- pesar o recipiente e sua tampa, convenientemente identificados, em balança com sensibilidade de 0,001g;
- usar sementes inteiras, qualquer que seja a espécie;
- distribuir uniformemente as amostras nos recipientes;
- pesar novamente os recipientes, agora contendo as amostras de sementes, juntamente com as respectivas tampas;
- colocar os recipientes na estufa a 105°C, sobre as respectivas tampas;
- iniciar a contagem do tempo de secagem somente depois da temperatura retornar a 105°C;
- manter as amostras na estufa durante 24 horas;
- retirar as amostras da estufa após o período de secagem, tampar rapidamente os recipientes e colocá-los em dessecador até esfriar e pesar;
- utilizar como dessecantes sílica gel, pentóxido de fósforo, alumina ativada ou peneira molecular 4A, pelotas 1,5mm;
- quando, durante a determinação da umidade em certas espécies, houver risco de algumas sementes serem jogadas fora do recipiente, pela ação do calor, deve-se cobrir o mesmo com tela de material não corrosível.

**b) Método de estufa a baixa temperatura 101-105°C**

Esse é o método básico de referência para introdução de novas espécies e métodos adotado pelas Regras Internacionais de Análise de Sementes da International Seed Testing Association – ISTA. É aplicado para as espécies relacionadas, com as devidas especificações, nos Quadros 7.1 e 7.2, sendo considerado seguro para aquelas que contenham substâncias voláteis.

O procedimento deste método é o mesmo do anterior, exceto:

- a temperatura da estufa deve ser mantida a  $103\pm 2^{\circ}\text{C}$ ;
- o período de permanência das amostras na estufa deve ser de  $17\pm 1$  hora.

**c) Método de estufa a alta temperatura 130-133°C**

Esse método pode ser usado como uma alternativa, para as espécies indicadas no Quadro 7.1

O procedimento é o mesmo descrito nos métodos anteriores, exceto:

- a temperatura da estufa deve ser mantida a  $130\text{--}133^{\circ}\text{C}$  (alta temperatura);
- o período de permanência das amostras na estufa varia de acordo com a espécie podendo ser de 1 hora  $\pm$  3 minutos; 2 horas  $\pm$  6 minutos ou 4 horas  $\pm$  12 minutos.

**7.1.6 PROCEDIMENTO****7.1.6.1 Precauções**

A amostra média deve ser aceita para a determinação do grau de umidade somente se estiver em um recipiente intacto à prova de umidade do qual o ar tenha sido extraído, tanto quanto possível.

A determinação deve ser iniciada o mais rápido possível após o recebimento, observando-se que a temperatura da amostra esteja em equilíbrio com a temperatura do ambiente. Durante a determinação, a exposição da amostra ao ambiente do laboratório deve ser reduzida ao mínimo e para espécies que não necessitam de moagem não mais do que dois minutos devem separar a remoção da amostra do recipiente em que foi enviada até a colocação da amostra de trabalho no recipiente de secagem.

**7.1.6.2 Peso das Amostras**

O peso mínimo das amostras médias, nos métodos de estufa, é de 100g para as espécies que devem ser moídas e de 50g para aquelas que serão usadas inteiras.

No caso de sementes pequenas e/ou caras é permitido enviar amostras médias menores, tendo no mínimo o peso suficiente para a realização dos testes solicitados. A seguinte declaração deverá constar no campo “Observações” do Boletim de Análise de Sementes: “A amostra média pesou ....g”.

**7.1.6.3 Amostra de Trabalho**

A determinação deve ser realizada em duas amostras de trabalho, sendo estas retiradas independentemente da amostra média, com o seguinte peso, dependendo do diâmetro dos recipientes usados:

Diâmetro do recipiente (cm)	Peso da amostra de trabalho (g)*
5-8	4,5 $\pm$ 0,5
$\geq 8$	10,0 $\pm$ 1,0

\*A pesagem deve ser em gramas, com três casas decimais.

Para sementes grandes de espécies florestais e de arbustos que necessitam de corte (Quadro 7.2), um tamanho diferente de amostra de trabalho pode ser necessário. Para sementes cortadas, a amostra



de trabalho deve ter tamanho suficiente para a retirada de duas repetições, onde cada uma tenha peso aproximado de cinco sementes intactas.

Antes da retirada das amostras de trabalho, a amostra média deve ser bem misturada por um dos seguintes métodos:

- a) misturar a amostra em seu recipiente com uma colher;
- b) colocar a abertura do recipiente original contra a abertura de um recipiente similar e despejar a semente de um para o outro.

Retire no mínimo três porções de diferentes pontos e combine-as para formar a amostra de trabalho do tamanho requerido. Durante a redução da amostra, a semente não pode ser exposta ao ar por mais de 30 segundos.

#### 7.1.6.4 Moagem

Sementes grandes e sementes com tegumento que impedem a perda de água devem ser moídas antes da secagem a menos que seu alto conteúdo de óleo torne difícil esta operação (particularmente em sementes como do gênero *Linum* com óleo de alto índice de iodo) ou sujeitas a ganhar peso por meio da oxidação do material moído. Se a moagem não for possível, o corte é permitido. Ver 7.1.6.5.

As sementes com moagem obrigatória encontram-se nos Quadros 7.1 e 7.2.

O moinho deve ser ajustado de forma que o tamanho das partículas desejado seja obtido. Para aquelas espécies que requerem uma moagem fina (Quadro 7.1), pelo menos 50% do material moído deverá passar através de peneiras de arame com aberturas de 0,50mm e não mais do que 10% deverá permanecer na peneira com aberturas de 1,00mm. Para aquelas espécies que requerem moagem grossa (Quadros 7.1 e 7.2), pelo menos 50% do material moído deve passar através de uma peneira com aberturas de 4,00mm, e não mais do que 55% deve passar através de uma peneira com aberturas de 2,00mm.

O tempo total do processo de moagem não deve exceder a dois minutos.

Quando usar o moinho, assegure-se que não haverá a contaminação de uma amostra para outra. A moagem deve ser realizada de forma a obter partículas com as dimensões requeridas.

Moer uma pequena quantidade da amostra, conferir as dimensões e rejeitar essa porção. Moer, então, uma quantidade da amostra um pouco maior do que aquela necessária para o teste.

#### 7.1.6.5 Corte

Sementes grandes de espécies florestais (peso de mil sementes > 200g) e sementes com tegumento muito duro, como de **Fabaceae** (Leguminosae), e/ou espécies com alto teor de óleo, devem ser cortadas em pequenos pedaços, menores do que 7,0mm. O corte deve ser realizado em duas amostras, cada uma de peso aproximado ao de cinco sementes intactas, retiradas da amostra média.

As amostras devem ser rapidamente cortadas, recombinadas e misturadas com uma colher, antes de serem retiradas as duas repetições, as quais devem ser colocadas em recipientes previamente pesados. A exposição da amostra ao ambiente não deve exceder a quatro minutos.

#### 7.1.6.6 Pré-secagem

Nas espécies em que a moagem é necessária e o grau de umidade das sementes for maior do que o indicado no Quadro 7.1, a pré-secagem é obrigatória. Duas amostras de trabalho, cada uma pesando  $25 \pm 1,0g$ , são colocadas em recipientes previamente pesados. As duas amostras, em seus recipientes, são então secadas a  $130^{\circ}C$  por 5-10 minutos, dependendo do grau de umidade das sementes, para reduzi-lo abaixo daquele exigido no Quadro 7.1.

O material parcialmente seco é, então, exposto ao ambiente de laboratório, por duas horas.

Após a pré-secagem as amostras devem ser novamente pesadas em seus recipientes para determinar a perda em peso e imediatamente após são moídas separadamente e o grau de umidade é determinado como o prescrito em 7.1.7. A pré-secagem não é obrigatória para as sementes em que o corte é indicado (Quadro 7.2).

No caso de sementes de *Zea mays*, com grau de umidade superior a 25,0%, estas devem ser espalhadas em uma camada de espessura inferior a 20mm e pré-secadas a  $65-75^{\circ}C$ , por 2-5horas, dependendo do grau de umidade inicial.

Para outras espécies de cereais com grau de umidade acima de 30,0%, as amostras devem ser pré-secadas durante o período de uma noite em lugar morno (como a parte superior externa da estufa) até obter umidade inferior a 17,0%. Cada laboratório pode desenvolver seu próprio procedimento de pré-secagem, a partir desta orientação. Após a pré-secagem a amostra deve ser novamente pesada para determinar a perda em peso.

### 7.1.7 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DE RESULTADOS

A porcentagem de umidade deve ser calculada na base do peso úmido, aplicando-se a seguinte fórmula:

$$\% \text{ de Umidade (U)} = \frac{100 (P-p)}{P-t}$$

Onde:

**P** = peso inicial, peso do recipiente e sua tampa mais o peso da semente úmida;

**p** = peso final, peso do recipiente e sua tampa mais o peso da semente seca;

**t** = tara, peso do recipiente com sua tampa.

A pesagem deve ser em gramas, com três casas decimais.

O resultado final é obtido através da média aritmética das porcentagens de cada uma das repetições retiradas da amostra de trabalho.

A aproximação do resultado, quando necessária, deve ser feita depois de calculada a média das repetições. Toda fração inferior a 0,05 deve ser desprezada.

O resultado dessa determinação deve ser informado no campo destinado a “Outras Determinações” do Boletim de Análise de Sementes em porcentagem e com uma casa decimal.

Quando for realizada a pré-secagem, o grau de umidade é calculado usando-se os resultados obtidos na pré-secagem e no segundo teste, pela fórmula:

$$U = U_1 + U_2 - \frac{U_1 \times U_2}{100}$$

Onde:

**U<sub>1</sub>** = o percentual de umidade obtido na pré-secagem;

**U<sub>2</sub>** = o percentual de umidade obtido na segunda determinação;

**U<sub>1</sub>** e **U<sub>2</sub>** são calculados utilizando a fórmula para a determinação do grau de umidade.

Se forem observadas sementes germinadas e/ou mofadas na amostra média, os resultados podem não refletir o grau de umidade do lote de sementes. Essa observação deverá constar no Boletim de Análise de Sementes.

### 7.1.8 TOLERÂNCIAS

A diferença entre os resultados das duas repetições não deve exceder de 0,5%. Se essa diferença for maior, a determinação deve ser repetida com outras duas amostras de trabalho, novamente coletadas para esse fim. Se as repetições desta segunda determinação, também, estiverem fora da tolerância, verifique se a média dos resultados dos dois testes está dentro da tolerância de 0,5%. Se estiver, informe o resultado médio. Se as repetições de ambas as determinações e a média dos resultados destas determinações estiverem fora da tolerância, descarte estes resultados, verifique os equipamentos, os procedimentos de laboratório e reinicie a determinação.

Para as sementes que necessitam de corte, onde a variação normalmente excede a tolerância de 0,5%, a amplitude de 0,3-2,5% é permitida e relacionada ao tamanho da semente e ao grau de umidade inicial (Tabela 7.1). Esta Tabela fornece as diferenças máximas toleradas entre os resultados de duas repetições. A Tabela é usada de acordo com a média inicial do grau de umidade da amostra e a diferença tolerada para cada tamanho da semente encontra-se na Tabela 7.1.

**TABELA 7.1 – Níveis de tolerância para diferenças entre as repetições na determinação do grau de umidade em sementes de arbustos e árvores (nível de significância não definido).**

Tamanho da semente	Média do grau de umidade (%)		
	<12	12 a 25	>25
Sementes pequenas*	0,3	0,5	0,5
Sementes grandes**	0,4	0,8	2,5

\* Sementes pequenas são aquelas com um tamanho tal que o peso de mil sementes é menor do que 200g.

\*\* Sementes grandes são aquelas com um tamanho tal que o peso de mil sementes é maior do que 200g.

Fonte: BONNER, F.T. Tolerance limits in measurement of tree moisture. *Seed Science and Technology*, Zürich, v.12, p.789-794,1984.

### 7.1.9 QUADROS COM METODOLOGIAS PARA DETERMINAR O GRAU DE UMIDADE DAS SEMENTES

**QUADRO 7.1 – Metodologia para determinação do grau de umidade em sementes de grandes culturas e olerícolas.**

O Método de Estufa a Baixa Temperatura pode ser usado para todas as espécies indicadas no Quadro. O Método de Estufa a Alta Temperatura pode ser usado como uma alternativa para as espécies em que há indicação.

Grandes culturas e olerícolas	Moagem/Corte	Espécies em que o Método de Estufa a Alta Temperatura pode ser usado	Tempo para o Método de Estufa a Alta Temperatura (horas)	Requer Pré-secagem
<i>Agrostis</i> spp.	Não	Sim	1	-
<i>Allium</i> spp.	Não	-	-	-
<i>Alopecurus pratensis</i>	Não	Sim	1	-
<i>Anethum graveolens</i>	Não	Sim	1	-
<i>Anthoxanthum odoratum</i>	Não	Sim	1	-
<i>Anthriscus</i> spp.	Não	Sim	1	-
<i>Apium graveolens</i>	Não	Sim	1	-
<i>Arachis hypogaea</i>	Corte	-	-	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Arrhenatherum</i> spp.	Não	Sim	1	-
<i>Asparagus officinalis</i>	Não	Sim	1	-

Grandes culturas e olerícolas	Moagem/Corte	Espécies em que o Método de Estufa a Alta Temperatura pode ser usado	Tempo para o Método de Estufa a Alta Temperatura (horas)	Requer Pré-secagem
<i>Avena spp.</i>	Textura Grossa	Sim	2	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Beta vulgaris</i>	Não	Sim	1	-
<i>Brachiaria spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Brassica spp.</i>	Não	-	-	-
<i>Bromus spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Camelina sativa</i>	Não	-	-	-
<i>Cannabis sativa</i>	Não	Sim	1	-
<i>Capsicum spp.</i>	Não	-	-	-
<i>Carum carvi</i>	Não	Sim	1	-
<i>Cenchrus spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Chloris gayana</i>	Não	Sim	1	-
<i>Cicer arietinum</i>	Textura Grossa	Sim	1	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Cichorium spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Citrullus lanatus</i>	Textura Grossa	Sim	1	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Cucumis spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Curcubita spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Cuminum cyminum</i>	Não	Sim	1	-
<i>Cynodon dactylon</i>	Não	Sim	1	-
<i>Cynosurus cristatus</i>	Não	Sim	1	-
<i>Dactylis glomerata</i>	Não	Sim	1	-
<i>Daucus carota</i>	Não	Sim	1	-
<i>Deschampsia spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Elytrigia spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Fagopyrum esculentum</i>	Textura Fina	Sim	2	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Festuca spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Galega orientalis</i>	Não	Sim	1	-
<i>Glycine max</i>	Textura Grossa	-	-	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Gossypium spp.</i>	Textura Fina	-	-	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Helianthus annuus</i>	Não	-	-	-
<i>Holcus lanatus</i>	Não	Sim	1	-

Grandes culturas e olerícolas	Moagem/Corte	Espécies em que o Método de Estufa a Alta Temperatura pode ser usado	Tempo para o Método de Estufa a Alta Temperatura (horas)	Requer Pré-secagem
<i>Hordeum vulgare</i>	Textura Fina	Sim	2	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Lactuca sativa</i>	Não	Sim	1	-
<i>Lathyrus spp.</i>	Textura Grossa	Sim	1	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Lepidium sativum</i>	Não	Sim	1	-
<i>Linum usitatissimum</i>	Não	-		-
<i>Lolium spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Lotus spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Lupinus spp.</i>	Textura Grossa	Sim	1	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Lycopersicon esculentum</i>	Não	Sim	1	-
<i>Macroptilium atropurpureum</i>	Textura Grossa	Sim	1	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Medicago spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Melilotus spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Nicotiana tabacum</i>	Não	Sim	1	-
<i>Onobrychis viciifolia</i>	Não	Sim	1	-
<i>Ornithopus sativus</i>	Não	Sim	1	-
<i>Oryza sativa</i>	Textura Fina	Sim	2	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Panicum spp.</i>	Não	Sim	2	-
<i>Papaver somniferum</i>	Não	Sim	1	-
<i>Paspalum spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Pastinaca sativa</i>	Não	Sim	1	-
<i>Petroselinum crispum</i>	Não	Sim	1	-
<i>Phacelia tanacetifolia</i>	Não	Sim	1	-
<i>Phalaris spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Phaseolus spp.</i>	Textura Grossa	Sim	1	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Phleum spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Pisum sativum</i>	Textura Grossa	Sim	1	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Poa spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Raphanus sativus</i>	Não	-	-	-

Grandes culturas e olerícolas	Moagem/Corte	Espécies em que o Método de Estufa a Alta Temperatura pode ser usado	Tempo para o Método de Estufa a Alta Temperatura (horas)	Requer Pré-secagem
<i>Ricinus communis</i>	Corte	-	-	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Scorzonera hispanica</i>	Não	Sim	1	-
<i>Secale cereale</i>	Textura Fina	Sim	2	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Sesamum indicum</i>	Não	-	-	-
<i>Setaria spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Sinapis spp.</i>	Não	-	-	-
<i>Solanum melongena</i>	Não	-	-	-
<i>Sorghum spp.</i>	Textura Fina	Sim	2	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Spinacia oleracea</i>	Não	Sim	1	-
<i>Trifolium spp.</i>	Não	Sim	1	-
<i>Trisetum flavescens</i>	Não	Sim	1	-
<i>Triticum spp.</i>	Textura Fina	Sim	2	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Triticosecale</i>	Textura Fina	Sim	2	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Valerianella locusta</i>	Nenhum	Sim	1	-
<i>Vicia spp.</i>	Textura Grossa	Sim	1	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Vigna spp.</i>	Textura Grossa	Sim	1	para 17,0% de umidade ou menos
<i>Zea mays</i>	Textura Fina	Sim	4	para 17,0% de umidade ou menos

**QUADRO 7.2 – Metodologia para determinação do grau de umidade em sementes de espécies florestais e arbustos.**

O Método de Estufa a Baixa Temperatura deve ser usado para todas as espécies deste Quadro.

Espécies florestais e arbustos	Moagem/Corte	Observações
<i>Abies spp.</i>	Não	
<i>Abies spp.</i>	Corte	Alto conteúdo de óleo
<i>Acacia spp.</i>	Moagem	
<i>Acer spp.</i>	Moagem	Devido à heterogeneidade
<i>Aesculus hippocastanum</i>	Corte	

<b>Espécies florestais e arbustos</b>	<b>Moagem/Corte</b>	<b>Observações</b>
<i>Ailanthus altissima</i>	Moagem	
<i>Alnus</i> spp.	Não	
<i>Amorpha fruticosa</i>	Moagem	
<i>Betula</i> spp.	Não	
<i>Calocedrus decurrens</i>	Moagem	
<i>Caragana arborescens</i>	Moagem	
<i>Carpinus betulus</i>	Moagem	
<i>Castanea sativa</i>	Corte	
<i>Catalpa</i> spp.	Moagem	
<i>Cedrela</i> spp.	Não	
<i>Cedrus</i> spp.	Corte	Alto conteúdo de óleo
<i>Chamaecyparis</i> spp.	Não	
<i>Cornus</i> spp. (PMS ≤ 200g)	Moagem	Tegumento duro
<i>Cornus</i> spp. (PMS > 200g)	Moagem	
<i>Corylus avellana</i>	Corte	
<i>Cotoneaster</i> spp.	Não	
<i>Crataegus monogyna</i>	Moagem	
<i>Cryptomeria japonica</i>	Não	
<i>Cupressus</i> spp.	Não	
<i>Cydonia oblonga</i>	Não	
<i>Cytisus scoparius</i>	Moagem	
<i>Elaeagnus angustifolia</i>	Moagem	
<i>Eucalyptus</i> spp.	Não	
<i>Euonymus europaeus</i>	Moagem	
<i>Fagus sylvatica</i>	Corte	
<i>Fraxinus</i> spp.	Moagem	
<i>Ginkgo biloba</i>	Corte	
<i>Gleditsia triacanthos</i>	Moagem	
<i>Ilex aquifolium</i>	Moagem	
<i>Juniperus</i> spp.	Moagem	
<i>Koelreuteria paniculata</i>	Moagem	
<i>Laburnum</i> spp.	Moagem	
<i>Larix</i> spp.	Não	
<i>Larix neurolepis</i>	Não	
<i>Ligustrum vulgare</i>	Moagem	
<i>Liquidambar styraciflua</i>	Não	
<i>Liriodendron tulipifera</i>	Moagem	
<i>Mahonia aquifolium</i>	Não	
<i>Malus</i> spp. (exceto <i>M. sylvestris</i> )	Não	
<i>Malus sylvestris</i>	Moagem	
<i>Malva sylvestris</i>	Não	
<i>Morus</i> spp.	Não	
<i>Nothofagus</i> spp.	Não	
<i>Picea</i> spp.	Não	
<i>Pinus</i> spp. (PMS ≤ 200g)	Não	
<i>Pinus</i> spp. (PMS > 200g)	Corte	
<i>Platanus</i> spp.	Não	
<i>Populus</i> spp.	Não	
<i>Prunus</i> spp.	Moagem	
<i>Pseudotsuga menziesii</i>	Não	
<i>Pyrus</i> spp.	Não	
<i>Quercus</i> spp.	Corte	

Espécies florestais e arbustos	Moagem/Corte	Observações
<i>Robinia pseudoacacia</i>	Moagem	
<i>Rosa spp.</i>	Não	
<i>Salix spp.</i>	Não	
<i>Sequoia sempervirens</i>	Não	
<i>Sequoiadendron giganteum</i>	Não	
<i>Sophora japonica</i>	Moagem	
<i>Sorbus spp.</i>	Não	
<i>Spartium junceum</i>	Moagem	
<i>Syringa spp.</i>	Não	
<i>Taxodium distichum</i>	Corte	
<i>Taxus spp.</i>	Moagem	
<i>Tectona grandis</i>	Corte	
<i>Thuja spp.</i>	Não	
<i>Tilia spp.</i> (PMS ≤ 200g)	Não	
<i>Tilia spp.</i> (PMS > 200g)	Moagem	
<i>Tsuga spp.</i>	Não	
<i>Ulmus spp.</i>	Não	
<i>Viburnum opulus</i>	Moagem	
<i>Zelkova serrata</i>	Não	

## 7.2 DETERMINAÇÃO DO GRAU DE UMIDADE POR MÉTODOS EXPEDITOS

### 7.2.1 CALIBRAÇÃO DE EQUIPAMENTOS

#### 7.2.1.1 Objetivo

Calibrar os equipamentos e verificar a eficiência destes na determinação do grau de umidade das sementes.

#### 7.2.1.2 Princípio

Os métodos descritos são indicados para comparação entre os resultados obtidos pelos equipamentos e pelo método de estufa. Todos os equipamentos podem ser usados, desde que sejam atendidas as metodologias de calibração dos equipamentos e de execução da determinação do grau de umidade.

A calibração deve ser repetida pelo menos uma vez por ano.

É necessário calibrar o equipamento para cada espécie a ser analisada.

#### 7.2.1.3 Equipamentos e Materiais

Os seguintes equipamentos são necessários:

- Determinador de Umidade

- Quando o determinador indicar diretamente o grau de umidade, o nome da espécie deverá ser indicado claramente no aparelho.
- Quando o determinador de umidade não indicar diretamente o grau de umidade, uma Tabela de conversão deverá estar disponível para cada espécie testada. As exigências referentes ao intervalo da escala (veja item c) devem ser atendidas e as diferenças máximas permitidas (Tabela 7.2) devem ser aplicadas aos resultados de umidade em porcentagem, obtidos na tabela de conversão, e não à leitura direta da escala do determinador de umidade.
- O intervalo da escala deve ser tal que o grau de umidade possa ser lido pelo menos com uma casa decimal.
- A estrutura do determinador de umidade deve ser robusta e construída de maneira que os principais componentes do equipamento sejam protegidos da poeira e umidade.



- Recipientes herméticos;
- Peneiras apropriadas para a espécie, para remover as impurezas da amostra de calibração, que podem interferir na determinação;
- Moinho; quando o manual de operações do determinador de umidade eletrônico especificar moagem, uma subamostra da amostra média deve ser moída. A textura da moagem deverá estar de acordo com a especificada no manual. Se não houver especificação ela deverá estar de acordo com 7.1.6.4;
- Balança apropriada para o equipamento utilizado;
- Materiais necessários para determinação do grau de umidade pelo método de estufa.

#### 7.2.1.4 Procedimento para Calibração

##### 7.2.1.4.1 Precauções

A calibração dos equipamentos pode ser afetada por muitas variáveis, incluindo espécies, cultivares, grau de maturidade, umidade, temperatura e impurezas.

O equipamento e as amostras deverão ser equilibrados a uma mesma temperatura antes da determinação.

Durante a determinação, a exposição da amostra ao ambiente de laboratório deverá ser reduzida ao mínimo possível.

##### 7.2.1.4.2 Amostra de Calibração

Cinco amostras de no mínimo duas cultivares de cada espécie deverão ser obtidas, para cada equipamento a ser calibrado. As amostras de cada cultivar deverão ter umidades compatíveis com a amplitude permitida pelo equipamento. Se a amplitude total não for possível em amostras naturais, amostras poderão ser preparadas.

Se há evidência de que as cultivares de uma espécie apresentam resultados significativamente diferentes, a calibração por cultivar, ou grupo de cultivares é necessária.

As amostras selecionadas devem ser livres de fungos, fermentação e sementes em início de germinação.

As amostras com impurezas, que possam interferir na determinação, devem ser limpas manualmente com peneiras ou separadores mecânicos.

##### 7.2.1.4.3 Recipiente para a amostra de calibração

O recipiente da amostra de calibração deve ser preenchido com aproximadamente 2/3 de sua capacidade. Se o recipiente estiver excessivamente cheio a amostra não poderá ser bem misturada. Se o recipiente não estiver suficientemente preenchido podem ocorrer trocas higrométricas entre as sementes e o ar presente no recipiente, e isso pode resultar em alteração no grau de umidade da amostra no período anterior ao teste. Os recipientes devem ser lacrados e armazenados a  $5\pm 2^{\circ}\text{C}$  até serem usados.

##### 7.2.1.4.4 Amostras de trabalho obtidas da amostra de calibração

As amostras de trabalho devem ser obtidas após bem misturadas, usando um dos seguintes métodos:

- a) misturar a amostra no próprio recipiente com uma colher;
- b) colocar a abertura do recipiente original contra a abertura de um recipiente similar e despejar as sementes de um para o outro.

Cada amostra de trabalho deve ser retirada de maneira a não ficar exposta ao ambiente mais do que 30 segundos.

##### 7.2.1.4.5 Pesagem

A pesagem quando necessária deve ser de acordo com 2.5.2.e (Quadro 2.1 do Capítulo de Pureza).

#### 7.2.1.4.6 Métodos

O grau de umidade das amostras de calibração é obtido usando-se o método de estufa como método de referência.

Três determinações sucessivas são realizadas em cada amostra de calibração, usando o equipamento de acordo com as instruções do fabricante.

Após cada determinação, a amostra testada é devolvida para a amostra de calibração. A amostra de calibração é então, novamente, misturada antes da retirada da próxima amostra de trabalho. Quando a determinação inutiliza a amostra, a obtenção do grau de umidade deve ser feita com três amostras de trabalho independentes.

Após a determinação do grau de umidade da amostra de calibração no equipamento o mesmo deve ser confirmado pelo método de estufa.

#### 7.2.1.5 Cálculo

##### 7.2.1.5.1 Método de referência – Estufa

Para cada amostra testada dois resultados são obtidos,  $X_1$  antes de determinar o grau de umidade com o equipamento, e  $X_2$  obtido após a utilização do mesmo. A média desses dois resultados é o valor real ( $X_r$ ) do grau de umidade desde que a diferença entre eles não seja maior do que 0,5%. Se essa diferença for maior a determinação deve ser repetida.

##### 7.2.1.5.2 Equipamentos

Para cada amostra de calibração três resultados são obtidos no determinador de umidade ( $Y_1$ ,  $Y_2$  e  $Y_3$ ).

$$\text{Calcule a média dos resultados } Y_x = \frac{Y_1 + Y_2 + Y_3}{3}$$

e calcule  $Z$  (diferença entre  $Y_x$  e o valor real ( $X_r$ ) do grau de umidade):  $Z = Y_x - X_r$

##### 7.2.1.5.3 Diferenças máximas permitidas

O equipamento é considerado calibrado quando  $Z$  (a diferença entre  $Y_x$  e o valor real ( $X_r$ )) é menor do que as diferenças máximas permitidas (Tabela 7.2).

**TABELA 7.2 – Diferenças máximas permitidas do valor real.**

Valor real (método de referência)	Máxima diferença permitida	
Menor do que 10,0%	Sementes não palhentas	±0,4%
	Sementes palhentas*	±0,5%
Maior ou igual a 10,0%	Sementes não palhentas	±0,04 x grau de umidade
	Sementes palhentas*	±0,05 x grau de umidade

\* Ver definição de sementes palhentas no Capítulo de Análise de Pureza (item 2.6.2.3 e 2.8 Quadro 2.2).

Para a comparação, a média dos resultados das repetições é arredondada para uma casa decimal antes de ser usada.

## 7.2.2 DETERMINAÇÃO DO GRAU DE UMIDADE – EQUIPAMENTOS

### 7.2.2.1 Objetivo

Determinar o grau de umidade das diferentes espécies de sementes usando um equipamento calibrado.

### 7.2.2.2 Princípio

O grau de umidade de uma amostra de sementes afeta suas propriedades físico-químicas e elétricas. O grau de umidade pode ser determinado baseado nessas propriedades e equipamentos estão disponíveis para uso em rotina.

### 7.2.2.3 Equipamentos

Os seguintes equipamentos são necessários, dependendo do método usado:

- determinador de umidade
- recipientes herméticos
- moinho
- balança

### 7.2.2.4 Procedimento

#### 7.2.2.4.1 Precauções

A amostra média será aceita para determinação de umidade somente se estiver intacta e em recipiente a prova de umidade, do qual o ar tenha sido retirado tanto quanto possível.

Durante a determinação a exposição da amostra ao ambiente de laboratório deve ser reduzida ao mínimo.

Quando a temperatura da amostra for muito diferente da temperatura do ambiente, onde o equipamento é utilizado, há risco de condensação. Antes do teste, as amostras deverão entrar em equilíbrio com a temperatura do ambiente.

#### 7.2.2.4.2 Amostra de Trabalho

A determinação deve ser realizada em duas amostras de trabalho, retiradas independentemente, com o peso/volume requerido para o equipamento. Para cada amostra devem ser utilizadas duas repetições.

Antes da retirada das amostras de trabalho, a amostra média deve ser bem misturada por um dos seguintes métodos:

- a) misturar a amostra no próprio recipiente com uma colher;
- b) colocar a abertura do recipiente original contra a abertura de um recipiente similar e despejar as sementes de um para o outro.

Cada amostra de trabalho deve ser retirada de modo que não seja exposta ao ar por mais de 30 segundos.

#### 7.2.2.4.3 Pesagem

A pesagem quando necessária deverá ser de acordo com 2.5.2.e (Quadro 2.1 do Capítulo de Pureza).

### 7.2.2.5 Cálculo e Expressão dos Resultados

O grau de umidade em porcentagem por peso deve ser calculado com uma casa decimal, utilizando a seguinte fórmula:

$$U\% = \frac{U_1 + U_2}{2}$$

Onde  $U_1$  e  $U_2$  são as médias das repetições de cada determinação.

O resultado é a média aritmética das duas determinações realizadas na amostra.

#### 7.2.2.5.1 Tolerâncias

A diferença entre as duas determinações não deve exceder 0,5%. Se essa diferença for maior a determinação deve ser repetida.

Se as repetições desta segunda determinação estiverem dentro da tolerância informe a média deste resultado. Se as repetições desta segunda determinação também estiverem fora da tolerância, verifique se a média dos resultados dos dois testes está dentro da tolerância (0,5%). Se estiver, informe o resultado médio. Se as repetições de ambas as determinações, bem como a média dos resultados estiverem fora da tolerância, descarte os testes, verifique o equipamento, os procedimentos de laboratório e reinicie a determinação.

#### 7.2.2.6 Informação de Resultados

O grau de umidade deve ser informado com uma casa decimal.

Se for observado sementes germinadas e/ou mofadas na amostra média, os resultados podem não refletir o grau de umidade do lote. Essa observação deverá constar no campo “Outras Determinações” do Boletim de Análise de Sementes.

#### 7.2.2.7 Aferição de Rotina entre a Estufa e o Determinador de Umidade

A Tabela 7.3 deve ser usada quando da aferição entre a estufa e o determinador de umidade. Este equipamento deverá estar calibrado de acordo com as RAS.

**TABELA 7.3 – Limites de tolerância para as diferenças entre a determinação de umidade na estufa e no determinador de umidade.**

Palhentas*		Não palhentas	
Média da determinação de umidade na estufa	Tolerância	Média da determinação de umidade na estufa	Tolerância
< 10,9%	0,5	< 11,3%	0,4
11–12,9%	0,6	11,3–13,7%	0,5
13–14,9%	0,7	13,8–16,2%	0,6
15–16,9%	0,8	16,3–18,0%	0,7
17–18,0%	0,9		

\* Ver definição de sementes palhentas no capítulo de Análise de Pureza (2.6.2.3 e 2.8 Quadro 2.2).

Durante a aferição, um máximo de 5% das amostras podem apresentar uma diferença maior do que a máxima diferença permitida. Se mais do que 5% das amostras apresentarem diferença maior do que a permitida, uma nova calibração deve ser realizada.

#### 7.2.2.8 Aferição de resultados entre diferentes determinadores de umidade

A Tabela 7.4 deverá ser usada na comparação de resultados entre dois determinadores de umidade.

**TABELA 7.4 – Limites de tolerância para as diferenças entre determinações do grau de umidade realizadas em diferentes equipamentos.**

Palhentas*		Não palhentas	
Grau de Umidade	Tolerância	Grau de Umidade	Tolerância
Média dos dois equipamentos		Média dos dois equipamentos	
< 10,5%	1,0	< 10,7%	0,8
10,5–11,4%	1,1	10,7–11,8%	0,9
11,5–12,4%	1,2	11,9–13,1%	1,0
12,5–13,4%	1,3	13,2–14,3%	1,1
13,5–14,4%	1,4	14,4–15,6%	1,2
14,5–15,4%	1,5	15,7–16,8%	1,3
15,5–16,4%	1,6	16,9–18,0%	1,4
16,5–17,4%	1,7		
17,5–18,0%	1,8		

\* Ver definição de sementes palhentas no capítulo de Análise de Pureza (2.6.2.3 e 2.8 Quadro 2.2).

#### BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

BONNER, F.T. Tolerance limits in measurement of tree moisture. **Seed Science and Technology**, Zürich, v.12, p.789 -794, 1984.

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Determinação do grau de umidade. In: **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/CLAV, 1992. cap.7, p.183-190.

ISTA – INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. Determination of moisture content. In: **International rules for seed testing**. ed.2007. Bassersdorf, 2007. cap.9, p.9.1-9.20.

ISTA – INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. Determination of moisture content. In: **International rules for seed testing**. ed.2008. Bassersdorf, 2008. cap.9, p.9.1-9.20.

ISTA – INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. **Proposed changes to the International rules for seed testing**. ed.2007. Bassersdorf, Moisture Committee, 2007. 95p.



# 8

## ANÁLISE DE SEMENTES REVESTIDAS



## 8.1 OBJETIVO

Obter informações sobre o valor agrícola de sementes revestidas, de maneira que se possa distinguir as sementes do material inerte, uma vez que é impraticável a análise de pureza, como descrita no Capítulo 2, sem destruir as estruturas essenciais à análise.

Com esse propósito, são prescritas técnicas e definições, onde aquelas descritas nos respectivos Capítulos não são diretamente aplicáveis. Pode ser utilizado um grande número de materiais para revestir sementes em unidades individuais como as pelotas ou distribuídas em fitas ou lâminas. Entretanto, sementes tratadas (com aplicação somente de agrotóxicos, corantes ou outros aditivos) de maneira que não altere significativamente seu tamanho, peso ou formato, não são consideradas como revestidas e devem ser analisadas de acordo com os métodos indicados nos respectivos Capítulos.

Quando não forem dadas instruções específicas sobre o teste a ser realizado, devem ser seguidas aquelas prescritas no respectivo Capítulo. Quando forem feitas referências a sementes pelotizadas, essas também são aplicáveis às sementes incrustadas e em grânulos; e quando houver referências a sementes em fitas, essas também são aplicáveis a sementes em lâminas.

## 8.2 DEFINIÇÕES

Sementes revestidas incluem as sementes pelotizadas, em grânulos, incrustadas, em fitas e em lâminas.

### 8.2.1 SEMENTES PELOTIZADAS

São unidades aproximadamente esféricas desenvolvidas para semeadura de precisão, normalmente contendo uma única semente, cujo tamanho e formato original nem sempre ficam evidentes. A pelota, além do material aglomerante e corante, pode conter agrotóxicos, nutrientes ou outros aditivos.

### 8.2.2 SEMENTES EM GRÂNULOS

São unidades aproximadamente cilíndricas que podem conter mais de uma semente. O grânulo, além do material aglomerante, pode conter agrotóxicos, nutrientes, corantes ou outros aditivos.

### 8.2.3 SEMENTES INCRUSTADAS

São unidades com aproximadamente o mesmo formato das sementes, com o tamanho e o peso modificado em maior ou menor escala. O material usado para a incrustação pode conter agrotóxicos, nutrientes, corantes ou outros aditivos.

### 8.2.4 SEMENTES EM FITAS

Fitas estreitas de papel ou de outros materiais degradáveis, com sementes distribuídas ao acaso, em grupos ou em uma única linha.

### 8.2.5 SEMENTES EM LÂMINAS

Lâminas largas de papel ou de outros materiais degradáveis, com sementes distribuídas ao acaso, em grupos ou em linhas.



### 8.3 AMOSTRAGEM

#### 8.3.1 TAMANHO DO LOTE

O número máximo de sementes pelotizadas, incrustadas, em grânulo ou em fitas, não deve exceder a 1.000.000.000 (10.000 unidades de 100.000 sementes), desde que o peso do lote, incluindo o material de revestimento, fique abaixo de 42.000kg (40.000kg mais 5%).

#### 8.3.2 INTENSIDADE DE AMOSTRAGEM

A amostragem do lote de sementes revestidas deve ser feita de acordo com a intensidade apropriada ao lote em particular como estabelecido no Capítulo 1. A amostragem de um lote de sementes em fita deve ser feita através da retirada de pacotes ou pedaços (de rolos) de fita, aleatoriamente, de maneira análoga à prescrita em 1.4.3, desde que os pacotes ou rolos contendo até 2.000.000 (20 unidades de 100.000) sementes possam ser reunidos como uma unidade básica e, assim, possam ser considerados como um recipiente.

#### 8.3.3 TAMANHO DA AMOSTRA MÉDIA

A amostra média deve conter no mínimo o número de sementes revestidas indicadas na segunda coluna dos Quadros 8.1 e 8.2. Se for utilizada uma amostra menor, no caso de lotes pequenos de alto valor comercial, deve ser informado no Boletim de Análise de Sementes: “A amostra média contém somente ..... (n°) sementes revestidas, estando em desacordo com as Regras para Análise de Sementes”.

**QUADRO 8.1 — Tamanho das amostras de sementes revestidas em número de pelotas.**

Determinações	Amostra média (n° mínimo)	Amostra de trabalho (n° mínimo)
Análise de Pureza (incluindo a Verificação de Espécies)	7.500	2.500
Determinação do Peso (Peso de Mil Pelotas e Classificação por Tamanho)	7.500	Fração de pelotas puras
Germinação	7.500	400
Tetrazólio	7.500	400/200
Determinação de Outras Sementes por Número	10.000	7.500
Determinação de Outras Sementes por Número (sementes incrustadas ou em grânulos)	25.000	25.000
Classificação por tamanho	10.000	2.000

**QUADRO 8.2 — Tamanho das amostras de sementes em fitas.**

Determinações	Amostra média (n° mínimo de sementes)	Amostra de trabalho (n° mínimo de sementes)
Verificação de Espécies	2.500	100
Germinação	2.500	400
Tetrazólio	2.500	400/200
Análise de Pureza (se solicitada)	2.500	2.500
Determinação de Outras Sementes por Número	10.000	7.500

#### 8.3.4 OBTENÇÃO E ACONDICIONAMENTO DA AMOSTRA MÉDIA

Como as amostras médias de sementes revestidas normalmente contêm menor número de sementes do que as amostras não revestidas da mesma espécie, são necessários cuidados especiais na obtenção destas, para que se tenha realmente uma amostra representativa do lote. São também necessárias precauções para evitar danos ou modificações nas pelotas ou nas fitas durante a amostragem, manuseio e transporte. Essas amostras devem ser acondicionadas em embalagens apropriadas.

### 8.3.5 TAMANHO DA AMOSTRA DE TRABALHO

As amostras de trabalho devem conter no mínimo o número de pelotas ou sementes indicado na terceira coluna dos Quadros 8.1 e 8.2.

### 8.3.6 OBTENÇÃO DA AMOSTRA DE TRABALHO

Para as sementes revestidas podem ser utilizados os divisores de amostras descritos no Capítulo 1, desde que a altura de queda das sementes não exceda a 25cm, para não causar danos às pelotas. Para as sementes em fita, retirar ao acaso pedaços de fita, até obter um número de sementes suficiente para os testes.

## 8.4 ANÁLISE DE PUREZA

### 8.4.1 OBJETIVO

A análise de pureza das sementes no interior das pelotas e fitas, não é obrigatória. Porém, se solicitada pelo requerente da amostra, a análise de pureza deve ser feita nas sementes removidas das pelotas ou fitas, seguindo as indicações do Capítulo 2. Em 8.4.2 estão descritas definições para a separação das sementes pelotizadas, mas para sementes em fitas esta separação não é realizada.

### 8.4.2 DEFINIÇÕES PARA SEMENTES PELOTIZADAS

#### a) Pelotas puras

Pelotas puras devem incluir: pelotas inteiras, contendo ou não semente no seu interior; pelotas quebradas ou danificadas, desde que mais da metade da semente esteja envolvida pelo material aglomerante, exceto quando for óbvio que a semente não pertence à espécie indicada pelo requerente ou quando não houver semente presente.

#### b) Sementes não pelotizadas

Sementes não pelotizadas devem incluir: sementes livres, de qualquer espécie; pelotas quebradas contendo semente que não pertence à espécie indicada pelo requerente; pelotas quebradas contendo semente da espécie indicada pelo requerente, mas não incluídas na fração de pelotas puras.

#### c) Material inerte

Material inerte deve incluir: material aglomerante livre; pelotas quebradas que não contenham sementes; qualquer outro material definido como inerte no Capítulo 2.

### 8.4.3 PRINCÍPIOS GERAIS

A amostra de trabalho é separada nos três componentes seguintes: pelotas puras, sementes não pelotizadas e material inerte, e a porcentagem de cada um desses componentes é determinada por peso.

Todas as espécies e qualquer tipo de material inerte presentes devem ser, tanto quanto possível, identificados e, se solicitado, as suas porcentagens em peso devem ser relatadas.

### 8.4.4 VERIFICAÇÃO DA ESPÉCIE

Para verificar se as sementes no interior das pelotas pertencem à espécie indicada pelo requerente, é obrigatório remover o material pelotizante de 100 pelotas, retiradas da porção de pelotas puras da análise de pureza, e determinar a espécie de cada semente. O material aglomerante deve ser lavado ou removido a seco. Para sementes em fitas, dependendo do material de que esta fita é feita, as sementes devem ser

retiradas ou a fita dissolvida, de modo que 100 sementes possam ser examinadas. Quando as sementes nas fitas forem também pelotizadas, o material aglomerante deve ser removido, como indicado acima. A amostra de trabalho é examinada para qualquer outra espécie ou para determinadas espécies, solicitadas pelo requerente. O número de sementes de cada espécie encontrada no teste de 100 sementes removidas das pelotas ou das fitas devem ser informados no Boletim de Análise de Sementes em “Outras Determinações” e a identificação das sementes em “Observações”.

#### 8.4.5 PROCEDIMENTO

##### a) Amostra de trabalho

Para sementes em pelotas, a análise de pureza deve ser realizada em uma amostra de trabalho obtida a partir da amostra média, como indicado em 8.3.6. O tamanho da amostra de trabalho deve ser o indicado na terceira coluna do Quadro 8.1. A análise pode ser realizada em uma amostra de trabalho com o número de pelotas indicado ou em duas subamostras, com no mínimo metade desse número, retiradas independentemente. A amostra de trabalho ou cada subamostra deve ser pesada em gramas, com o número de casas decimais necessárias para calcular a porcentagem dos componentes, com uma casa decimal (ver 2.5.2.e e Quadro 2.1).

##### b) Separação

A amostra, ou subamostras, de trabalho, depois de pesada, deve ser separada em seus componentes como definido em 8.4.2.

#### 8.4.6 ANÁLISE DE PUREZA EM SEMENTES REMOVIDAS DAS PELOTAS OU FITAS

Quando for solicitada pelo requerente a análise de pureza de sementes removidas das pelotas, o material de revestimento pode ser retirado por lavagem ou removido a seco. Amostra de no mínimo 2.500 pelotas deve ter o material aglomerante removido através da agitação em peneiras de malha fina, de acordo com o tamanho da semente, imersas em água. O material aglomerante é disperso na água e as sementes secadas durante a noite sobre papel de filtro e depois em uma estufa com circulação de ar e temperatura indicada para a espécie em 7.1.6.6. Depois de secas, as sementes devem ser submetidas a análise de pureza, de acordo com o Capítulo 2.

Quando for solicitada a análise de pureza de sementes removidas das fitas, o material da fita da amostra de trabalho deve ser cuidadosamente separado e retirado. Quando a fita for feita de material solúvel em água, esta pode ser umedecida até que as sementes fiquem livres. Quando as fitas possuírem sementes pelotizadas, deve ser seguido o procedimento descrito no parágrafo anterior. As sementes úmidas devem ser secadas e submetidas à análise de pureza. As partes componentes (sementes puras, outras sementes e material inerte) devem ser informadas em porcentagem de seu peso total, ignorando o material da fita.

#### 8.4.7 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS

A porcentagem do peso de cada componente deve ser calculada com uma casa decimal. A porcentagem de sementes de uma determinada espécie não pelotizada e de um determinado tipo de material inerte não precisa necessariamente ser calculada, exceto quando for solicitado como em 2.7. As porcentagens devem ser baseadas na soma dos pesos dos componentes e não no peso inicial da amostra de trabalho; porém, a soma dos pesos dos componentes deve ser comparada com o peso inicial para verificar a perda de material ou outro erro, não devendo ultrapassar a tolerância de 3%. Se a análise for realizada com duas subamostras, a diferença não deve exceder à tolerância entre repetições constante na quarta coluna da Tabela 18.4. Se a diferença exceder à tolerância, deve ser seguido o procedimento descrito em 2.6.

O resultado da análise de pureza deve ser expresso com uma casa decimal e a porcentagem de todos os componentes deve totalizar 100,0%. Componentes presentes em menos de 0,05% devem ser informados como “traço”.

As sementes puras, outras sementes e o material inerte, devem ter seus resultados expressos em porcentagem do peso total e devem ser informados nos espaços reservados para análise de pureza do Boletim de Análise de Sementes, exceto o peso das fitas, ou do material aglomerante, que deve ser informado em “Observações”, acrescentando-se “... g de material excluído”.

## 8.5 DETERMINAÇÃO DE OUTRAS SEMENTES POR NÚMERO

### 8.5.1 OBJETIVO

Estimar o número de sementes de outras espécies. Esta determinação só é realizada a pedido do requerente.

### 8.5.2 DEFINIÇÕES

A Determinação de Outras Sementes refere-se às espécies que não estão incluídas na porção “Semente Pura”, devendo ser observada a definição prescrita no Capítulo 2 – em 2.2.1 e 2.2.2.

### 8.5.3 PRINCÍPIOS GERAIS

A determinação é feita por meio da contagem das sementes da espécie, ou grupos de espécies, designado pelo requerente, e o resultado é expresso em número de sementes encontradas no peso de amostra examinada e número aproximado de pelotas examinadas, ou para sementes em fitas, em comprimento ou área de lâmina examinada.

### 8.5.4 PROCEDIMENTO

#### a) Amostra de trabalho

A amostra de trabalho não deve ser menor do que a prescrita na terceira coluna dos Quadros 8.1 e 8.2. A amostra de trabalho das pelotas pode ser dividida em duas subamostras.

#### b) Determinação

O material de revestimento ou da fita deve ser removido como descrito em 8.4.6, porém a secagem não é obrigatória. A amostra de trabalho é examinada para sementes de todas as outras espécies ou para aquelas solicitadas pelo requerente.

### 8.5.5 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DE RESULTADOS

O resultado é expresso em número de sementes pertencentes a cada espécie encontradas no peso da amostra de trabalho e no número aproximado de sementes pelotizadas examinadas ou, para sementes em fitas, em comprimento de fita (ou área de lâmina) examinada. Além disso, o número por unidade de peso, comprimento ou área (exemplo: por quilograma, metro ou metro quadrado) pode ser calculado.

As tolerâncias admitidas entre duas determinações feitas no mesmo ou em diferentes laboratórios encontram-se na Tabela 18.6. As duas amostras a serem comparadas devem ter aproximadamente o mesmo peso, comprimento ou área de fita.

O peso e o número de sementes pelotizadas e/ou o comprimento de fita (ou área de lâmina) examinado, o nome científico e o número de sementes de cada espécie procurada e encontrada nesse peso, o comprimento ou a área, devem ser informados no Boletim de Análise de Sementes. O número de sementes encontradas

e a sua identificação devem ser informadas em “Determinação de Outras Sementes por Número”, embora o resultado também possa adicionalmente ser expresso em número de sementes por quilograma, metro ou metro quadrado, o que deve ser informado no campo “Observações”.

## 8.6 TESTE DE GERMINAÇÃO

### 8.6.1 OBJETIVO

Determinar a porcentagem do número de plântulas normais da espécie em análise, conforme descrito no Capítulo 5, usando pelotas da porção de pelotas puras ou da fita, sem a remoção das sementes. Um teste de germinação adicional pode ser feito em sementes puras removidas das pelotas ou fitas por solicitação do requerente ou para comparação com o teste de pelotas ou fita, porém deve ser tomado muito cuidado para que, ao se retirar o material de revestimento, não seja afetada a capacidade germinativa das sementes.

### 8.6.2 DEFINIÇÕES

A avaliação das plântulas e sua classificação como normal ou anormal deve ser feita de acordo com as definições e indicações do Capítulo 5. Uma semente revestida é considerada germinada se produzir pelo menos uma plântula normal da espécie declarada pelo requerente. Plântulas que obviamente não pertencem à espécie indicada pelo requerente, embora sendo normais, não devem ser incluídas na porcentagem de germinação, mas seu número deve ser informado separadamente.

### 8.6.3 PRINCÍPIOS GERAIS

O teste de germinação em sementes pelotizadas deve ser realizado com pelotas provenientes da fração de pelotas puras da análise de pureza. As pelotas devem ser colocadas no substrato nas condições em que foram recebidas (sem lavagem ou embebição). O teste de germinação, de sementes em fitas, deve ser realizado sem a remoção das sementes ou qualquer pré-tratamento.

### 8.6.4 MATERIAIS

Os substratos permitidos são papel e areia. Para sementes revestidas é recomendado o uso de papel de filtro plissado, sendo que para aquelas em fitas, o substrato entre papel na posição vertical também é considerado satisfatório.

### 8.6.5 EQUIPAMENTOS

São utilizados os mesmos equipamentos descritos no Capítulo 5.

### 8.6.6 PROCEDIMENTO

#### a) Amostra de trabalho

As pelotas puras devem ser bem homogeneizadas e 400 dessas devem ser contadas ao acaso em repetições de 100 e depois semeadas. A amostra de trabalho de sementes em fitas deve consistir de pedaços de fita retirados ao acaso, constituindo quatro repetições de no mínimo 100 sementes cada.

#### b) Condições para o teste

Métodos, substratos, temperaturas, condições de luz e tratamentos especiais, para cada espécie em análise, devem ser usados como prescritos no Quadro 5.1. Quando os substratos indicados no Quadro 5.1 não apresentarem resultados satisfatórios, o papel plissado deve ser usado para pelotas e o substrato entre papel para as sementes em fita. O suprimento de água pode ser alterado de acordo com o material aglomerante e o tipo de semente, de modo a proporcionar

condições ótimas para a germinação. Se o material aglomerante aderir ao cotidélone, deve-se borrifar água cuidadosamente nas plântulas no momento da contagem.

**c) Tratamentos especiais para superar a dormência**

Quando houver sementes dormentes no final do teste, este deve ser repetido, usando-se um dos tratamentos especiais indicados no Quadro 5.1.

**d) Duração do teste**

Pode ser necessário prolongar o período do teste prescrito no Quadro 5.1. No entanto, uma germinação lenta pode indicar que as condições do teste não são as melhores. Neste caso um novo teste deve ser realizado, com sementes sem o material de revestimento, para comparação.

**e) Avaliação**

A avaliação das plântulas como normal ou anormal deve ser feita de acordo com as definições do Capítulo 5. Anormalidades podem ser causadas ocasionalmente pelo material aglomerante ou pelas fitas e, quando houver tal suspeita, deve ser realizado um novo teste em solo, de acordo com as recomendações contidas no Capítulo 5.

**f) Unidade-Semente Múltipla**

Unidade-Semente Múltipla pode ocorrer em pelotas ou em fitas ou mais de uma semente pode ser encontrada em uma pelota. Em ambos os casos elas devem ser avaliadas como uma única semente. O resultado do teste indica a porcentagem de estruturas ou pelotas que produziram pelo menos uma plântula normal. Pelotas ou sementes em fitas produzindo duas ou mais plântulas devem ser contadas e anotadas.

Quando as pelotas são testadas como sementes monogérmicas, o número de pelotas que tenha produzido uma, duas ou mais de duas plântulas normais é determinado (contado) no teste de germinação e cada um é expresso como porcentagem do número total de pelotas que tenha originado pelo menos uma plântula normal.

### 8.6.7 CÁLCULO E INFORMAÇÕES DE RESULTADOS

Os resultados são expressos em porcentagem de plântulas normais. Além disso, para sementes em fita (ou lâminas) o comprimento total da fita (ou área da lâmina) usada no teste de germinação é medido e o número total de plântulas normais é anotado. Desses dados, o número de plântulas normais por metro (ou metro quadrado) é calculado.

As porcentagens de pelotas ou sementes em fita (ou lâmina) com plântulas normais, plântulas anormais e sem plântulas devem ser informadas no Boletim de Análise de Sementes no campo destinado à “Germinação”, fazendo referência em “Observações” que o campo de “Sementes Mortas” corresponde à porcentagem de pelotas sem plântulas. O método usado no teste de germinação e a duração do mesmo devem, obrigatoriamente, ser indicados. Além disso, para sementes em fitas, deve ser informado em “Observações” o número de plântulas normais por metro de fita (ou metro quadrado de lâmina).

Para verificar a tolerância, ver 5.12 do Capítulo 5 – Teste de Germinação.

## 8.7 DETERMINAÇÃO DO PESO E TAMANHO DAS SEMENTES PELOTIZADAS

### 8.7.1 OBJETIVO

Determinar o Peso de Mil Pelotas e a classificação por tamanho das pelotas da amostra, a fim de atender os requisitos técnicos das semeadoras de precisão.

### 8.7.2 PESO DE MIL PELOTAS

Para determinar o Peso de Mil Pelotas conta-se o número de pelotas em um peso conhecido de pelotas puras e calcula-se o peso de mil pelotas. A metodologia a ser utilizada é a mesma prescrita no Capítulo 12 para determinar o Peso de Mil Sementes.

Podem ser utilizados equipamentos para a contagem de sementes, como máquinas ou tabuleiros contadores.

### 8.7.3 CLASSIFICAÇÃO POR TAMANHO

Para a determinação do tamanho das pelotas deve ser utilizada uma amostra de peso mínimo de 250g e que tenha sido enviada ao laboratório em embalagem hermética. Duas subamostras de trabalho com cerca de 50g (não menos de 45g e não mais de 55g) devem ser usadas. Cada amostra é submetida à análise passando por peneiras.

As seguintes peneiras de orifício redondo devem ser usadas sobrepostas:

- a) uma peneira com orifício de diâmetro 0,25mm menor do que o menor tamanho da semente, sobre um fundo;
- b) um jogo de peneiras de maneira a contemplar a classificação desejada na amplitude de variação do tamanho médio da semente em estudo;
- c) uma peneira com orifício de diâmetro 0,25mm maior do que o maior tamanho da semente, na posição superior.

Agitar o conjunto por um minuto.

As frações peneiradas, inclusive a porção que passar através da peneira menor, são pesadas com duas casas decimais. Os pesos das frações são expressos em porcentagem do peso total com uma casa decimal.

A média dos valores de cada uma das amostras de trabalho representa o resultado da análise, desde que a diferença entre as somas das porcentagens dentro do limite de variação nominal não exceda 1,5%. Se a tolerância for excedida, uma outra subamostra de 50g (e se necessário uma quarta subamostra) deve ser analisada.

Em cada caso, a média das duas análises dentro do limite de tolerância permitido deve ser informada no Boletim de Análise de Sementes.

### 8.8 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS

No Boletim de Análise de Sementes, além dos resultados dos testes descritos nos itens anteriores, deve ser indicado claramente no espaço referente a “Observações” que se trata da análise de Sementes Revestidas com as palavras: “Sementes Pelotizadas”, ou “Sementes Incrustadas”, ou “Sementes em Grânulos”, ou “Sementes em Fitas”, ou “Sementes em Lâminas”, conforme o caso.

**BIBLIOGRAFIA CONSULTADA**

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Análise de sementes revestidas. In: **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/CLAV, 1992. cap.10, p.213-221.

BRASIL. Decreto nº5.153, de 23 de julho de 2004 (aprova Regulamento da Lei nº 10.711, de 5 de agosto de 2003). **Diário Oficial da União**: Brasília, 26 de julho de 2004. seção 1, p.6-18.

ISTA — INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. Testing coated seeds. In: **International rules for seed testing**. ed.2007. Bassersdorf, 2007. cap.11, p.11.1-11.8; annexe11, p.11A.1-11A.3.

ISTA — INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. Testing coated seeds. In: **International rules for seed testing**. ed.2008. Bassersdorf, 2008. cap.11, p.11.1-11.8; annexe11, p.11A.1-11A.3.



# 9

## TESTE DE SANIDADE DE SEMENTES



## 9.1 OBJETIVO

Determinar o estado sanitário de uma amostra de sementes e, conseqüentemente, do lote que representa, obtendo-se, assim, informações que podem ser usadas para diferentes finalidades, como comparar a qualidade de diferentes lotes de sementes ou determinar a sua utilização comercial.

O teste de sanidade é importante por inúmeras razões, entre as quais:

- os patógenos transmitidos por sementes podem servir de inóculo inicial para o desenvolvimento progressivo da doença no campo, reduzindo o valor comercial da cultura;
- os lotes de sementes importadas podem introduzir patógenos ou patótipos em áreas isentas, fazendo com que testes de quarentena e de certificação para o comércio internacional possam ser necessários;
- pode elucidar a avaliação das plântulas e as causas de uma baixa germinação e de baixo vigor no Laboratório de Análise de Sementes (LAS) ou no campo, complementando assim, o teste de germinação;
- pode indicar a necessidade e orientar o tratamento de sementes visando ao controle de doenças originadas com as sementes;
- indicar a presença de fungos de armazenamento e/ou toxigênicos;
- agregar valor ao lote de sementes.

## 9.2 DEFINIÇÕES

### 9.2.1 SANIDADE DA SEMENTE

A sanidade da semente refere-se, primariamente, à presença ou ausência de agentes patogênicos, tais como fungos, bactérias, vírus, nematóides e insetos.

### 9.2.2 TESTE DE SANIDADE DE SEMENTES

É a análise das sementes para detecção das pragas a elas associadas.

### 9.2.3 PRÉ-TRATAMENTO

É qualquer tratamento físico ou químico da amostra de trabalho, precedendo a incubação e utilizado somente para facilitar a detecção dos agentes sob análise.

### 9.2.4 TRATAMENTO

É qualquer processo físico, químico ou biológico a que um lote de sementes foi submetido.

## 9.3 PRINCÍPIOS GERAIS

A escolha do método depende do patógeno, do tipo de associação patógeno/semente, da espécie de semente e do propósito do teste. Todos os métodos requerem pessoal treinado e equipamento adequado.

Para a análise de sementes tratadas é obrigatória a especificação, pelo requerente, do tipo de tratamento, do produto e da dosagem utilizada. As condições de condução do teste devem seguir normas específicas.

Os métodos prescritos/validados pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) e/ou pela “International Seed Testing Association” (ISTA) encontram-se em manual específico.

A validação de métodos de sanidade de sementes deve seguir programas ou normas de validação do MAPA e/ou ISTA.

## 9.4 PROCEDIMENTO

### 9.4.1 AMOSTRA DE TRABALHO

Dependendo do método do teste, a amostra média inteira ou parte dela pode ser usada como amostra de trabalho. A amostra deve ser embalada e submetida de forma que não altere a sua condição sanitária.

Excepcionalmente, uma amostra média maior do que a prescrita no Capítulo 1 pode ser solicitada e, em tal caso, o amostrador deverá ser adequadamente instruído.

Quando uma porção da amostra média é usada como amostra de trabalho, a redução deve ser conduzida de acordo com 1.5.1 (Capítulo 1), tomando-se as devidas precauções para evitar contaminação cruzada.

As repetições contendo um determinado número de sementes devem ser tomadas ao acaso da amostra de trabalho, depois da mesma ser bem homogeneizada.

O laboratório deverá manter uma amostra de arquivo ou contra-amostra, pelo período de seis meses após a análise, armazenada em câmara fria e seca (temperatura de 5-18°C e umidade relativa inferior a 50%), todavia o laboratório não pode ser responsabilizado pela variação da ocorrência de microrganismos na amostra, durante o período de armazenamento.

### 9.4.2 GENERALIDADES

A microflora da semente, em um lote ou amostra, pode mudar consideravelmente durante o armazenamento, em condições nas quais a viabilidade das sementes é mantida satisfatoriamente.

Como alguns microrganismos saprófitas crescem rapidamente durante alguns testes e podem apodrecer plântulas originalmente sadias, dificultando a interpretação dos resultados, o teste deve ser repetido, fazendo-se um pré-tratamento das sementes.

O desenvolvimento abundante de microrganismos saprofíticos nos testes pode ser uma indicação de que as sementes foram submetidas a condições desfavoráveis de colheita, beneficiamento, armazenamento ou envelhecimento.

### 9.4.3 INSTRUÇÕES ESPECÍFICAS

Os métodos específicos estão descritos no Manual de Análise Sanitária de Sementes e os patossistemas listados na Quadro 9.1. Adições e/ou deleções desta lista devem ser realizadas quando necessário.

Além dos patossistemas foram incluídos no Manual de Análise Sanitária de Sementes descrições e fotografias dos fungos de armazenamento: *Aspergillus candidus*, *A. flavus*, *A. glaucus*, *A. ochraceus* e *Penicillium* spp.; e os contaminantes mais freqüentes em sementes: *Alternaria alternata*, *Chaetomium* spp., *Cladosporium cladosporioides*, *Curvularia* spp., *Epicoccum purpurascens*, *Nigrospora* spp., *Periconia* spp., *Rhizopus stolonifer*, *Trichoderma* spp. e *Trichotecium* spp.

## 9.5 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS

Os resultados são expressos qualitativa ou quantitativamente conforme especificado no método prescrito no Manual de Análise Sanitária de Sementes.

O resultado deve ser relatado em documento apropriado oficializado pelo MAPA e os nomes das pragas expressos de acordo com as normas taxonômicas vigentes.

No resultado deve constar o método utilizado, incluindo qualquer pré-tratamento aplicado, assim como a quantidade da amostra ou fração examinada.

**QUADRO 9.1 - Patossistemas, métodos e figuras contemplados no Manual de Análise Sanitária de Sementes.**Legenda:

BT – Incubação em substrato de papel ou “Blotter Test” – 5.1.3

EE – Exame de embrião – 5.1.5.5

ES – Exame de suspensão de lavagem das sementes – 5.1.2

FLN – Fluorescência sob luz negra – 5.1.5.3

IV – Inspeção visual da amostra de semente – 5.1.1

NEON – Incubação em meio ágar Bromofenol (NEON) – 5.1.5.2

PA – Plaqueamento em meio ágar sólido – 5.1.4

RP – Incubação em rolo de papel – 5.1.5.2

HOSPEDEIRO	PATÓGENO	MÉTODO	FIGURA
<i>Allium cepa</i>	<i>Alternaria porri</i>	BT	14
	<i>Ditylenchus dipsaci</i>	5.4.5	116
<i>Brachiaria spp.</i>	<i>Aphelenchoides sp.</i>	5.4.2	116
	<i>Ditylenchus sp.</i>	5.4.2	116
<i>Brassica oleracea</i>	<i>Alternaria brassicae</i>	BT	15
	<i>Alternaria brassicicola</i>	BT	16
	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	BT/ NEON	17
	<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>campestris</i>	5.2.5.1	-
<i>Capsicum spp.</i>	Tobamovirus (TMV, ToMV, PMMV)	5.3.4.1	92-99
<i>Cucumis melo</i> , <i>Cucurbita spp</i> e outras Cucurbitaceae	<i>Didymella brioniae</i>	BT	18
	<i>Squash mosaic virus</i> (SqMV)	5.3.4.2	100-104
<i>Daucus carota</i>	<i>Alternaria dauci</i>	BT	19
	<i>Alternaria radicina</i>	BT	20
	<i>Xanthomonas hortorum</i> pv. <i>carotae</i>	5.2.5.2	-
<i>Glycine max</i>	<i>Cercospora kikuchii</i>	BT	3,21
	<i>Colletotrichum truncatum</i>	BT	22
	<i>Fusarium semitectum</i>	BT	23
	<i>Heterodera glycines</i>	5.4.1	115
	<i>Macrophomina phaseolina</i>	BT	24
	<i>Peronospora manshurica</i>	IV, ES	3, 5
	<i>Phomopsis sojae</i>	BT	6
	<i>Rhizoctonia solani</i>	BT	42
	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	BT/ IV/ RP/ NEON	2, 8, 25
<i>Gossypium hirsutum</i>	<i>Alternaria macrospora</i>	BT	26
	<i>Botryodiplodia theobromae</i>	BT	27
	<i>Colletotrichum gossypii</i>	BT	28
	<i>C. gossypii</i> var. <i>cephalosporioides</i>	BT	29
	<i>Fusarium oxysporum</i>	BT	30
	<i>Rhizoctonia solani</i>	BT	42
	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	BT/ IV	2
	<i>Xanthomonas axonopodis</i> pv. <i>malvacearum</i>	5.2.5.3	75-77
<i>Helianthus annuus</i>	<i>Alternaria helianthi</i>	BT	31
	<i>Alternaria zinniae</i>	BT	32
	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	BT/ NEON	2

HOSPEDEIRO	PATÓGENO	MÉTODO	FIGURA
<i>Lactuca sativa</i>	<i>Lettuce mosaic virus</i> (LMV)	5.3.4.3	105-108
	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	BT	-
<i>Lycopersicon esculentum</i>	<i>Clavibacter michiganensis</i> subsp. <i>michiganensis</i>	5.2.5.4	78, 79
	<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>vesicatoria</i>	5.2.5.6	81
	<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>tomato</i>	5.2.5.5	80
	Tobamovirus (TMV, ToMV)	5.3.4.4	109, 110
<i>Oryza sativa</i>	<i>Aphelenchoides besseyi</i>	5.4.4	116
	<i>Drechslera oryzae</i>	BT/ IV	4, 33
	<i>Gerlachia oryzae</i> (= <i>Rhynchosporium oryzae</i> )	BT	34
	<i>Phoma sorghina</i>	BT	35
	<i>Pyricularia oryzae</i>	BT/ ES	5, 36
	<i>Rhizoctonia solani</i>	BT	42
	<i>Trichoconiella padwickii</i>	BT	37
<i>Panicum maximum</i>	<i>Aphelenchoides</i> sp.	5.4.3	116
	<i>Ditylenchus</i> sp.	5.4.3	116
<i>Phaseolus vulgaris</i>	<i>Bean common mosaic virus</i> (BCMV)	5.3.4.5	111-114
	<i>Colletotrichum lindemuthianum</i>	BT/ RP	3, 7, 38
	<i>Curtobacterium flaccunfasciens</i>	5.2.5.7	82, 83
	<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>phaseoli</i>	BT	30
	<i>Fusarium solani</i>	BT	41
	<i>Macrophomina phaseolina</i>	BT	40
	<i>Phaeoisariopsis griseola</i>	BT	39
	<i>Rhizoctonia solani</i>	BT	42
	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	BT/ IV/ RP/	2, 8, 9, 43
		NEON	
<i>Pisum sativum</i>	<i>Ascochyta pisi</i>	PA	6
	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	BT	44
<i>Ricinus communis</i>	<i>Amphobotrys ricini</i>	BT	45
	<i>Alternaria ricini</i>	BT	46
<i>Sorghum bicolor</i>	<i>Colletotrichum graminicola</i>	BT	47
	<i>Drechslera sorghicola</i>	BT	48
	<i>Drechslera turcica</i>	BT	57
	<i>Fusarium sub-glutinans</i>	BT	60
	<i>Fusarium verticillioides</i>	BT	59
	<i>Macrophomina phaseolina</i>	BT	40
	<i>Phoma sorghina</i>	BT	49
<i>Triticum aestivum</i>	<i>Bipolaris sorokiniana</i>	BT	3, 50
	<i>Drechslera tritici-repentis</i>	BT	51
	<i>Fusarium graminearum</i>	BT	52
	<i>Pyricularia grisea</i>	BT	53
	<i>Stagnospora nodorum</i>	BT/ PA/ FLN	6, 11, 54
	<i>Tilletia caries</i>	ES	5
	<i>Ustilago tritici</i>	ES/ EE	13
<i>Zea mays</i>	<i>Acremonium strictum</i>	BT	55
	<i>Colletotrichum graminicola</i>	BT	4, 56
	<i>Drechslera turcica</i>	BT	57
	<i>Fusarium graminearum</i>	BT	58

HOSPEDEIRO	PATÓGENO	MÉTODO	FIGURA
	<i>Fusarium sub-glutinans</i>	BT	60
	<i>Fusarium verticillioides</i>	BT	4, 59
	<i>Stenocarpella macrospora</i>	BT	62
	<i>Stenocarpella maydis</i>	BT	61

#### BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Teste de sanidade de sementes. In: **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/CLAV, 1992. cap.9, p.203-212.

ISTA — INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. Seed Health Testing. In: **International rules for seed testing**. ed.2008. Bassersdorf, 2008. cap.7, p.7.1-7.4.

# 10

EXAME DE SEMENTES  
INFESTADAS  
(DANIFICADAS POR  
INSETOS)



## 10.1 OBJETIVO

Determinar a porcentagem de sementes de um lote danificado por insetos, como por exemplo: gorgulho-do-milho (*Sitophilus zeamais*); traça-dos-cereais (*Sitotroga cerealella*); caruncho-das-tulhas (*Araecerus fasciculatus*); gorgulho-do-feijão (*Zabrotes subfasciatus* e *Acanthoscelides obtectus*); gorgulho-do-trigo (*Sitophilus oryzae*); traça-indiana-da-farinha (*Plodia interpunctella* e *Hypothenemus hampei*); lagarta-rosada (*Pectinophora gossypiella*) e outros.

Nota: A infestação de sementes pode ocorrer no campo ou durante o período de armazenamento, com prejuízo à qualidade do lote e o comprometimento da comercialização, devido à rápida proliferação dos insetos.

## 10.2 PRINCÍPIO

Devem ser consideradas danificadas por insetos as sementes que contenham ovo, larva, lagarta, pupa, inseto adulto e as que tenham orifício de saída do inseto, quer tenham sido danificadas por uma única espécie de inseto ou por várias.

## 10.3 PROCEDIMENTO

Esse exame deve ser executado com duas repetições de 100 sementes cada, retiradas ao acaso da amostra média. Examinar individualmente as 100 sementes secas das duas repetições procurando por orifícios de saída de insetos. Separar as sementes perfuradas encontradas em cada repetição, contá-las, registrar o número encontrado como sementes infestadas e a seguir descartá-las. As demais sementes de cada repetição, aparentemente não danificadas por insetos, devem ser imersas em água por tempo suficiente para amolecê-las, usualmente 12-24 horas. Cortar as sementes individualmente de forma a assegurar uma perfeita observação das estruturas internas. Registrar o número de sementes de cada repetição que apresentarem ovo, larva, lagarta, pupa ou inseto adulto internamente. Somar ao número de sementes perfuradas de cada repetição registrado anteriormente para obter o número total de sementes danificadas por insetos por repetição.

## 10.4 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS

O resultado é a média das sementes danificadas por insetos das duas repetições e expresso em porcentagem, com uma casa decimal.

### BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Determinações adicionais – exame de sementes infestadas. In: **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/CLAV, 1992. cap.8, item 8.1, p.193.



# 11

PESO VOLUMÉTRICO



### 11.1 OBJETIVO

Estabelecer o peso de um determinado volume de sementes. Se esse volume for em hectolitro e o peso em quilograma, essa determinação é denominada peso hectolítrico.

Nota: O peso hectolítrico é uma característica varietal influenciada pelo clima, solo, adubação, sistema de culturas, ocorrência de insetos e de doenças, maturidade da semente, beneficiamento, grau de umidade da semente e tratamento químico.

### 11.2 EQUIPAMENTOS

O peso hectolítrico é determinado em balança hectolétrica com capacidade de um quarto de litro ou de um litro de sementes. Para o primeiro caso, utilizam-se Tabelas de conversão e para o segundo a leitura é direta. Espécies que não constam na tabela de conversão deverão ser calculadas por meio da fórmula:

$$PH = (PBH \times 100) / VB$$

Onde: **PH** = Peso hectolétrico

**PBH** = Peso obtido na balança hectolétrica

**VB** = Volume na balança

No caso do uso de balanças nas quais o resultado é expresso em “Libras por bushel”, este deve ser convertido para “Quilos por hectolitro”, por meio da multiplicação pelo fator de conversão 1,2875.

### 11.3. PROCEDIMENTO

A análise é realizada em duas repetições, retiradas da amostra média, que foi enviada para o laboratório acondicionada em embalagem impermeável.

Como o peso hectolétrico de uma amostra varia de acordo com o teor de água das sementes, a determinação do grau de umidade deve ser realizada tão logo a amostra chegue ao laboratório.

### 11.4. CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS

Quando necessário, transformar os pesos em kg/hL e, então, calcular a média dos resultados das duas repetições. A diferença entre os resultados não deve exceder 0,5kg/hL; se exceder, repetir a determinação. O resultado é expresso em kg/hL com uma casa decimal.

### BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Determinações adicionais – peso volumétrico. In: **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/CLAV, 1992. cap.8, item 8.2, p.193-194.

# 12

PESO DE MIL  
SEMENTES



## 12.1 OBJETIVO

Determinar o peso de mil sementes de uma amostra.

Nota: O peso de mil sementes é utilizado para calcular a densidade de semeadura, o número de sementes por embalagem e o peso da amostra de trabalho para análise de pureza, quando não especificado nas RAS. É uma informação que dá idéia do tamanho das sementes, assim como de seu estado de maturidade e de sanidade.

## 12.2 PROCEDIMENTO

A amostra de trabalho é toda a porção “Semente Pura” (12.2.1) ou oito repetições de 100 sementes provenientes da porção “Semente Pura” (12.2.2).

Como o peso de mil sementes de uma amostra varia de acordo com o teor de água das sementes, em ambos os casos recomenda-se realizar a determinação do grau de umidade.

### 12.2.1 AMOSTRA DE TRABALHO

A amostra de trabalho é pesada em gramas, com o mesmo número de casas decimais indicado para a amostra de trabalho para a análise de pureza (Capítulo 2 – Quadro 2.1). A seguir é colocada em uma máquina contadora, onde é realizada a leitura do número de sementes.

### 12.2.2 CONTAGEM DAS REPETIÇÕES

Contam-se ao acaso, manualmente ou com contadores mecânicos, oito repetições de 100 sementes cada. Em seguida as sementes de cada repetição são pesadas com o número de casas decimais indicado para a amostra de trabalho para a análise de pureza, conforme 2.5.2.e.

## 12.3 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS

Quando for utilizada toda a porção “Semente Pura” (12.2.1), calcula-se o peso de mil sementes, mantendo-se o mesmo número de casas decimais, pela fórmula:

$$\text{Peso de mil sementes (PMS)} = \frac{\text{peso da amostra} \times 1.000}{\text{n}^\circ \text{ total de sementes}}$$

Quando forem utilizadas as oito repetições de 100 sementes, obtidas da porção “Semente Pura” (12.2.2), calcula-se a variância, o desvio padrão e o coeficiente de variação dos valores obtidos das pesagens, da seguinte maneira:

$$\text{Variância} = \frac{n(\sum x^2) - (\sum x)^2}{n(n-1)}$$

Onde:  $x$  = peso de cada repetição

$n$  = número de repetições

$\Sigma$  = somatório

$$\text{Desvio Padrão (S)} = \sqrt{\text{variância}}$$

$$\text{Coeficiente de Variação (CV)} = \frac{S}{\bar{X}} \times 100$$

Onde:  $\bar{X}$  = peso médio de 100 sementes.

O resultado da determinação é calculado multiplicando-se por 10 o peso médio obtido das repetições de 100 sementes, se o coeficiente de variação não exceder 6% para as sementes palhentas ou 4% para as demais.

Se o coeficiente de variação exceder os limites já mencionados, outras oito repetições de 100 sementes serão contadas, pesadas e calculado o desvio padrão das 16 repetições. Desprezam-se as repetições com divergência da média superior ao dobro do desvio padrão. Multiplica-se por 10 a média do peso das demais repetições de 100 sementes, sendo este o resultado do teste. Conforme o exemplo abaixo:

**Exemplo: Peso de Mil Sementes para uma amostra de sementes de soja**

Peso de oito repetições:

$R_1 = 14,10\text{g}; R_2 = 13,01\text{g}; R_3 = 14,05\text{g}; R_4 = 14,50\text{g}; R_5 = 15,06\text{g};$

$R_6 = 15,30\text{g}; R_7 = 15,52\text{g}$  e  $R_8 = 13,83\text{g}$

$S = 0,84$

$\bar{X} = 14,42\text{g}$

$CV = 5,8 \approx 6 \%$

Como o coeficiente de variação foi superior a 4%, efetua-se a pesagem de mais oito repetições:

$R_9 = 15,50\text{g}; R_{10} = 14,50\text{g}; R_{11} = 17,38\text{g}; R_{12} = 15,30\text{g}; R_{13} = 14,34\text{g};$

$R_{14} = 14,60\text{g}; R_{15} = 12,10\text{g}$  e  $R_{16} = 14,72\text{g}$

$S = 1,17$

$\bar{X} = 14,61\text{g}$

Devem ser desprezados valores superiores a 16,95g ( $14,61 + 2,34$ ) e inferiores a 12,27g ( $14,61 - 2,34$ ).

No exemplo:  $R_{11} = 17,38\text{g}$  e  $R_{15} = 12,10\text{g}$  são desprezadas

Refazendo os cálculos:

$\bar{X} = 14,60\text{g}$

$PMS = 14,60 \times 10 = 146,0\text{g}$

O resultado é expresso em gramas com o número de casas decimais correspondentes às utilizadas nas pesagens menos uma, fazendo-se a devida aproximação no final.

### BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Determinações adicionais – peso de mil sementes. In: **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/CLAV, 1992. cap.8, item8.3, p.194-195.

ISTA, International Seed Testing Association. Weight determination. In: **International rules for seed testing**. ed.2008. Bassersdorf, 2008. cap.10, p.10.1-10.3.



# 13

NÚMERO DE SEMENTES  
SEM “CASCA”  
E NÚMERO DE SEMENTES  
COM “CASCA”



### 13.1 OBJETIVO

Determinar o número de sementes sem “casca” de uma amostra, para as sementes de espécies que estão envoltas pelas glumas (p.ex: arroz), pericarpo (p.ex: café e amendoim), ou outras estruturas morfológicas.

Determinar o número de sementes com “casca” de uma amostra, para as sementes de espécies que não estão envoltas pelas glumas (p.ex: trigo e centeio), pericarpo ou outras estruturas morfológicas.

### 13.2 PROCEDIMENTO

Esse teste poderá ser realizado simultaneamente com a análise de pureza. Para isso separam-se as sementes puras em duas porções: sementes com “casca” e sementes sem “casca”. Após a separação, contam-se as sementes com “casca” ou as sementes sem “casca”, de acordo com o objetivo proposto, e anota-se o número na ficha de análise. Juntar as sementes com e sem “casca” para compor a porção “Semente Pura”, considerando a Definição de Semente Pura (Capítulo 2 – Quadro 2.2) para a espécie em exame.

### 13.3 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS

O resultado é expresso em número de sementes sem “casca” ou com “casca” em relação ao peso da amostra de trabalho, citada para a análise de pureza da espécie em exame.

### BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Determinações adicionais – número de sementes sem casca e número de sementes com casca. In: **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/CLAV, 1992. cap.8, item 8.4 e 8.5, p.195.



# 14

TESTE DE UNIFORMIDADE  
(RETENÇÃO EM PENEIRA)



### 14.1 OBJETIVO

Determinar em uma amostra a porcentagem de sementes retidas na peneira indicada pelo requerente para o lote de sementes.

### 14.2 PROCEDIMENTO

Pesar duas repetições de no mínimo 100g de sementes puras. Dispor as peneiras da seguinte forma: colocar o fundo na posição inferior, sobre este a peneira indicada pelo requerente e no topo a peneira imediatamente superior à esta, de acordo com o que é utilizado na classificação de sementes da espécie em análise.

Colocar as sementes de uma das repetições sobre a peneira superior e agitar o conjunto por um minuto. As sementes retidas pela peneira indicada, que tenham obrigatoriamente passado pela peneira imediatamente superior, são separadas, pesadas e tem o seu porcentual calculado. Repetir esse procedimento para a outra repetição.

### 14.3 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS

O resultado do teste é a média das porcentagens de sementes retidas nas duas repetições e em números inteiros.

### BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Determinações adicionais – teste de uniformidade (classificação por peneira). In: **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/CLAV, 1992. cap.8, item 8.6, p.196.

15

TESTE DE EMBRIÃO  
EXCISADO



## 15.1 OBJETIVO

Determinar de modo mais rápido a viabilidade de sementes de espécies com germinação lenta ou com dormência, quando testadas pelos métodos descritos no Capítulo 5, para testes de germinação que requerem mais de 60 dias, incluindo o pré-tratamento.

## 15.2 APLICAÇÃO DO TESTE

O teste não é válido para sementes previamente germinadas e não deve ser usado para amostras médias que contenham qualquer semente germinada seca.

O resultado do teste só pode ser informado no Boletim de Análise de Sementes se a metodologia para a espécie em análise estiver descrita nesse Capítulo.

## 15.3 PRINCÍPIO

Os embriões são extraídos e incubados nas condições prescritas por 5-14 dias. Os embriões viáveis mostram evidência de crescimento ou permanecem firmes e sem deterioração evidente. Os embriões não viáveis mostram sinais de deterioração.

## 15.4 PROCEDIMENTO

### 15.4.1 AMOSTRA DE TRABALHO

O teste deve ser feito com 400 sementes puras. Entretanto devem ser retiradas, ao acaso, pelo menos 425 a 450 sementes da porção “Semente Pura”, da análise de pureza ou de uma fração representativa da amostra média, para que os embriões eventualmente danificados durante a extração sejam substituídos.

O número de repetições (4 de 100, 8 de 50 ou 16 de 25) depende do tamanho do embrião e do recipiente em que serão colocados.

### 15.4.2 PREPARAÇÃO

Espécies que necessitam de escarificação mecânica ou química do tegumento (ou outro tecido de cobertura) devem receber tratamento apropriado antes da embebição. O pericarpo ou endocarpo duros envolvendo alguns frutos precisam ser removidos.

### 15.4.3 EMBEBIÇÃO

As sementes são imersas em água de torneira por 24-96 horas, dependendo da velocidade da embebição. Para prevenir o crescimento de fungos ou bactérias e o acúmulo de exsudatos da semente, a água deve ser substituída duas vezes ao dia e sua temperatura não deve exceder 25°C.

### 15.4.4 EXCISÃO

Os embriões são extraídos das sementes embebidas com o auxílio de bisturi ou lâmina e devem ser conservados úmidos durante toda a operação. Os instrumentos e a área de trabalho devem ser higienizados com uma solução de etanol a 70%. Os embriões danificados pela extração devem ser descartados e substituídos. As sementes com as seguintes características não devem ser descartadas, mas consideradas como não viáveis e incluídas no cálculo dos resultados:

- a) Frutos vazios ou sementes sem embriões;
- b) Frutos ou sementes com embriões que tenham sido seriamente danificados por insetos ou procedimentos de beneficiamento;
- c) Frutos ou sementes com embriões que estejam com coloração alterada, deteriorados ou mortos;
- d) Embriões com cotilédones muito deformados.

#### 15.4.5 INCUBAÇÃO

Os embriões são colocados em papel de filtro ou mataborrão úmido em caixa plástica ou placas de Petri. Os embriões extraídos devem ser incubados a uma temperatura constante de 20-25°C, por até 14 dias, com um mínimo de oito horas de luz diária.

Toda a amostra de trabalho deve ser incubada ao mesmo tempo. Os embriões deteriorados, ou aqueles com micélio de fungo visível, devem ser descartados diariamente.

Se for observada uma infecção fúngica que comprometa o teste, esse deve ser repetido. Nesse caso, as sementes ou frutos devem ser imersos em uma solução de hipoclorito de sódio a 5% por 15 minutos e lavados com água antes da excisão.

#### 15.4.6 AVALIAÇÃO

Os embriões danificados mecanicamente pela excisão podem ser distinguidos dos embriões não viáveis pela localização da alteração da coloração do tecido depois de 24 horas de incubação. Quando o dano da excisão dificultar a avaliação, repetir o teste.

São considerados viáveis os embriões com as seguintes características:

- a) Embriões firmes, intumescidos e, ou, com coloração variável em função da espécie (branca, verde ou amarela);
- b) Embriões com um ou mais cotilédones intumescidos ou esverdeados;
- c) Embriões em desenvolvimento (eventualmente, até o estágio de plântula);
- d) Embriões de Coníferas com hipocótilo encurvado ;
- e) Embriões caracterizados pela alteração da coloração localizada nos tecidos danificados pela excisão.

São consideradas não viáveis os embriões com as seguintes características:

- a) Embriões deteriorados ou mortos devido ao rápido e intenso desenvolvimento de fungos;
- b) Embriões com coloração marrom intensa ou preta e aparência acinzentada ou esbranquiçada e aquosa.

### 15.5 PROCEDIMENTOS ESPECÍFICOS

#### a) *Acer* spp. excluindo *A. negundo* e *A. palmatum*

Imergir os frutos em água por 24-48 horas. Remover o pericarpo e a ala, e manter as sementes imersas em água por 24-72 horas. Romper o tegumento das sementes por meio de uma agulha de dissecação, alicate de manicure ou bisturi, na região dos cotilédones (oposta à radícula) e remover o tegumento. Se o tegumento permanecer aderido ao embrião, raspá-lo e manter as sementes imersas em água por uma ou duas horas.

#### b) *Euonymus* spp.

Imergir os frutos em água por 24 horas e remover os arilos carnosos. Imergir as sementes em água por 48-72 horas, até a hidratação completa. Para extrair o embrião, cortar o tegumento da semente e o endosperma no sentido do comprimento e separá-los com as unhas e com o bisturi. Remover o embrião com a lâmina do bisturi.

**c) *Fraxinus* spp.**

Imergir os frutos em água por 24 horas e remover a ala e o pericarpo. Imergir as sementes em água por 24-48 horas, até a hidratação completa. Manter a semente presa com a unha do dedo indicador e cortá-la longitudinalmente através do tegumento e do endosperma, sem danificar o embrião. Imergir as sementes em água por 24 horas. Para remover o embrião, separar o tegumento e o endosperma com a unha e com o bisturi.

**d) *Malus* spp. e *Pyrus* spp.**

Imergir as sementes em água por 72-96 horas. Para extrair o embrião, cortar o tegumento externo (que é duro) e o interno longitudinalmente, com um bisturi e removê-los com a lâmina do bisturi e com a unha do dedo indicador.

**e) *Pinus monticola*, *P. peuce* e *P. strobus***

Imergir as sementes em água durante 24-48 horas. Manter a semente presa com o dedo indicador e cortá-la, no sentido do comprimento, através do tegumento e do “endosperma” (estritamente megagametófito), expondo o embrião. Para extrair o embrião, inserir a ponta do bisturi no “endosperma”, sob o embrião.

**f) *Pinus cembra*, *P. coulteri*, *P. heldreichii*, *P. jeffreyi*, *P. koraiensis* e *P. parviflora***

Imergir as sementes em água durante 48-72 horas. Segurar a semente entre o dedo indicador e o polegar. Cortar, com um bisturi, o tegumento da semente ao longo da sutura até o final da radícula, inclinando a ponta da lâmina para o interior da semente para remover o tegumento. Manter o “endosperma” (estritamente megagametófito), que contém o embrião, imerso em água para completar a hidratação. Cortar o “endosperma” no sentido longitudinal e remover o embrião com o bisturi.

**g) *Prunus* spp.**

Romper o endocarpo (que é duro) com um instrumento (torno ou quebra nozes) sem esmagar a semente.

**g.1) *Prunus avium*, *P. besseyi*, *P. mahaleb*, *P. padus*, *P. serotina*, *P. virginiana* e outros**

*Prunus* de tamanho similar

Colocar a ponta da lâmina do bisturi na sutura do caroço, na extremidade da radícula. Inclinando o bisturi em direção ao interior do fruto e pressionar até a separação do endocarpo. Torcer a ponta do bisturi para abrir o endocarpo. A imersão do endocarpo em água por 24-48 horas pode facilitar a sua remoção.

**g.2) *Prunus armeniaca*, *P. persica* e outros *Prunus* de tamanho similar**

Colocar a lâmina do bisturi na sutura ventral do endocarpo e bater na lâmina com um martelo para abrir o caroço. Descartar e substituir as sementes quando o tegumento foi danificado na extração.

Imergir as sementes em água por 48-96 horas, dependendo da velocidade de hidratação. Para extrair o embrião, segurar a semente, entre o dedo indicador e o polegar, com o lado plano para cima e a ponta da radícula dirigida para a palma da mão. Fazer um corte acima da ponta da radícula para separar o tegumento nessa região. Soltar o tegumento das laterais da semente. Segurar a semente firmemente para evitar que os cotilédones se separem. Ao extrair o embrião, tirar os tecidos remanescentes da nucela e do endosperma.

h) *Pyrus* – ver *Malus* spp.

i) *Sorbus* spp.

Imergir as sementes em água por 24-48 horas. Cortar o tegumento da semente, longitudinalmente, de um lado. Para extrair o embrião, separar o tegumento da semente com a unha e com o bisturi.

j) *Tilia* spp.

Remover o pericarpo da semente sem hidratação (*T. cordata*) ou após imersão em água por uma noite (*T. platyphyllos*). Imergir (*T. cordata*) ou imergir novamente (*T. platyphyllos*) por uma noite. Remover o tegumento e a parte do endosperma que cobre a ponta do cotilédone. Pressionar as laterais para expor a radícula e o hipocótilo. Separar a parte superior do endosperma com uma lâmina. Se necessário, para facilitar a extração, retirar uma parte do endosperma e manter a semente em água.

## 15.6 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS

A viabilidade, em porcentagem, é calculada em relação ao número total de frutos ou sementes testadas e não no número de embriões extraídos. As estruturas com as características indicadas em 15.4.4 devem ser incluídas no total de cada repetição. A viabilidade final é determinada pela divisão do número de embriões viáveis pelo número total de sementes incluídas no teste, multiplicado por 100. O resultado deve ser informado em número inteiro.

## BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Determinações adicionais – teste de embriões expostos. In: **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/ CLAV, 1992. cap.8, item 8.8, p.199-202.

ISTA – International Seed Testing Association. Excised embryo. In: **International rules for seed testing**. ed.2008. Bassersdorf, 2008. cap.12, p.12.1-12.5.





# 16

TESTE DE RAIOS X



## 16.1 OBJETIVO

Determinar a proporção de sementes cheias, vazias, danificadas por insetos e danificadas mecanicamente, pelas características morfológicas evidenciadas na radiografia.

Criar um arquivo fotográfico das estruturas internas das sementes analisadas.

## 16.2 DEFINIÇÕES

### 16.2.1 RADIOGRAFIA

Radiografia é uma imagem formada num filme ou papel fotossensível quando um objeto é colocado entre estes e uma fonte de raios X. Uma imagem visível é gerada pela revelação do filme ou papel fotossensível.

### 16.2.2 Raios X

Raios X são ondas eletromagnéticas que se propagam na velocidade da luz, mas com comprimento de ondas variáveis (1/10.000 a 1/100.000 em relação ao da luz). Raios X de alta energia (ondas curtas) são mais apropriados para objetos grandes e/ou densos. Raios X de baixa energia (ondas longas) são apropriados para objetos pequenos como sementes.

## 16.3 PRINCÍPIOS GERAIS

As sementes são colocadas entre uma fonte de raios X de baixa energia e o filme ou papel fotossensível. Ao atravessar as sementes, um feixe de raios X cria uma imagem permanente sobre o filme ou o papel. Quando esse é processado, é formada uma imagem visível, de sombras claras e escuras. A imagem pode apresentar maior ou menor grau de radiopacidade (clara) e radioluminescência (escura) em função do nível de absorção dos raios X pelas sementes, determinado pelos fatores composição, espessura e densidade dos tecidos e comprimento de onda da radiação ionizante.

A unidade de medida do potencial de voltagem entre os eletrodos dentro de um tubo de raios X é o Quilovolts (kV). Um aumento de kV produzirá raios X de menor comprimento de onda. O kV afeta o contraste da imagem; um kV baixo melhora a resolução, enquanto um kV alto reduz a diferença de densidade.

A Miliamperagem (mA) é a unidade de medida da corrente aplicada ao tubo. Aumentando a mA, aumenta-se o número de raios X produzidos em um determinado período. A mA influencia a densidade, mas não o contraste da imagem. Uma miliamperagem alta irá escurecer a imagem.

O tempo de exposição é o tempo pelo qual a semente é exposta aos raios X. Há uma interação entre o tempo de exposição e a mA, assim a exposição deve ser expressa em miliampére segundo (mAs) ou miliampére minuto (mAm). Ao variar o tempo de exposição, a densidade da imagem será alterada. Para obter a mesma qualidade de imagem, qualquer aumento no tempo de exposição requer um decréscimo proporcional em mA. Por exemplo, uma exposição de 100mAs obtida com uma corrente do tubo de 5mA e um tempo de exposição de 20 segundos, produz a mesma densidade de imagem que uma exposição de 10mA por 10 segundos.

A distância entre o ponto focal ou alvo e a superfície do filme é a Distância Filme Foco (DFF). Um aumento em DFF diminui a intensidade da radiação de acordo com a lei do inverso do quadrado. Assim, um aumento de duas vezes na DFF requer quatro vezes de aumento do período de exposição para conseguir o mesmo grau de densidade da imagem no filme. A distância entre o objeto e a superfície do filme (DOF) também afeta a qualidade da imagem. Quanto maior a distância, menor a qualidade da imagem, com os detalhes se tornando menos distintos. Se há necessidade de pequenos detalhes, as sementes podem ser colocadas diretamente sobre a superfície do filme, embora em trabalho de rotina o filme seja geralmente mantido em um suporte (cassete) ou envelope para facilitar o manuseio.

É possível utilizar agentes de contraste que saturam diferencialmente o objeto formando certas partes mais densas radiograficamente do que outras, acentuando certas características da imagem.

#### 16.4 EQUIPAMENTOS

Máquina de Raios X  
 Filme ou papel fotossensível  
 Revelador  
 Suporte para filme  
 Suporte para sementes

#### 16.5 PROCEDIMENTO

Posicionar o filme ou papel no cassete ou no suporte, ou usar filme ou papel pré-embalado.

O teste é realizado com quatro repetições de 100 sementes, tomadas ao acaso da porção “Semente Pura” (podem ser retiradas da mesma porção “Semente Pura” utilizadas para o teste de germinação).

Distribuir as sementes (com ou sem suporte) uniformemente sobre o filme ou o papel. Identificar o filme ou papel com letras de chumbo ou de outro material opaco aos raios X. Podem ser utilizadas outras formas para a identificação da amostra.

Expor as sementes à radiação. Cada máquina de raios X requer diferentes regulagens de tempo de exposição e voltagem para gerar a melhor imagem. As regulagens variam também de acordo com a espécie da semente. Para um melhor resultado, uma série de combinações de tempo-voltagem deve ser testada sempre que uma nova espécie for avaliada ou uma máquina diferente for usada.

Revelar o filme ou papel. O papel é revelado em processadores instantâneos em poucos segundos. O filme deve ser revelado em câmara escura ou em máquinas reveladoras apropriadas. A imagem radiográfica também pode ser gerada por via digital, em equipamentos específicos com *softwares* adequados.

#### 16.6 AVALIAÇÃO

As sementes são classificadas de acordo com a anatomia interna revelada pela radiografia nos seguintes tipos:

- Fruto-semente ou semente cheia: fruto-semente ou semente contendo todos os tecidos essenciais para a germinação;
- Fruto-semente ou semente vazia: fruto-semente ou semente contendo menos que 50% dos tecidos;
- Fruto-semente ou semente danificada por inseto: fruto-semente ou semente contendo inseto, larva de inseto, orifício ou mostrando outras evidências de danos causados por insetos afetando a capacidade do fruto-semente ou semente em germinar;
- Fruto-semente ou semente danificado fisicamente: fruto-semente ou semente cheia com o revestimento (tegumento, pericarpo, etc) rachado ou quebrado.

## 16.7 CÁLCULO E INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS

Os resultados são expressos em porcentagens de sementes cheias, vazias, danificadas fisicamente ou por insetos, em números inteiros.

### BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

ISTA — International Seed Testing Association. **International rules for seed testing – X- ray test.** ed.2008. Bassersdorf, 2008. cap.14, p.14.1-14.3.

17

TESTE DE SEMENTES  
POR REPETIÇÕES  
PESADAS



### 17.1. OBJETIVO

Determinar o potencial máximo de germinação de um lote de sementes. Isto pode ser usado para comparar a qualidade de diferentes lotes de sementes e também para estimar o desempenho no campo.

### 17.2. DEFINIÇÕES

As definições dadas no Capítulo 5 – Teste de Germinação, para germinação, plântulas normais e anormais, também se aplicam a este Capítulo.

### 17.3. PRINCÍPIOS GERAIS

Para os testes com repetições pesadas, a finalidade é testar o peso do material contendo aproximadamente 400 sementes. O peso real da semente testada é uma pequena fração do lote comparado com a quantidade total normalmente usada na análise de pureza e teste de germinação. Cuidados especiais devem portanto ser tomados para assegurar que as amostras médias e de trabalho sejam verdadeiramente representativas. Em razão das dificuldades da execução da análise de pureza, esta não é realizada; mesmo assim, todo o tamanho da amostra de trabalho especificada na Coluna 5 do Quadro 1.2 deve ainda ser examinado para autenticação da espécie e remoção das sementes de outras espécies prontamente identificáveis. O nome e o número dessas outras sementes encontradas, juntamente com o peso examinado, devem ser informados.

Em caso onde a “Determinação de Outras Sementes por Número” é solicitada, as instruções do Capítulo 4 são seguidas.

Quatro repetições do peso prescrito são obtidas da amostra de trabalho através de um método de amostragem recomendado. As repetições são semeadas no substrato e devem germinar em condições de temperatura e no período de tempo prescritos no Quadro 5.1 e os números de plântulas normais e de plântulas anormais produzidas são anotados. O resultado é informado como o número de plântulas normais produzidas por peso de semente examinado.

O teste com repetições pesadas é restrito as espécies listadas na segunda coluna do Quadro 5.1 para as quais é apresentado o peso da subamostra para o teste por repetição pesada. Para essas espécies, a determinação da porcentagem de pureza, peso de mil sementes e/ou porcentagem de germinação são impossíveis ou impraticáveis. As razões para isto são várias, por exemplo:

- a análise de pureza pode ser impossível – porque a semente e o material inerte são indistinguíveis a olho nu, por ex. a maioria dos *Eucalyptus*;
- a análise de pureza pode ser impraticável – porque ainda que a semente e material inerte sejam perfeitamente distinguíveis, o material inerte constitui tão grande proporção no lote de sementes que torna a análise de pureza demasiadamente cara em relação ao valor da semente, por ex. alguns *Eucalyptus* e a maioria de *Betula*;
- a maioria dos lotes de sementes pode apresentar alta porcentagem de sementes vazias – isto provavelmente faz com que a distribuição desigual entre sementes cheias e vazias nas repetições de germinação apresente um potencial de germinação tendencioso, antes que o teste de germinação tenha sido iniciado, por ex. a maioria dos *Eucalyptus* e *Betula*;
- qualquer combinação dos itens acima.

## 17.4. EQUIPAMENTOS

Substratos, materiais e equipamentos adequados estão definidos no Capítulo 5 – Quadro 5.1.

## 17.5. PROCEDIMENTO

### 17.5.1. AMOSTRAS MÉDIA E DE TRABALHO

Os pesos mínimos das amostras médias e de trabalho devem ser aqueles prescritos no Quadro 1.2 e 5.1. As amostras devem ser coletadas de acordo com os métodos citados nestas RAS (1.4 e 1.5).

### 17.5.2. EXAME FÍSICO DA AMOSTRA DE TRABALHO

Toda amostra de trabalho deve ser examinada a fim de determinar se as sementes pertencem à espécie declarada pelo requerente e para identificar tanto quanto possível qualquer outra semente contaminante do lote de sementes.

### 17.5.3. OBTENÇÃO DAS REPETIÇÕES POR PESO

O peso do material a ser testado em cada repetição é fornecido pelo Quadro 5.1. Esses pesos têm sido derivados de dados da porção “Semente Pura” de modo a fornecer aproximadamente 100 sementes por repetição. Se aparecer um número muito menor ou maior de unidades de sementes em cada repetição, o procedimento em 17.5.4. deve ser seguido.

A amostra de trabalho deve ser subamostrada por um método aprovado (por ex. divisão manual, colher ou divisor mecânico) para obtenção de quatro repetições de aproximadamente o peso exigido e devem ser pesadas com a precisão descrita em 2.5.1.e.

### 17.5.4. TESTE DE GERMINAÇÃO

Os substratos, temperaturas, condições de iluminação e tratamentos especiais, para superar a dormência, devem ser aqueles prescritos no Capítulo 5 – Quadro 5.1. Para as espécies, onde os testes com e sem pré-esfriamento são recomendados, devem ser tomadas oito repetições por peso, como o descrito em 17.5.3, e quatro destas são selecionadas ao acaso para o teste de pré-esfriamento. Não havendo limitações de tempo e/ou espaço as oito repetições devem ser colocadas para germinar ao mesmo tempo.

As sementes de cada repetição devem ser espalhadas uniformemente no substrato úmido prescrito. Se durante o preparo das repetições, ou em qualquer outro momento durante o decorrer do teste de germinação, ficar evidenciado que o número de sementes é significativamente menor que 100 por repetição, então o teste deve ser refeito, usando repetições de peso maior. Se, ao contrário, for constatado que o número de sementes por repetição é significativamente maior do que as 100 sementes desejadas, então cada repetição pode ser subdividida em duas ou mais partes e distribuídas uniformemente em sub-repetições. Cada sub-repetição deve ser cuidadosamente identificada, sendo que todas elas devem ser mantidas juntas e consideradas como se fossem uma repetição (ver 5.11). A duração do teste e o dia da primeira contagem para cada espécie encontram-se no Quadro 5.1. As plântulas devem ser avaliadas de acordo com 5.2.4 e 5.2.5.

Ao finalizar o teste, não é necessário discriminar as sementes remanescentes em vazias, duras, dormentes e não-germinadas. No entanto, se a germinação das sementes for lenta e não uniforme, e se o analista tiver qualquer outra razão para suspeitar da presença de dormência, o teste deve ser repetido após um tratamento apropriado (ver 5.7).

### 17.6. CÁLCULO E EXPRESSÃO DE RESULTADOS

O resultado do teste sem pré-esfriamento é obtido pela soma dos resultados das quatro repetições. O resultado é expresso em número de sementes germinadas em relação ao peso total das sementes testadas.

Os resultados do teste com pré-esfriamento são calculados e expressos similarmente.

Para verificar a confiabilidade do resultado do teste a soma das repetições é calculada e comparada com a Tabela 18.12.

### 17.7. INFORMAÇÃO DOS RESULTADOS

Uma vez que os testes usuais de pureza e germinação não são executados, um -N- deve ser colocado em todos os espaços previstos para a informação das porcentagens de seus componentes, no Boletim de Análise de Sementes. Se a análise de pureza é solicitada, o resultado deve ser informado no espaço apropriado. Se outras sementes forem encontradas nas repetições por peso, estas devem ser informadas em “Outras Sementes” no Boletim de Análise de Sementes, informando também o(s) nome(s) científico(s) e o(s) número(s) de sementes encontradas no peso de sementes examinado.

Deve ser também informado em “Observações”:

- Peso médio das quatro repetições;
- Número médio de plântulas normais das quatro repetições;
- Número de plântulas normais por kg;
- Outras informações como especificadas em 5.11.

### BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

ISTA — INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. Testing seeds by weighed replicates. In: **International rules for seed testing**. ed.2008. Bassersdorf, 2008. cap.13, p.13.1-13.4.



# 18

TOLERÂNCIAS



## 18.1 DEFINIÇÃO E OBJETIVO

Em análise de sementes é esperada e admitida certa variação quando se comparam resultados de determinações efetuadas com sementes obtidas da mesma amostra média ou de diferentes amostras médias do mesmo lote, ainda que essas determinações tenham sido feitas no mesmo laboratório e pelo mesmo analista. Essa variação pode ser atribuída às circunstâncias em que as análises foram realizadas, às características da espécie e às condições de produção das sementes, entre outras.

O limite da variação acima do qual as diferenças entre resultados são consideradas não aceitáveis (significativas) é denominado tolerância.

O objetivo do estabelecimento de tolerâncias é avaliar se a variação dos resultados dentro e entre testes é aceitável quanto à precisão dos resultados.

## 18.2 PRINCÍPIO

As Tabelas de Tolerância elaboradas por Miles (1963)<sup>1</sup> foram baseadas em resultados experimentais e princípios estatísticos e são aplicáveis para comparação de resultados de repetições de um teste, resultados entre testes ou mesmo resultados de testes com um padrão estabelecido. Em todas as situações, devem ser rigorosamente observados os procedimentos referentes ao seu emprego.

No caso específico da análise de pureza, as Tabelas de Tolerância foram calculadas para amostras de trabalho que contenham, no mínimo, 2.500 sementes. Amostras de trabalho com menor número de sementes têm suas tolerâncias estatisticamente aumentadas, com conseqüente perda de precisão.

## 18.3 PROCEDIMENTO

Para a aplicação das Tabelas de Tolerância é importante que os testes tenham sido executados de acordo com as especificações prescritas nessas Regras para Análise de Sementes.

Para comparar resultados entre testes, calcula-se a média dos resultados e localiza-se na tabela, na coluna correspondente, o valor dessa média. O valor da tolerância permitida é obtido na linha correspondente à média e na coluna referente à probabilidade, tipo de semente (palhenta ou não-palhenta), número de testes ou de repetições utilizado. Se a diferença entre os resultados comparados não exceder a tolerância indicada na tabela, a variação é considerada não significativa e aceitável.

Quando o objetivo é a comparação do resultado de uma determinação com um padrão estabelecido, localiza-se o valor desse padrão na primeira coluna da tabela. O valor da tolerância permitida é obtida na mesma linha e na coluna adequada para o caso, conforme a probabilidade, tipo de semente (palhenta ou não-palhenta) e número de sementes utilizado. Se a diferença entre o resultado comparado e o padrão não exceder a tolerância indicada na tabela, a variação é considerada não significativa e o resultado é considerado dentro do padrão.

Nas comparações entre resultados de testes ou de resultados com padrões estabelecidos, recomenda-se 5% de probabilidade. Outras probabilidades menores que 5% (1,0 ou 2,5%) são apresentadas nas tabelas. A diminuição da probabilidade, contudo, aumenta a tolerância. Tais valores de probabilidade podem ser usados, por exemplo, para espécies com alta variabilidade natural, como as florestais e forrageiras, ou com dificuldades de homogeneização por excesso de impurezas, como no caso de gramíneas (**Poaceae**) forrageiras. Nessas situações, aumenta-se a tolerância considerando que a variabilidade da amostra contribui para aumentar a diferença entre resultados. Da mesma forma, na comparação entre resultados de diferentes laboratórios, em alguns casos, é recomendado o uso de valores de probabilidade inferiores a 5%, pela maior variação esperada entre laboratórios. Essas recomendações estão indicadas nas tabelas correspondentes.

<sup>1</sup> MILES, S. R. Handbook of tolerances and of measures of precision for seed testing. **Proceedings of the International Seed Testing Association**, Bassersdorf, v.28, p.525-686, 1963.

São consideradas “palhentas” as unidades de dispersão que não deslizam facilmente e são propensas a aderirem umas às outras ou a outros objetos, não podem ser limpas, ou não são amostradas facilmente e podem fazer com que outras sementes fiquem presas ou aderidas às sementes cultivadas. Ver também Quadro 2.2 do Capítulo 2 – Análise de Pureza. Para o uso das tabelas são consideradas palhentas as sementes dos seguintes gêneros: *Agropyron*, *Agrostis*, *Alopecurus*, *Andropogon*, *Anthoxanthum*, *Arrhenatherum*, *Axonopus*, *Brachiaria*, *Bromus*, *Cenchrus*, *Chloris*, *Cynodon*, *Dactylis*, *Deschampsia*, *Festuca*, *Holcus*, *Hyparrhenia*, *Lolium*, *Melinis*, *Panicum*, *Paspalum*, *Poa*, *Setaria*, *Stylosanthes*, *Trisetum*, *Urochloa*, *Zoysia*, etc. a não ser que suas estruturas palhentas tenham sido previamente removidas, como por exemplo, as sementes do gênero *Brachiaria* comercializadas após escarificação química.

## 18.4 TABELAS DE TOLERÂNCIAS E SUAS APLICAÇÕES

As Tabelas apresentadas foram adaptadas a partir das referências citadas ao final de cada uma delas.

### 18.4.1 TABELAS DE TOLERÂNCIA PARA ANÁLISE DE PUREZA

#### Tolerâncias máximas admitidas para:

- Comparação de resultados de duas amostras de trabalho, obtidas da mesma amostra média, no mesmo ou em diferentes laboratórios. Tabela 18.1
- Comparação de resultados de duas amostras de trabalho, obtidas de duas amostras médias, do mesmo lote, e analisadas no mesmo ou em diferentes laboratórios. Tabela 18.2
- Comparação do resultado da amostra com o padrão estabelecido.  
(Uso exclusivo pela fiscalização, a partir de resultados de análises fiscais) Tabela 18.3
- Comparação de resultados de duas subamostras (com metade do peso recomendado para a amostra de trabalho) obtidas da amostra média. Tabela 18.4
- Comparação de resultados de duas amostras de trabalho obtidas de diferentes amostras médias, do mesmo lote, quando o resultado da segunda análise é pior de que o resultado da primeira análise, realizada no mesmo laboratório ou em diferentes laboratórios. Tabela 18.5

### 18.4.2 TABELAS DE TOLERÂNCIA PARA DETERMINAÇÃO DE OUTRAS SEMENTES POR NÚMERO E VERIFICAÇÃO DE OUTRAS CULTIVARES

#### Tolerâncias máximas admitidas para:

- Comparação de resultados de duas amostras de trabalho, obtidas a partir da mesma ou de diferentes amostras médias do mesmo lote. Tabela 18.6
- Comparação do resultado obtido com o padrão de sementes estabelecido. **(Uso exclusivo pela fiscalização, a partir de resultados de análises fiscais)** Tabela 18.7
- Comparação de resultados de duas amostras de trabalho obtidas de diferentes amostras médias do mesmo lote quando o resultado da segunda análise for maior do que o resultado da primeira análise, realizada no mesmo laboratório ou em diferentes laboratórios. Tabela 18.8

### 18.4.3 TABELAS DE TOLERÂNCIA PARA TESTE DE GERMINAÇÃO

#### Tolerâncias máximas admitidas:

- Entre resultados das repetições do mesmo teste. Tabela 18.9
- Para comparação de resultados de amostras de trabalho obtidas da mesma ou de diferentes amostras médias do mesmo lote, analisadas no mesmo laboratório. Tabela 18.10
- Para comparação de resultados de amostras de trabalho obtidas da mesma ou de diferentes amostras médias do mesmo lote, em diferentes laboratórios. Tabela 18.11
- Para comparação de resultados relativos a cada repetição do mesmo teste de germinação (Repetições por peso). Tabela 18.12
- Para comparação do resultado do teste de germinação ou de tetrazólio da amostra com o padrão estabelecido. Tabela 18.13
- (Uso exclusivo pela fiscalização, a partir de resultados de análises fiscais)**

  - Para comparação de resultados de dois testes de germinação realizados a partir de diferentes amostras médias do mesmo lote, quando o resultado da segunda análise é pior do que o resultado da primeira análise, realizada no mesmo laboratório ou em diferentes laboratórios. Tabela 18.14

### 18.4.4 TABELAS DE TOLERÂNCIA PARA TESTE DE TETRAZÓLIO

#### Tolerâncias máximas admitidas:

- Entre os resultados das repetições do mesmo teste. Tabela 18.15
- Para comparação de resultados do teste de tetrazólio de amostras de trabalho obtidas da mesma ou de diferentes amostras médias do mesmo lote, analisadas no mesmo laboratório. Tabela 18.16
- Para comparação de resultados de dois testes de tetrazólio realizados a partir de diferentes amostras médias do mesmo lote, analisadas em diferentes laboratórios. Tabela 18.17

**TABELA 18.1 – Análise de Pureza (percentagem de sementes puras e de impurezas).**

**Tolerâncias máximas admitidas para comparação de resultados de duas amostras de trabalho, obtidas da mesma amostra média, no mesmo ou em diferentes laboratórios.**

Para sementes não palhentas deve-se utilizar 5% de probabilidade na comparação entre resultados do mesmo laboratório e para resultados de diferentes laboratórios (Coluna C).

Para sementes palhentas deve-se utilizar 5% de probabilidade na comparação entre resultados do mesmo laboratório (Coluna D) e, no mínimo, 1% de probabilidade entre resultados de diferentes laboratórios (Coluna E).

Para sementes pelotizadas deve-se utilizar 5% de probabilidade (Coluna F) na comparação entre resultados do mesmo laboratório e para resultados de diferentes laboratórios.

Para sementes de espécies florestais deve-se utilizar, no mínimo, 1% de probabilidade (Coluna G) na comparação entre resultados do mesmo laboratório e para resultados de diferentes laboratórios.

Média dos Resultados (%)		Não Palhentas	Palhentas* (mesmo laboratório)	Palhentas* (diferentes laboratórios)	Pelotizadas	Espécies Florestais
(50 – 100)	(menor que 50)					
A	B	C	D	E	F	G
99,95 – 100,00	0,00 – 0,04	0,1	0,2	0,2	0,2	0,2
99,90 – 99,94	0,05 – 0,09	0,2	0,2	0,3	0,2	0,3
99,85 – 99,89	0,10 – 0,14	0,3	0,3	0,4	0,3	0,4
99,80 – 99,84	0,15 – 0,19	0,3	0,4	0,5	0,4	0,4
99,75 – 99,79	0,20 – 0,24	0,4	0,4	0,5	0,4	0,5
99,70 – 99,74	0,25 – 0,29	0,4	0,4	0,6	0,4	0,5
99,65 – 99,69	0,30 – 0,34	0,4	0,5	0,6	0,5	0,6
99,60 – 99,64	0,35 – 0,39	0,5	0,5	0,6	0,5	0,6
99,55 – 99,59	0,40 – 0,44	0,5	0,5	0,7	0,5	0,6
99,50 – 99,54	0,45 – 0,49	0,5	0,5	0,7	0,5	0,7
99,40 – 99,49	0,50 – 0,59	0,5	0,6	0,8	0,6	0,7
99,30 – 99,39	0,60 – 0,69	0,6	0,6	0,8	0,6	0,8
99,20 – 99,29	0,70 – 0,79	0,6	0,7	0,9	0,7	0,8
99,10 – 99,19	0,80 – 0,89	0,7	0,7	0,9	0,7	0,9
99,00 – 99,09	0,90 – 0,99	0,7	0,8	1,0	0,8	0,9
98,75 – 98,99	1,00 – 1,24	0,8	0,8	1,1	0,8	1,0
98,50 – 98,74	1,25 – 1,49	0,8	0,9	1,2	0,9	1,1
98,25 – 98,49	1,50 – 1,74	0,9	1,0	1,3	1,0	1,2
98,00 – 98,24	1,75 – 1,99	1,0	1,0	1,4	1,0	1,3
97,75 – 97,99	2,00 – 2,24	1,0	1,1	1,4	1,1	1,4
97,50 – 97,74	2,25 – 2,49	1,1	1,2	1,5	1,2	1,4
97,25 – 97,49	2,50 – 2,74	1,1	1,2	1,6	1,2	1,5
97,00 – 97,24	2,75 – 2,99	1,2	1,3	1,7	1,3	1,6
96,50 – 96,99	3,00 – 3,49	1,3	1,3	1,8	1,3	1,7
96,00 – 96,49	3,50 – 3,99	1,3	1,4	1,9	1,4	1,8
95,50 – 95,99	4,00 – 4,49	1,4	1,5	2,0	1,5	1,9
95,00 – 95,49	4,50 – 4,99	1,5	1,6	2,1	1,6	2,0
94,00 – 94,99	5,00 – 5,99	1,6	1,7	2,2	1,7	2,1
93,00 – 93,99	6,00 – 6,99	1,7	1,8	2,4	1,8	2,3
92,00 – 92,99	7,00 – 7,99	1,8	1,9	2,6	1,9	2,4

Média dos Resultados (%)	Não Palhentas	Palhentas* (mesmo laboratório)	Palhentas* (diferentes laboratórios)	Pelotizadas	Espécies Florestais	
						Probabilidade (%)
(50 – 100) A	(menor que 50) B	5 C	5 D	1 E	5 F	1 G
91,00 – 91,99	8,00 – 8,99	1,9	2,1	2,7	2,1	2,6
90,00 – 90,99	9,00 – 9,99	2,0	2,2	2,8	2,2	2,7
88,00 – 89,99	10,00 – 11,99	2,2	2,3	3,0	2,3	2,9
86,00 – 87,99	12,00 – 13,99	2,3	2,5	3,3	2,5	3,1
84,00 – 85,99	14,00 – 15,99	2,5	2,6	3,5	2,6	3,3
82,00 – 83,99	16,00 – 17,99	2,6	2,8	3,6	2,8	3,4
80,00 – 81,99	18,00 – 19,99	2,7	2,9	3,8	2,9	3,6
78,00 – 79,99	20,00 – 21,99	2,8	3,0	3,9	3,0	3,7
76,00 – 77,99	22,00 – 23,99	2,9	3,1	4,1	3,1	3,9
74,00 – 75,99	24,00 – 25,99	3,0	3,2	4,2	3,2	4,0
72,00 – 73,99	26,00 – 27,99	3,1	3,3	4,3	3,3	4,1
70,00 – 71,99	28,00 – 29,99	3,2	3,3	4,4	3,3	4,2
65,00 – 69,99	30,00 – 34,99	3,3	3,4	4,5	3,4	4,3
60,00 – 64,99	35,00 – 39,99	3,4	3,6	4,7	3,6	4,4
50,00 – 59,99	40,00 – 49,99	3,5	3,7	4,8	3,7	4,6

\* Ver definição de sementes palhentas no Capítulo de Análise de Pureza (item 2.6.2.3 e 2.8 Quadro 2.2).

Fonte: **Proceedings of International Seed Testing Association**, ISTA, v.28, n.3, p.566, 1963.

### Exemplo 1: Resultados obtidos no mesmo laboratório

Sementes: palhentas

Probabilidade = 5%

1ª amostra = 98,9%

2ª amostra = 98,0%

Média =  $196,9 \div 2 = 98,45\%$

Diferença entre os resultados =  $98,9 - 98,0 = 0,9\%$

**Interpretação:** Na Tabela 18.1 (Coluna A), a média 98,45 encontra-se no intervalo 98,25 – 98,49, com tolerância 1,0 (Coluna E). Como a diferença (0,9) é inferior à tolerância (1,0), os resultados são compatíveis.

### Exemplo 2: Resultados obtidos em laboratórios diferentes

Sementes: palhentas

Probabilidade = 1%

Resultado do Laboratório 1 = 47,5%

Resultado do Laboratório 2 = 40,1%

Média =  $87,6 \div 2 = 43,80\%$

Diferença entre os resultados =  $47,5 - 40,1 = 7,4\%$

**Interpretação:** Na Tabela 18.1 (Coluna B), a média 43,80 encontra-se no intervalo 40,00 – 49,99, com tolerância 4,8 (Coluna F). Como a diferença (7,4) é superior à tolerância (4,8), os resultados são incompatíveis.

**TABELA 18.2 – Análise de Pureza (percentagem de sementes puras e de impurezas).**

Tolerâncias máximas admitidas para comparação de resultados de duas amostras de trabalho obtidas de duas amostras médias, do mesmo lote, e analisadas no mesmo ou em diferentes laboratórios, a 1% de probabilidade.

Média dos Resultados (%)		Não Palhentas e Espécies Florestais	Palhentas* e Pelotizadas
(50 – 100)	(menor que 50)		
A	B	C	D
99,95 – 100,00	0,00 – 0,04	0,2	0,2
99,90 – 99,94	0,05 – 0,09	0,3	0,4
99,85 – 99,89	0,10 – 0,14	0,4	0,5
99,80 – 99,84	0,15 – 0,19	0,4	0,5
99,75 – 99,79	0,20 – 0,24	0,5	0,6
99,70 – 99,74	0,25 – 0,29	0,5	0,6
99,65 – 99,69	0,30 – 0,34	0,6	0,7
99,60 – 99,64	0,35 – 0,39	0,6	0,7
99,55 – 99,59	0,40 – 0,44	0,6	0,8
99,50 – 99,54	0,45 – 0,49	0,7	0,8
99,40 – 99,49	0,50 – 0,59	0,7	0,9
99,30 – 99,39	0,60 – 0,69	0,8	1,0
99,20 – 99,29	0,70 – 0,79	0,8	1,0
99,10 – 99,19	0,80 – 0,89	0,9	1,1
99,00 – 99,09	0,90 – 0,99	0,9	1,1
98,75 – 98,99	1,00 – 1,24	1,0	1,2
98,50 – 98,74	1,25 – 1,49	1,1	1,3
98,25 – 98,49	1,50 – 1,74	1,2	1,5
98,00 – 98,24	1,75 – 1,99	1,3	1,6
97,75 – 97,99	2,00 – 2,24	1,4	1,7
97,50 – 97,74	2,25 – 2,49	1,5	1,7
97,25 – 97,49	2,50 – 2,74	1,5	1,8
97,00 – 97,24	2,75 – 2,99	1,6	1,9
96,50 – 96,99	3,00 – 3,49	1,7	2,0
96,00 – 96,49	3,50 – 3,99	1,8	2,1
95,50 – 95,99	4,00 – 4,49	1,9	2,3
95,00 – 95,49	4,50 – 4,99	2,0	2,4
94,00 – 94,99	5,00 – 5,99	2,1	2,5
93,00 – 93,99	6,00 – 6,99	2,3	2,7
92,00 – 92,99	7,00 – 7,99	2,5	2,9
91,00 – 91,99	8,00 – 8,99	2,6	3,1
90,00 – 90,99	9,00 – 9,99	2,8	3,2
88,00 – 89,99	10,00 – 11,99	2,9	3,5
86,00 – 87,99	12,00 – 13,99	3,2	3,7
84,00 – 85,99	14,00 – 15,99	3,4	3,9
82,00 – 83,99	16,00 – 17,99	3,5	4,1
80,00 – 81,99	18,00 – 19,99	3,7	4,3
78,00 – 79,99	20,00 – 21,99	3,8	4,5
76,00 – 77,99	22,00 – 23,99	3,9	4,6
74,00 – 75,99	24,00 – 25,99	4,1	4,8
72,00 – 73,99	26,00 – 27,99	4,2	4,9
70,00 – 71,99	28,00 – 29,99	4,3	5,0
65,00 – 69,99	30,00 – 34,99	4,4	5,2
60,00 – 64,99	35,00 – 39,99	4,5	5,3
50,00 – 59,99	40,00 – 49,99	4,7	5,5

\* Ver definição de sementes palhentas no Capítulo de Análise de Pureza (item 2.6.2.3 e 2.8 Quadro 2.2).

Fonte: *Proceedings of International Seed Testing Association*, ISTA, v.28, n.3, p.562, 1963.

**Exemplo: Resultados obtidos no mesmo laboratório ou em diferentes laboratórios**

Sementes: não palhentas

Resultado da 1ª Amostra = 99,4%

Resultado da 2ª Amostra = 100,0%

Média =  $199,4 \div 2 = 99,70\%$ Diferença entre os resultados =  $100,0 - 99,4 = 0,6\%$ 

**Interpretação:** Na Tabela 18.2 (Coluna A), a média 99,7 encontra-se no intervalo 99,70 – 99,74, com tolerância 0,5 (Coluna C). Como a diferença (0,6) é superior à tolerância (0,5), os resultados são incompatíveis.

**TABELA 18.3 – Análise de Pureza (percentagem de sementes puras e impurezas).****Fiscalização do Comércio e da Produção****(Uso exclusivo pela fiscalização, a partir de resultados de análises fiscais)****Tolerâncias máximas admitidas para comparação do resultado da amostra com o padrão estabelecido.**

Padrão (%)	Probabilidade	Probabilidade	
		Não Palhentas	Palhentas*
(50 - 100) A	(menor que 50) B	5 C	1 D
99,95 – 100,00	0,00 – 0,04	0,1	0,2
99,90 – 99,94	0,05 – 0,09	0,1	0,2
99,85 – 99,89	0,10 – 0,14	0,2	0,3
99,80 – 99,84	0,15 – 0,19	0,2	0,4
99,75 – 99,79	0,20 – 0,24	0,2	0,4
99,70 – 99,74	0,25 – 0,29	0,3	0,4
99,65 – 99,69	0,30 – 0,34	0,3	0,5
99,60 – 99,64	0,35 – 0,39	0,3	0,5
99,55 – 99,59	0,40 – 0,44	0,3	0,5
99,50 – 99,54	0,45 – 0,49	0,3	0,5
99,40 – 99,49	0,50 – 0,59	0,3	0,6
99,30 – 99,39	0,60 – 0,69	0,4	0,6
99,20 – 99,29	0,70 – 0,79	0,4	0,7
99,10 – 99,19	0,80 – 0,89	0,4	0,7
99,00 – 99,09	0,90 – 0,99	0,4	0,7
98,75 – 98,99	1,00 – 1,24	0,5	0,8
98,50 – 98,74	1,25 – 1,49	0,5	0,9
98,25 – 98,49	1,50 – 1,74	0,6	0,9
98,00 – 98,24	1,75 – 1,99	0,6	1,0
97,75 – 97,99	2,00 – 2,24	0,6	1,1
97,50 – 97,74	2,25 – 2,49	0,7	1,1
97,25 – 97,49	2,50 – 2,74	0,7	1,2
97,00 – 97,24	2,75 – 2,99	0,7	1,2
96,50 – 96,99	3,00 – 3,49	0,8	1,3
96,00 – 96,49	3,50 – 3,99	0,8	1,4
95,50 – 95,99	4,00 – 4,49	0,9	1,5
95,00 – 95,49	4,50 – 4,99	0,9	1,5
94,00 – 94,99	5,00 – 5,99	1,0	1,6
93,00 – 93,99	6,00 – 6,99	1,1	1,7
92,00 – 92,99	7,00 – 7,99	1,1	1,9
91,00 – 91,99	8,00 – 8,99	1,2	2,0
90,00 – 90,99	9,00 – 9,99	1,2	2,1
88,00 – 89,99	10,00 – 11,99	1,3	2,2



	Padrão (%)	Probabilidade	
		Não Palhentas 5 C	Palhentas* 1 D
(50 - 100) A	(menor que 50) B		
86,00 – 87,99	12,00 – 13,99	1,4	2,4
84,00 – 85,99	14,00 – 15,99	1,5	2,5
82,00 – 83,99	16,00 – 17,99	1,6	2,6
80,00 – 81,99	18,00 – 19,99	1,7	2,8
78,00 – 79,99	20,00 – 21,99	1,7	2,9
76,00 – 77,99	22,00 – 23,99	1,8	3,0
74,00 – 75,99	24,00 – 25,99	1,8	3,1
72,00 – 73,99	26,00 – 27,99	1,9	3,1
70,00 – 71,99	28,00 – 29,99	1,9	3,2
65,00 – 69,99	30,00 – 34,99	2,0	3,3
60,00 – 64,99	35,00 – 39,99	2,1	3,4
50,00 – 59,99	40,00 – 49,99	2,1	3,5

\* Ver definição de sementes palhentas no Capítulo de Análise de Pureza (item 2.6.2.3 e 2.8 Quadro 2.2).

Fonte: **Proceedings of International Seed Testing Association**, ISTA, v.28, n.3, p.571, 1963.

#### Exemplo:

Sementes: não palhentas

Resultado da amostra **obtido pela fiscalização** C= 96,5%

Padrão de pureza = 98,0%

Diferença entre o padrão e o resultado da amostra =  $98,0 - 96,5 = 1,5\%$

**Interpretação:** Na Tabela 18.3 (Coluna A), o padrão (98,0) encontra-se no intervalo 98,00 – 98,24, com tolerância de 0,6 (Coluna C). Como a diferença (1,5) é superior à tolerância (0,6), a amostra está fora do padrão.

**Tabela 18.4 – Análise de Pureza (percentagem de sementes puras e de impurezas).**

Tolerâncias máximas admitidas para comparação de resultados de duas subamostras (com metade do peso recomendado para a amostra de trabalho) obtidas da amostra média, a 5% de probabilidade.

Média dos Resultados de Duas Sub-amostras (%)		Tolerância	
		Não Palhentas e Espécies Florestais	Palhentas* e Pelotizadas
(50 – 100)	(menor que 50)	C	D
A	B		
99,95 – 100,00	0,00 – 0,04	0,20	0,23
99,90 – 99,94	0,05 – 0,09	0,33	0,34
99,85 – 99,89	0,10 – 0,14	0,40	0,42
99,80 – 99,84	0,15 – 0,19	0,47	0,49
99,75 – 99,79	0,20 – 0,24	0,51	0,55
99,70 – 99,74	0,25 – 0,29	0,55	0,59
99,65 – 99,69	0,30 – 0,34	0,61	0,65
99,60 – 99,64	0,35 – 0,39	0,65	0,69
99,55 – 99,59	0,40 – 0,44	0,68	0,74
99,50 – 99,54	0,45 – 0,49	0,72	0,76
99,40 – 99,49	0,50 – 0,59	0,76	0,82
99,30 – 99,39	0,60 – 0,69	0,83	0,89
99,20 – 99,29	0,70 – 0,79	0,89	0,95
99,10 – 99,19	0,80 – 0,89	0,95	1,00
99,00 – 99,09	0,90 – 0,99	1,00	1,06
98,75 – 98,99	1,00 – 1,24	1,07	1,15
98,50 – 98,74	1,25 – 1,49	1,19	1,26
98,25 – 98,49	1,50 – 1,74	1,29	1,37
98,00 – 98,24	1,75 – 1,99	1,37	1,47
97,75 – 97,99	2,00 – 2,24	1,44	1,54
97,50 – 97,74	2,25 – 2,49	1,53	1,63
97,25 – 97,49	2,50 – 2,74	1,60	1,70
97,00 – 97,24	2,75 – 2,99	1,67	1,78
96,50 – 96,99	3,00 – 3,49	1,77	1,88
96,00 – 96,49	3,50 – 3,99	1,88	1,99
95,50 – 95,99	4,00 – 4,49	1,99	2,12
95,00 – 95,49	4,50 – 4,99	2,09	2,22
94,00 – 94,99	5,00 – 5,99	2,25	2,38
93,00 – 93,99	6,00 – 6,99	2,43	2,56
92,00 – 92,99	7,00 – 7,99	2,59	2,73
91,00 – 91,99	8,00 – 8,99	2,74	2,90
90,00 – 90,99	9,00 – 9,99	2,88	3,04
88,00 – 89,99	10,00 – 11,99	3,08	3,25
86,00 – 87,99	12,00 – 13,99	3,31	3,49
84,00 – 85,99	14,00 – 15,99	3,52	3,71
82,00 – 83,99	16,00 – 17,99	3,69	3,90
80,00 – 81,99	18,00 – 19,99	3,86	4,07
78,00 – 79,99	20,00 – 21,99	4,00	4,23
76,00 – 77,99	22,00 – 23,99	4,14	4,37
74,00 – 75,99	24,00 – 25,99	4,26	4,50
72,00 – 73,99	26,00 – 27,99	4,37	4,61
70,00 – 71,99	28,00 – 29,99	4,47	4,71
65,00 – 69,99	30,00 – 34,99	4,61	4,86
60,00 – 64,99	35,00 – 39,99	4,77	5,02
50,00 – 59,99	40,00 – 49,99	4,89	5,16

\* Ver definição de sementes palhentas no Capítulo de Análise de Pureza (item 2.6.2.3 e 2.8 Quadro 2.2).

Fonte: *Proceedings of International Seed Testing Association*, ISTA, v.28, n.3, p.566, 1963.

(Calculada a partir da multiplicação dos valores das Colunas C e F da Tabela P11 por raiz quadrada de dois).

**Exemplo: Resultados obtidos na análise de pureza em duas subamostras**

Sementes: não palhentas

1ª subamostra = 98,9%

2ª subamostra = 98,0%

Média do resultado das duas subamostras =  $196,9 \div 2 = 98,45\%$

Diferença entre os resultados =  $98,9 - 98,0 = 0,9\%$

Interpretação: Na Tabela 18.4(Coluna A), a média 98,45 encontra-se no intervalo 98,25 – 98,49, com tolerância 1,29 (Coluna não palhentas e espécies florestais). Como a diferença (0,9) é inferior à tolerância (1,29), os resultados são compatíveis.

**TABELA 18.5 – Análise de Pureza (percentagem de sementes puras e de impurezas).**

Tolerâncias máximas admitidas para comparação de resultados de duas amostras de trabalho obtidas de diferentes amostras médias do mesmo lote, quando o resultado da segunda análise é pior<sup>1</sup> do que o resultado da primeira análise, realizada no mesmo laboratório ou em diferentes laboratórios, a 1% de probabilidade.

<sup>1</sup> Considera-se como pior resultado, a menor percentagem de sementes puras ou a maior percentagem de impurezas.

Média dos Resultados (%)		Não palhentas	Palhentas*
(50 – 100) A	(menor que 50) B	C	D
99,95 – 100,00	0,00 – 0,04	0,2	0,2
99,90 – 99,94	0,05 – 0,09	0,3	0,3
99,85 – 99,89	0,10 – 0,14	0,3	0,4
99,80 – 99,84	0,15 – 0,19	0,4	0,5
99,75 – 99,79	0,20 – 0,24	0,4	0,5
99,70 – 99,74	0,25 – 0,29	0,5	0,6
99,65 – 99,69	0,30 – 0,34	0,5	0,6
99,60 – 99,64	0,35 – 0,39	0,6	0,7
99,55 – 99,59	0,40 – 0,44	0,6	0,7
99,50 – 99,54	0,45 – 0,49	0,6	0,7
99,40 – 99,49	0,50 – 0,59	0,7	0,8
99,30 – 99,39	0,60 – 0,69	0,7	0,9
99,20 – 99,29	0,70 – 0,79	0,8	0,9
99,10 – 99,19	0,80 – 0,89	0,8	1,0
99,00 – 99,09	0,90 – 0,99	0,9	1,0
98,75 – 98,99	1,00 – 1,24	0,9	1,1
98,50 – 98,74	1,25 – 1,49	1,0	1,2
98,25 – 98,49	1,50 – 1,74	1,1	1,3
98,00 – 98,24	1,75 – 1,99	1,2	1,4
97,75 – 97,99	2,00 – 2,24	1,3	1,5
97,50 – 97,74	2,25 – 2,49	1,3	1,6
97,25 – 97,49	2,50 – 2,74	1,4	1,6
97,00 – 97,24	2,75 – 2,99	1,5	1,7
96,50 – 96,99	3,00 – 3,49	1,5	1,8
96,00 – 96,49	3,50 – 3,99	1,6	1,9
95,50 – 95,99	4,00 – 4,49	1,7	2,0
95,00 – 95,49	4,50 – 4,99	1,8	2,2
94,00 – 94,99	5,00 – 5,99	2,0	2,3
93,00 – 93,99	6,00 – 6,99	2,1	2,5
92,00 – 92,99	7,00 – 7,99	2,2	2,6
91,00 – 91,99	8,00 – 8,99	2,4	2,8
90,00 – 90,99	9,00 – 9,99	2,5	2,9
88,00 – 89,99	10,00 – 11,99	2,7	3,1
86,00 – 87,99	12,00 – 13,99	2,9	3,4
84,00 – 85,99	14,00 – 15,99	3,0	3,6
82,00 – 83,99	16,00 – 17,99	3,2	3,7
80,00 – 81,99	18,00 – 19,99	3,3	3,9
78,00 – 79,99	20,00 – 21,99	3,5	4,1
76,00 – 77,99	22,00 – 23,99	3,6	4,2
74,00 – 75,99	24,00 – 25,99	3,7	4,3
72,00 – 73,99	26,00 – 27,99	3,8	4,4
70,00 – 71,99	28,00 – 29,99	3,8	4,5
65,00 – 69,99	30,00 – 34,99	4,0	4,7
60,00 – 64,99	35,00 – 39,99	4,1	4,8
50,00 – 59,99	40,00 – 49,99	4,2	5,0

\* Ver definição de sementes palhentas no Capítulo de Análise de Pureza (item 2.6.2.3 e 2.8 Quadro 2.2).

Fonte: *Proceedings of International Seed Testing Association*, ISTA, v.28, n.3, p.555, 1963.

**Exemplo:**

Sementes: não palhentas

Resultado da 1ª amostra = 98,9%

Resultado da 2ª amostra = 98,0%

Média =  $196,9 \div 2 = 98,45\%$

Diferença entre os resultados =  $98,9 - 98,0 = 0,9\%$

Interpretação: Na Tabela 18.5 (Coluna A), a média 98,45 encontra-se no intervalo 98,25 – 98,49, com tolerância de 1,1 (Coluna C). Como a diferença (0,9) é inferior à tolerância (1,1), os resultados são compatíveis.

**TABELA 18.6 – Determinação de Outras Sementes por Número (outras espécies de sementes cultivadas, silvestres e nocivas) e Verificação de Outras Cultivares.**

Tolerâncias máximas admitidas para comparação de resultados de duas amostras de trabalho obtidas a partir da mesma ou de diferentes amostras médias do mesmo lote, a 5% de probabilidade.

São aplicadas para sementes palhentas ou não, analisadas no mesmo ou em diferentes laboratórios.

Média dos Resultados	Tolerância	Média dos Resultados	Tolerância	Média dos Resultados	Tolerância
A	B	A	B	A	B
(3 – 75)		(76 – 252)		(253 – 534)	
3	5	76 – 81	25	253 – 264	45
4	6	82 – 88	26	265 – 276	46
5 – 6	7	89 – 95	27	277 – 288	47
7 – 8	8	96 – 102	28	289 – 300	48
9 – 10	9	103 – 110	29	301 – 313	49
11 – 13	10	111 – 117	30	314 – 326	50
14 – 15	11	118 – 125	31	327 – 339	51
16 – 18	12	126 – 133	32	340 – 353	52
19 – 22	13	134 – 142	33	354 – 366	53
23 – 25	14	143 – 151	34	367 – 380	54
26 – 29	15	152 – 160	35	381 – 394	55
30 – 33	16	161 – 169	36	395 – 409	56
34 – 37	17	170 – 178	37	410 – 424	57
38 – 42	18	179 – 188	38	425 – 439	58
43 – 47	19	189 – 198	39	440 – 454	59
48 – 52	20	199 – 209	40	455 – 469	60
53 – 57	21	210 – 219	41	470 – 485	61
58 – 63	22	220 – 230	42	486 – 501	62
64 – 69	23	231 – 241	43	502 – 518	63
70 – 75	24	242 – 252	44	519 – 534	64

Fonte: *Proceedings of International Seed Testing Association*, ISTA, v.28, n.3, p.615, 1963.

#### Exemplo:

Resultado da 1ª Amostra = 6 sementes

Resultado da 2ª Amostra = 4 sementes

Média =  $10 \div 2 = 5$  sementes (arredondar se o número for fracionário)

Diferença entre os resultados =  $6 - 4 = 2$  sementes

**Interpretação:** Na Tabela 18.6 (Coluna A), a média 5 encontra-se no intervalo 5 – 6, com tolerância 7. Como a diferença (2) é inferior à tolerância (7), os resultados são compatíveis.

**TABELA 18.7 – Determinação de Outras Sementes por Número (outras espécies de sementes cultivadas, silvestres e nocivas) e Verificação de Outras Cultivares.**

**Fiscalização do Comércio e da Produção**  
(Uso exclusivo pela fiscalização, a partir de resultados de análises fiscais)

**Tolerâncias máximas admitidas para comparação do resultado obtido com o padrão de sementes estabelecido, a 5% de probabilidade.**

São aplicadas para sementes palhentas ou não.

O número de sementes (coluna A) equivale ao número máximo estabelecido no padrão. O peso da amostra de trabalho deve ser aquele especificado no padrão.

Padrão de sementes	Tolerância	Padrão de sementes	Tolerância	Padrão de sementes	Tolerância	Padrão de sementes	Tolerância
A	B	A	B	A	B	A	B
(1 – 25)		(26 – 50)		(51 – 75)		(76 – 100)	
1	3	26	35	51	63	76	91
2	5	27	36	52	64	77	92
3	6	28	37	53	65	78	93
4	8	29	38	54	66	79	94
5	9	30	39	55	68	80	95
6	10	31	41	56	69	81	96
7	12	32	42	57	70	82	97
8	13	33	43	58	71	83	98
9	14	34	44	59	72	84	99
10	15	35	45	60	73	85	101
11	17	36	46	61	74	86	102
12	18	37	47	62	75	87	103
13	19	38	49	63	76	88	104
14	20	39	50	64	78	89	105
15	22	40	51	65	79	90	106
16	23	41	52	66	80	91	107
17	24	42	53	67	81	92	108
18	25	43	54	68	82	93	109
19	26	44	55	69	83	94	110
20	28	45	56	70	84	95	111
21	29	46	58	71	85	96	113
22	30	47	59	72	86	97	114
23	31	48	60	73	87	98	115
24	32	49	61	74	89	99	116
25	33	50	62	75	90	100	117

Fonte: *Proceedings of International Seed Testing Association*, ISTA, v.28, n.3, p.629-631, 1963 (modificada).

#### Exemplo 1: Resultados obtidos em análise fiscal realizada em laboratório oficial

Padrão = 5 sementes/500g

Número de sementes encontrado em 500g = 8

**Interpretação:** Na Tabela 18.7 (Coluna A) para o padrão (5), a tolerância estabelecida é 9 (Coluna B). Como o número de sementes encontrado (8) foi inferior à tolerância (9), o resultado da análise está dentro do padrão.

#### Exemplo 2: Resultados obtidos em análise fiscal realizada em laboratório oficial

Padrão = 8 sementes/100g

Número de sementes encontrado em 100g = 16

**Interpretação:** Na Tabela 18.7 (coluna A) para o padrão (8), a tolerância estabelecida é 13 (coluna B). Como o número de sementes encontrado (16) foi superior à tolerância (13), o resultado da análise está fora do padrão.

**TABELA 18.8 – Determinação de Outras Sementes por Número (outras espécies de sementes cultivadas, silvestres e nocivas) e Verificação de Outras Cultivares.**

Tolerâncias máximas admitidas para comparação de resultados de duas amostras de trabalho obtidas de diferentes amostras médias do mesmo lote, quando o resultado da segunda análise for maior do que o resultado da primeira análise, realizada no mesmo laboratório ou em diferentes laboratórios, a 5% de probabilidade.

Média de dois resultados	Tolerância	Média de dois resultados	Tolerância	Média de dois resultados	Tolerância
A	B	A	B	A	B
3 – 4	5	80 – 87	22	263 – 276	39
5 – 6	6	88 – 95	23	277 – 290	40
7 – 8	7	96 – 104	24	291 – 305	41
9 – 11	8	105 – 113	25	306 – 320	42
12 – 14	9	114 – 122	26	321 – 336	43
15 – 17	10	123 – 131	27	337 – 351	44
18 – 21	11	132 – 141	28	352 – 367	45
22 – 25	12	142 – 152	29	368 – 386	46
26 – 30	13	153 – 162	30	387 – 403	47
31 – 34	14	163 – 173	31	404 – 420	48
35 – 40	15	174 – 186	32	421 – 438	49
41 – 45	16	187 – 198	33	439 – 456	50
46 – 52	17	199 – 210	34	457 – 474	51
53 – 58	18	211 – 223	35	475 – 493	52
59 – 65	19	224 – 235	36	494 – 513	53
66 – 72	20	236 – 249	37	514 – 532	54
73 – 79	21	250 – 262	38	533 – 552	55

Fonte: **International Rules for Seed Testing**, cap.4, p.4.4, 2008.

#### Exemplo:

Resultado da 1ª amostra = 3 sementes

Resultado da 2ª amostra = 8 sementes

Média =  $11 \div 2 = 5,5$  sementes (arredondar número fracionário) = 6

Diferença entre os resultados =  $8 - 3 = 5$  sementes

**Interpretação:** Na Tabela 18.8 (Coluna A), a média 6 encontra-se no intervalo 5 – 6, com tolerância 6 (Coluna B). Como a diferença (5) é inferior a tolerância (6), os resultados são compatíveis.

**TABELA 18.9 – Teste de Germinação (plântulas normais, anormais, sementes duras, dormentes e mortas).**

**Tolerâncias máximas admitidas entre os resultados das repetições do mesmo teste.**

São válidas para repetições de 100 sementes, obtidas ao acaso da mesma amostra de trabalho. Se necessário, agrupar sub-repetições de 50 ou de 25 sementes para formar repetições de 100 sementes.

Utilizar 1% de probabilidade para sementes de espécies florestais e 2,5% de probabilidade para as demais.



Média de Germinação (%)		4 x 100 (Sementes)		3 x 100 (Sementes)	
		Probabilidade (%)		Probabilidade (%)	
(51 – 99) A	(menor que 51) B	2,5 C	1 D	2,5 E	1 F
99	2	5	5	4	5
98	3	6	7	5	6
97	4	7	8	6	7
96	5	8	9	7	8
95	6	9	10	8	9
94	7	10	11	9	10
93	8	10	11	9	11
92	9	11	12	10	11
91	10	11	13	10	12
90	11	12	13	11	12
89	12	12	14	11	13
88	13	13	14	12	13
87	14	13	15	12	14
86	15	14	15	13	14
85	16	14	16	13	15
84	17	14	16	13	15
83	18	15	16	14	15
82	19	15	17	14	16
81	20	15	17	14	16
80	21	16	17	15	16
79	22	16	18	15	17
78	23	16	18	15	17
77	24	17	18	15	17
76	25	17	19	16	17
75	26	17	19	16	18
74	27	17	19	16	18
73	28	17	19	16	18
72	29	18	20	16	18
71	30	18	20	16	18
70	31	18	20	17	19
69	32	18	20	17	19
68	33	18	20	17	19
67	34	18	20	17	19
66	35	19	21	17	19
65	36	19	21	17	19
64	37	19	21	17	20
63	38	19	21	18	20
62	39	19	21	18	20
61	40	19	21	18	20
60	41	19	21	18	20
59	42	19	21	18	20
58	43	19	21	18	20
57	44	19	22	18	20
56	45	19	22	18	20
55	46	20	22	18	20
54	47	20	22	18	20
53	48	20	22	18	20
52	49	20	22	18	20
51	50	20	22	18	20

Fonte: Proceedings of International Seed Testing Association, ISTA, v.28, n.3, p.644, 1963.

**Exemplo 1:**

Sementes: Grandes culturas

Probabilidade = 2,5%

Resultados das repetições:

R1 = 94%

R2 = 90%

R3 = 92%

R4 = 91%

Média =  $367 \div 4 = 91,75 = 92\%$  (arredondar número fracionário)

Diferença entre o maior e o menor valor das repetições =  $94 - 90 = 4\%$

**Interpretação:** Na Tabela 18.9 (Coluna A), para a média 92% a tolerância é 11% (Coluna C). Como a diferença entre o maior e o menor valor das repetições (4) é inferior à tolerância máxima permitida (11), o resultado do teste é válido.

**Exemplo 2:**

Sementes: Grandes culturas

Probabilidade = 2,5%

Resultados das repetições:

R1 = 92%

R2 = 98%

R3 = 100%

R4 = 96%

Média =  $386 \div 4 = 96,5 = 97\%$  (arredondar número fracionário)

Diferença entre o maior e o menor valor das repetições =  $100 - 92 = 8$

**Interpretação:**

- Na Tabela 18.9 (Coluna A), para a média 97% a tolerância é 7 (Coluna C). Como a diferença entre a maior e a menor repetição (8) é superior à tolerância máxima permitida (7), a menor repetição deve ser eliminada. O cálculo deve ser feito com as outras três repetições ( $98 + 100 + 96 = 294 \div 3 = 98\%$ ), efetuando-se nova consulta à Tabela, na coluna referente a 3 x 100 (Coluna E).
- A diferença entre o maior (100) e o menor (96) valor das repetições é 4%.
- Na Tabela 18.9 (coluna A), para a média 98% a tolerância é 5 (coluna E). Como a diferença entre o maior e o menor valor das repetições (4) é inferior à tolerância máxima permitida (5), o resultado do teste é válido. O resultado a ser relatado será a média entre as percentagens de germinação das três repetições, ou seja, 98%.

**Exemplo 3:**

Sementes: Grandes culturas

Probabilidade = 2,5%

Resultados das repetições:

R1 = 90%

R2 = 100%

R3 = 70%

R4 = 88%

Média =  $348 \div 4 = 87\%$

Diferença entre o maior e o menor valor das repetições =  $100 - 70 = 30$

Interpretação:

- Na Tabela 18.9 (coluna A), para a média 87%, a tolerância é 13% (Coluna C). Como a diferença entre o maior e o menor valor das repetições (30) é superior à tolerância máxima permitida (13), a menor repetição (70) deve ser eliminada. O cálculo deve ser refeito com as outras três repetições ( $90 + 100 + 88 = 278 \div 3 = 92,6 = 93\%$ ), efetuando-se nova consulta à Tabela, na coluna referente a  $3 \times 100$  (coluna E).
- A diferença entre o maior (100) e o menor (88) valor das repetições é 12%.
- Na Tabela 18.9 (Coluna A), para a média 93%, a tolerância é 9 (Coluna E). Como a diferença entre o maior e o menor valor das repetições (12) é superior à tolerância máxima permitida (9), o resultado do teste não é válido. Nesse caso, o teste deve ser refeito.

**TABELA 18.10 – Teste de Germinação (plântulas normais, anormais, sementes duras, dormentes e mortas).**

**Tolerâncias máximas admitidas para comparação de resultados de amostras de trabalho obtidas da mesma ou de diferentes amostras médias do mesmo lote, analisadas no mesmo laboratório.**

São utilizadas para comparação de dois testes realizados com 400 sementes (4 x 100), a 2,5% de probabilidade.

Média de Germinação (%)		Tolerância
A (51 – 99)	B (menor que 51)	C
98 – 99	2 – 3	2
95 – 97	4 – 6	3
91 – 94	7 – 10	4
85 – 90	11 – 16	5
77 – 84	17 – 24	6
60 – 76	25 – 41	7
51 – 59	42 – 50	8

Fonte: Proceedings of International Seed Testing Association, ISTA, v.28, n.3, p.645, 1963.

**Exemplo:**

Resultado do 1º teste = 99%

Resultado do 2º teste = 96%

Média =  $195\% \div 2 = 97,5\% = 98\%$ Diferença entre os resultados =  $99 - 96 = 3\%$ 

**Interpretação:** Na Tabela 18.10 (Coluna A), para a média 98% (intervalo 98 – 99), a tolerância é 2 (Coluna C). Como a diferença entre os resultados dos testes (3) é superior à tolerância máxima permitida (2), os resultados não são compatíveis.

**TABELA 18.11 – Teste de Germinação (plântulas normais, anormais, sementes duras, dormentes e mortas).**

**Tolerâncias máximas admitidas para comparação de resultados de amostras de trabalho obtidas da mesma ou de diferentes amostras médias do mesmo lote, em diferentes laboratórios.**

São utilizadas para dois testes realizados com 400 sementes (4 x 100), a 5% de probabilidade.

Média de Germinação (%)		Tolerância
A (51 – 99)	B (menor que 51)	C
99	2	2
97 – 98	3 – 4	3
96	5	4
94 – 95	6 – 7	5
91 – 93	8 – 10	6
88 – 90	11 – 13	7
84 – 87	14 – 17	8
79 – 83	18 – 22	9
74 – 78	23 – 27	10
68 – 73	28 – 33	11
60 – 67	34 – 41	12
51 – 59	42 – 50	13

Fonte: *Proceedings of International Seed Testing Association*, ISTA, v.28, n.3, p.648, 1963.

**Exemplo:**

Resultado do laboratório 1 = 80%

Resultado do laboratório 2 = 60%

Média =  $140\% \div 2 = 70\%$ Diferença entre os resultados =  $80 - 60 = 20\%$ 

**Interpretação:** Na Tabela 18.11 (Coluna A), para a média 70% (intervalo 68 – 73) a tolerância é 11 (Coluna C). Como a diferença entre os resultados dos testes (20) é superior à tolerância máxima permitida (11), os resultados não são compatíveis.

**TABELA 18.12 – Teste de Germinação em Repetições Pesadas (número de sementes germinadas).**

Tolerâncias máximas admitidas para comparação de resultados relativos a cada repetição de um mesmo teste, a 5% de probabilidade.

São válidas no caso de repetições obtidas ao acaso da mesma amostra, por pesagens (*Eucalyptus spp.*).

Número Total de Sementes Germinadas nas Quatro Repetições	Tolerância	Número Total de Sementes Germinadas nas Quatro Repetições	Tolerância
A (0 – 160)	B	A (maior que 160)	B
0 - 6	4	161 -174	27
7 - 10	6	175 – 188	28
11 - 14	8	189 – 202	29
15 - 18	9	203- 216	30
19 - 22	11	217-230	31
23 - 26	12	231 – 244	32
27 - 30	13	245 – 256	33
31 - 38	14	257 – 270	34
39 - 50	15	271 – 288	35
51 - 56	16	289 – 302	36
57 - 62	17	303 – 321	37
63 - 70	18	322 – 338	38
71 - 82	19	339 – 358	39
83 - 90	20	359 – 378	40
91 - 102	21	379 – 402	41
103 - 112	22	403 – 420	42
113 - 122	23	421 – 438	43
123 -134	24	439 – 460	44
135 -146	25		
147 - 160	26	>460	45

Fonte: **International Rules for Seed Testing**, cap.13, p.13.6, 2008.

#### Exemplo:

Resultados das repetições:

R1 = 30 sementes germinadas / 0,1g

R2 = 50 sementes germinadas / 0,1g

R3 = 40 sementes germinadas / 0,1g

R4 = 25 sementes germinadas / 0,1g

Soma (número total de sementes germinadas) = 145

Diferença entre o maior e o menor valor das repetições = 50 – 25 = 25 sementes germinadas

**Interpretação:** Na Tabela 18.12 (Coluna A), o número total de sementes germinadas (145 em 0,4g) encontra-se no intervalo 135-146, com tolerância 25. Como a diferença (25) é igual à tolerância (25), o resultado do teste é válido.

**TABELA 18.13 – Teste de Germinação (plântulas normais) e Tetrazólio (sementes viáveis).**

**Fiscalização do Comércio e da Produção**  
**(Uso exclusivo pela fiscalização, a partir de resultados de análises fiscais)**

**Tolerâncias máximas admitidas para comparação do resultado do teste de germinação ou de tetrazólio da amostra com o padrão estabelecido.**

São utilizadas para comparação de Testes de Germinação realizados com 400 sementes com o padrão e para comparação de testes de tetrazólio realizados com 400 ou 200 sementes com o padrão.

Para grandes culturas e forrageiras, utiliza-se 5% de probabilidade e para sementes de espécies florestais, 1% de probabilidade.

Padrão (%)		Tolerância			
A (51 – 99)	B (menor que 51)	400 sementes		200 sementes	
		C	D	E	F
		Probabilidade (%)		Probabilidade (%)	
		5	1	5	1
99	2	1	2	2	3
98	3	2	3	3	4
97	4	2	3	3	4
96	5	2	4	4	5
95	6	3	4	4	6
94	7	3	4	4	6
93	8	3	5	5	7
92	9	3	5	5	7
91	10	4	5	5	8
90	11	4	6	6	8
89	12	4	6	6	8
88	13	4	6	6	9
87	14	4	6	6	9
86	15	5	7	7	9
85	16	5	7	7	10
84	17	5	7	7	10
83	18	5	7	7	10
82	19	5	7	7	11
81	20	5	8	8	11
80	21	5	8	8	11
79	22	6	8	8	11
78	23	6	8	8	12
77	24	6	8	8	12
76	25	6	8	8	12
75	26	6	9	9	12
74	27	6	9	9	12
73	28	6	9	9	13
72	29	6	9	9	13
71	30	6	9	9	13
70	31	7	9	9	13
69	32	7	9	10	14
68	33	7	10	10	14
67	34	7	10	10	14
66	35	7	10	10	14

Padrão (%)		Tolerância			
A (51 – 99)	B (menor que 51)	400 sementes		200 sementes	
		C	D	E	F
		Probabilidade (%)		Probabilidade (%)	
65	36	7	10	10	14
64	37	7	10	10	14
63	38	7	10	10	15
62	39	7	10	10	15
61	40	7	10	10	15
60	41	7	0	10	15
59	42	7	11	11	15
58	43	7	11	11	15
57	44	8	11	11	15
56	45	8	11	11	15
55	46	8	11	11	15
54	47	8	11	11	16
53	48	8	11	11	16
52	49	8	11	11	16
51	50	8	11	11	16

Fonte: *Proceedings of International Seed Testing Association*, ISTA, v.28, n.3, p.650, 1963.

#### Exemplo:

Sementes: Grandes culturas

Probabilidade = 5%

Padrão para germinação = 80%

Resultado do teste de germinação da amostra analisada **obtido pela fiscalização** = 72%

Diferença entre o Padrão e o resultado do teste =  $80 - 72 = 8\%$

Interpretação: Na Tabela 18.13 (Coluna A) para o padrão (80), a tolerância estabelecida é 5 (Coluna C). Como a diferença encontrada (8) foi superior à tolerância (5), o resultado da análise está fora do padrão.

**TABELA 18.14 – Teste de Germinação (plântulas normais, anormais, sementes duras, dormentes e mortas).**

Tolerâncias máximas admitidas para comparação de resultados de dois Testes de Germinação realizados a partir de diferentes amostras médias do mesmo lote, quando o resultado da segunda análise é pior<sup>1</sup> do que o resultado da primeira análise, realizada no mesmo laboratório ou em diferentes laboratórios, a 5% de probabilidade.

<sup>1</sup> Considera-se como pior resultado, menor percentagem de plântulas normais ou maior percentagem de plântulas anormais, sementes duras, dormentes e mortas.

Percentagem média		Tolerância	Percentagem média		Tolerância
Mais que 50%	Menos que 50%		Mais que 50%	Menos que 50%	
A	B	C	A	B	C
99	2	2	82 – 86	15 – 19	7
97 – 98	3 – 4	3	76 – 81	20 – 25	8
94 – 96	5 – 7	4	70 – 75	26 – 31	9
91 – 93	8 – 10	5	60 – 69	32 – 41	10
87 – 90	11 – 14	6	51 – 59	42 – 50	11

Fonte: *Proceedings of International Seed Testing Association*, ISTA, v.28, n.3, p.646, 1963.

**Exemplo:**

Resultado do teste 1 = 80%

Resultado do teste 2 = 73%

Média =  $153 \div 2 = 76,5$  (arredondar número fracionário) = 77%Diferença entre os resultados =  $80 - 73 = 7\%$ 

**Interpretação:** Na Tabela 18.14 (Coluna A), a média 77 encontra-se no intervalo 76 – 81, com tolerância 8 (Coluna C). Como a diferença (7) é inferior à tolerância (8), os resultados são compatíveis.

**TABELA 18.15 – Teste de Tetrazólio (sementes viáveis e não viáveis).**

**Tolerâncias máximas admitidas entre os resultados das repetições do mesmo teste, a 2,5% de probabilidade.**

São válidas para repetições de 100 sementes, obtidas ao acaso da mesma amostra de trabalho.

Média da Viabilidade (%)		4x100 (Sementes)	2x100 (Sementes)
		Tolerância	Tolerância
A (51 – 99)	B (menor que 51)	C	D
99	2	5	4
98	3	6	5
97	4	7	6
96	5	8	6
95	6	9	7
94	7	10	8
93	8	10	8
92	9	11	9
91	10	11	9
90	11	12	9
89	12	12	10
88	13	13	10
87	14	13	11
86	15	14	11
85	16	14	11
84	17	14	11
83	18	15	12
82	19	15	12
81	20	15	12
80	21	16	13
79	22	16	13
78	23	16	13
77	24	17	13
76	25	17	13
75	26	17	14
74	27	17	14
73	28	17	14
72	29	18	14
71	30	18	14
70	31	18	14
69	32	18	14
68	33	18	15
67	34	18	15
66	35	19	15
65	36	19	15
64	37	19	15



Média da Viabilidade (%)		4x100 (Sementes)	2x100 (Sementes)
		Tolerância	Tolerância
A (51 – 99)	B (menor que 51)	C	D
63	38	19	15
62	39	19	15
61	40	19	15
60	41	19	15
59	42	19	15
58	43	19	15
57	44	19	15
56	45	19	15
55	46	20	15
54	47	20	16
53	48	20	16
52	49	20	16
51	50	20	16

Fonte: *Proceedings of International Seed Testing Association*, ISTA, v.28, n.3, p.644, 1963.

#### Exemplo:

Resultados das repetições:

R1 = 94%

R2 = 90%

Média =  $184 \div 2 = 92\%$

Diferença entre o maior e o menor valor das repetições =  $94 - 90 = 4\%$

Interpretação: Na Tabela 18.15 (Coluna A), para a média 92% a tolerância é 9 (Coluna D). Como a diferença entre o maior e o menor valor das repetições (4) é inferior à tolerância máxima permitida (9), o resultado do teste é válido.

**TABELA 18.16 – Teste de Tetrazólio (sementes viáveis e não viáveis).**

**Tolerâncias máximas admitidas para comparação de resultados do Teste de Tetrazólio de amostras de trabalho obtidas da mesma ou de diferentes amostras médias do mesmo lote, analisadas no mesmo laboratório.**

São utilizadas para comparação de dois testes realizados com 400 sementes (4x100), a 2,5% de probabilidade ou com 200 sementes (2x100) a 5% de probabilidade.

Média da Viabilidade (%)		Tolerância	
		4x100 sementes	2x100 sementes
A (51 – 99)	B (menor que 51)	C	D
99	2	2	2
98	3	2	3
96 – 97	4 – 5	3	4
93 – 95	6 – 8	4	5
90 – 92	9 – 11	5	6
89	12	5	7
86 – 88	13 – 15	6	7
83 – 85	16 – 18	6	8
81 – 82	19 – 20	7	8
75 – 80	21 – 26	7	9
74	27	8	9
60 – 73	28 – 41	8	10
58 – 59	42 – 43	8	11
51 – 57	44 – 50	9	11

Fontes: **International Rules for Seed Testing**, cap.6, p.6.4, 2008 (4x100 sementes). Planilha Excel cedida pelo Dr. Michael Kruse, Uni-versidade de Hohenheim, Alemanha, 2008 (2x100 sementes).

#### Exemplo:

Resultado do teste 1 com 400 sementes = 80%

Resultado do teste 2 com 400 sementes = 73%

Média =  $153 \div 2 = 76,5$  (arredondar número fracionário) = 77%

Diferença entre os resultados =  $80 - 73 = 7\%$

**Interpretação:** Na Tabela 18.16 (Coluna A), a média 77 encontra-se no intervalo 75-80, com tolerância 7 (Coluna C). Como a diferença (7) é igual à tolerância (7), os resultados são compatíveis.

**TABELA 18.17 – Teste de Tetrazólio (sementes viáveis e não viáveis).**

**Tolerâncias máximas admitidas para comparação de resultados de dois Testes de Tetrazólio realizados com amostras de trabalho obtidas da mesma ou de diferentes amostras médias do mesmo lote, analisadas em diferentes laboratórios, a 5% de probabilidade.**

São utilizadas para comparação de dois testes realizados com 400 sementes (4x100) ou com 200 sementes (2x100) a 5% de probabilidade.

Média da Viabilidade (%)		Tolerância	
		4x100 sementes	2x100 sementes
A	B	C	D
(51 – 99)	(menor que 51)		
99	2	4	5
98	3	5	7
97	4	6	8
96	5	7	9
95	6	7	10
94	7	8	11
93	8	8	12
92	9	9	13
91	10	9	13
90	11	10	14
89	12	10	15
88	13	11	15
87	14	11	16
86	15	11	16
85	16	12	17
84	17	12	17
83	18	12	17
82	19	12	18
81	20	13	18
80	21	13	18
79	22	13	19
78	23	13	19
77	24	14	19
76	25	14	20
75	26	14	20
74	27	14	20
73	28	14	20
72	29	15	21
71	30	15	21
70	31	15	21
69	32	15	21
68	33	15	21
67	34	15	22
66	35	15	22
65	36	15	22

Média da Viabilidade (%)		Tolerância	
		4x100 sementes	2x100 sementes
A	B	C	D
(51 – 99)	(menor que 51)		
64	37	16	22
63	38	16	22
62	39	16	22
61	40	16	22
60	41	16	23
59	42	16	23
58	43	16	23
57	44	16	23
56	45	16	23
55	46	16	23
54	47	16	23
53	48	16	23
52	49	16	23
51	50	16	23

Fontes: **International Rules for Seed Testing**, cap.6, p.6.4, 2008 (4x100 sementes). Planilha Excel cedida pelo Dr. Michael Kruse, Uni-versidade de Hohenheim, Alemanha, 2008 (2x100 sementes).

#### Exemplo:

Resultado do laboratório 1 com 400 sementes = 80%  
 Resultado do laboratório 2 com 400 sementes = 73%  
 Média =  $153 \div 2 = 76,5$  (arredondar número fracionário) = 77%  
 Diferença entre os resultados =  $80 - 73 = 7\%$

**Interpretação:** Na Tabela 18.17 (Coluna A), para a média 77%, a tolerância é 14 (Coluna C). Como a diferença (7) é inferior à tolerância (14), os resultados são compatíveis.

## BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Tolerâncias. In: **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNAD/DNDV/CLAV, 1992. cap.12, p.229-254.

ISTA — International Seed Testing Association. Other seeds by number. In: **International rules for seed testing**. ed.2008. Bassersdorf, 2008. cap.4, p.4.4.

ISTA — International Seed Testing Association. Tetrazolium test. In: **International rules for seed testing**. ed.2008. Bassersdorf, 2008. cap.6, p.6.4.

ISTA — International Seed Testing Association. Weighed replicates. In: **International rules for seed testing**. ed.2008. Bassersdorf, 2008. cap.13, p.13.6.

ISTA — International Seed Testing Association. Tolerances. In: **International rules for seed testing**. ed.2008. Bassersdorf, 2008. cap.16, p.16.1-16.19.

MILES, S.R. Handbook of tolerances and of measures of precision for seed testing. **Proceedings of the International Seed Testing Association**, Bassersdorf, v.28, p.525-686, 1963.

