



Universidade de Brasília
Instituto de Ciências Biológicas
Departamento de Botânica

**Amaryllidaceae Jaime St.-Hil.: levantamento das espécies
do Distrito Federal, Brasil, e estudos de
multiplicação *in vitro***

Andrielle Câmara Amaral

Março de 2007.

**Amaryllidaceae Jaume St.-Hil.: levantamento das espécies
do Distrito Federal, Brasil, e estudos de
multiplicação *in vitro***

Dissertação submetida à Universidade de Brasília
como parte dos requisitos para obtenção do grau
de Mestre em Botânica.

Andrielle Câmara Amaral
Orientadora: Taciana Barbosa Cavalcanti

Brasília, Março 2007.

A485 Amaral, Andrielle Câmara.

Amaryllidaceae Jaume St.-Hil. : levantamento das espécies do Distrito Federal, Brasil, e estudos de multiplicação *in vitro* / Andrielle Câmara Amaral ; Taciana Barbosa Cavalcanti (orientadora). – Brasília, 2007.

xiii, 114 f. : il. ; 30 cm.

Dissertação (mestrado) – Universidade de Brasília, Instituto de Ciências Biológicas, Departamento de Botânica.

1. Amaryllidaceae. 2. levantamento florístico. 3. micropropagação. 4. dormência de bulbos. 6. Distrito Federal.
I. Cavalcanti, Taciana Barbosa. II. Título.

CDU: 582(817)

Amaryllidaceae Jaume St.-Hil.: levantamento das espécies do Distrito Federal, Brasil, e estudos de multiplicação *in vitro*

Andrielle Câmara Amaral

Esta Dissertação foi julgada adequada para obtenção do Título de Mestre em Botânica, e aprovada em sua forma final pelo programa de Pós-Graduação em Botânica da Universidade de Brasília.

Dr^a. Taciana Barbosa Cavalcanti

Presidente da banca examinadora – Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia.

Dr. Tarciso Filgueiras

Membro interno – Universidade de Brasília.

Dr. Rui Américo Mendes

Membro externo – Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia.

Dr^a. Sueli Maria Gomes

Membro suplente – Universidade de Brasília.

Aos meus pais e irmãos
e André Vaz Lopes.

"Eu não me envergonho de corrigir meus erros e mudar as minhas opiniões, porque não me envergonho de raciocinar e aprender"

Alexandre Herculano

"Ainda que seus passos pareçam inúteis; vá abrindo caminhos como a água que desce cantando da montanha. Outros lhe seguirão..."

Antoine de Saint-Exupéry

AGRADECIMENTOS

À minha família, meus pais Jacob e Fábria, responsáveis pela pessoa que sou, aos meus irmãos Daniela, Ana Carolina e André Felipe, que muitas vezes não entendiam a minha escolha, mas sempre aceitaram e me incentivaram acima de tudo.

Ao meu noivo André, meu maior incentivador, sempre presente na minha jornada até aqui, me ajudando em todas as etapas dessa dissertação e aos pais dele Helen e João, pela torcida e palavras de apoio.

À minha orientadora Taciana por acreditar e confiar na minha capacidade, e acima de tudo por ter me dado a oportunidade de estar aqui hoje, pessoa responsável por todo esse trabalho e, especialmente ao Glocimar, pois se hoje faço parte da equipe da Botânica da Embrapa – Cenargen devo a ele, botânico de alma.

À Izulmé Rita Imaculada dos Santos, co-orientadora, pela infraestrutura e todo apoio na multiplicação das minhas Amaryllidaceae.

Às minhas grandes amigas Chris, Vânia, Aninha, Flavia, caminhamos juntas nesse grande desafio, umas se perderam no caminho, outras alcançaram e conquistaram desafios maiores ainda: Parabéns para nós!!!!

Aos também grandes amigos Henrique, Flávia, Araken, Carol, Luiz que mesmo de foram indireta participaram e foram muito importantes nessa dissertação.

Aos colegas de mestrado Andresa, João Bernardo, João Marcelo, Luciana e Sílvia Aranha, companheiros mais próximos, Silvia, Stefano, Murilo, Denise, Ellen, Cristiane, Emmanuel e Íris, obrigada pelas contribuições.

Aos coordenadores do programa de Pós-graduação em Botânica da Universidade de Brasília Augusto César Franco e a Dalva Graciano Ribeiro e a todos os professores do Departamento.

Aos colegas da Botânica da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia Cinara, Juliene, Thaisa, Lourdiane, Angélica, Eduarda, Luciano e Floriano que quando avistavam uma Amaryllidaceae sempre lembravam de mim, e também aos colegas da Ecologia Maurício, Ernestino, Daniel, Priscila, Isabel, Ângela e Nilton.

Ao Serginho e Vinícius pela confecção de mapas e principalmente pelas inúmeras conversas.

Aos pesquisadores da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia Ana Ciampi, Luciano Bianchetti, Bruno Walter, Anderson Sevilha, Aldicir Scariot, Gabriel Rua e, especialmente ao Marcelo Brilhante pelo grande apoio nas análises estatísticas e

principalmente pelas horas de conversa, muitas um grande aprendizado, outras apenas jogando conversa fora.

À equipe de apoio técnico da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia Geraldo, Rogério e Elisângela, por cuidarem tão bem do meu material, Andréa e João Benedito pelas consultas ao Elcen 2.0.

Ao Aécio, Juarez e Gledson meus grandes guias rumo as tão sonhadas Amaryllidaceae. Juarez obrigada pelas folgas não tiradas para me levar ao campo.

Ao Junio e ao Marcos pelas constantes andanças pela Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia.

Aos funcionários da biblioteca da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Iara, Isac e Elvan, pelo árduo trabalho em buscar minhas bibliografias pelo sistema “comut”.

Aos funcionários da secretaria do Mestrado em Botânica, Iriodes e Flavia pelo empenho e paciência em resolver minhas questões.

Aos curadores dos herbários UB, IBGE e HEPH pelo empréstimo do material para minha dissertação.

Ao CNPq pela bolsa fornecida para a execução da minha pesquisa durante o período de abril de 2005 a fevereiro de 2007.

À Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia pelo espaço e material concedido durante o período da dissertação.

Ao projeto “Flora do Distrito Federal, Brasil” pelo convite para a publicação deste trabalho.

OBRIGADA A TODOS!!!!!!

ABSTRACT

The knowledge of the Brazilian species of Amaryllidaceae is scarce. There are few taxonomic studies that bring keys and descriptions for the Brazilian species. The family is reported as of high importance, because of its species diversity and also for its high ornamental potential. This study has aimed two main approaching, the first one, the survey of the species of Amaryllidaceae in Federal District, the second, the development of a micropropagation protocol and germination of bulbs. This study had as objective to contribute for the knowledge of the Amaryllidaceae for the flora of the Federal District and the Brazilian savannas, to evaluate the micropropagation capacity of the species *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze and to accomplish bulbs dormancy tests for the evaluation of factors that influence the flowering process. The results of these studies indicate five species of Amaryllidaceae for the District Federal flora, *Habranthus* sp., *Hippeastrum glaucescens* (Mart.) Herb., *H. goianum* (Ravenna) Meerow, *H. psittacinum* (Ker.-Gawl.) Herb. *H. puniceum* (Lam.) Kuntze. The use of 0.5 mg.L⁻¹ of BAP was very efficient in the production of bulblets, with the average of bulblets *in vitro* regeneration about two times more efficient than those cited by other authors who has worked on micropropagation of Amaryllidaceae species. Among the factors that influence the flowering process, the storage of the bulbs in low temperatures for 8 to 10 weeks influenced positively in the development of the plants.

Keys words: Amaryllidaceae, floristic survey, micropropagation, bulb dormency.

RESUMO

O conhecimento sobre as espécies de Amaryllidaceae do Brasil é escasso. Não existem estudos que tragam chaves e descrições para as espécies brasileiras. Dos estudos realizados para a família no Brasil, poucos são de cunho taxonômico. O conhecimento das espécies desta família é de alta importância, não só pelo conhecimento da diversidade de espécies *per se*, como também pelo alto potencial que as Amaryllidaceae têm como plantas ornamentais. Este estudo teve duas abordagens principais, a primeira, o levantamento das Amaryllidaceae do Distrito Federal, e a segunda abordagem, a realização de testes de protocolos para a cultura de tecidos e germinação de bulbos. Neste contexto, este trabalho teve como objetivos contribuir para o conhecimento das Amaryllidaceae para a flora do Distrito Federal e do Cerrado como um todo, avaliar a capacidade de multiplicação *in vitro* de uma espécie da família e realizar testes de dormência de bulbos para a avaliação de fatores que influenciam no florescimento. Os resultados desses estudos indicam quatro espécies de Amaryllidaceae, pertencentes ao gênero *Hippeastrum*, *H. glaucescens* (Mart.) Herb., *H. goianum* (Ravenna) Meerow, *H. psittacinum* (Ker.-Gawl.) Herb. e *H. puniceum* (Lam.) Kuntze. Tanto para multiplicação *in vitro*, como para a avaliação dos fatores que influenciam no florescimento, foi escolhido *H. puniceum*. A utilização de 0,5 mg L⁻¹ de BAP foi muito eficiente na produção de bulbilhos, sendo que a média de bulbilhos regenerados *in vitro* foi cerca de duas vezes maior que aquela citada por outros autores, em estudos conduzidos com outras espécies de Amaryllidaceae. Entre os fatores que influenciam no florescimento, o armazenamento dos bulbos a 9°C por 8 a 10 semanas influenciou positivamente no desenvolvimento das plantas.

Palavras-chave: Amaryllidaceae, levantamento florístico, micropropagação, dormência de bulbos.

ÍNDICE

Abstract	v
Resumo	vi
Índice de figuras	x
Índice de tabelas	xii
Índice de abreviaturas	xiii
I. Introdução	1
II. Objetivos	2
II.1. Objetivos gerais	2
II.2. Objetivos específicos	2
III. Estrutura do trabalho	3
Capítulo 1. “Amaryllidaceae Jaume St.-Hil. no Distrito Federal, Brasil”	4
Abstract	5
Resumo	6
I. Introdução	7
I.1. Estudos sobre a flora do Distrito Federal, Brasil.	7
I.2. História taxonômica das Amaryllidaceae.	7
I.3. Relações Filogenéticas na família Amaryllidaceae.	12
I.4. Importância econômica das Amaryllidaceae	13
I.4.1. Uso ornamental	13
I.4.2. Uso medicinal	14
II. Objetivos	17
II.1. Objetivos gerais	17
II.2. Objetivos específicos	17
III. Materiais e Métodos	19
III.1. Levantamento bibliográfico	19
III.2. Coleta de material botânico	19
III.3. Preparo e montagem dos espécimes de herbário	21
III.4. Estudo do material	22
III.4.1. Estudo taxonômico	22
III.4.2. Exame dos materiais e apresentação das espécies	23

III.4.3. Chaves de identificação	23
III.4.4. Ilustração das espécies	25
III.4.5. Mapas de distribuição	25
IV. Resultados	27
Amaryllidaceae Jaume St.-Hil	27
IV.1. Chave para os gêneros de Amaryllidaceae do Distrito Federal, Brasil	28
1. <i>Hippeastrum</i> Hebert	28
A. Chave artificial para identificação das espécies de <i>Hippeastrum</i> do Distrito Federal, utilizando caracteres vegetativos.	32
B. Chave artificial para identificação das espécies de <i>Hippeastrum</i> do Distrito Federal, utilizando caracteres reprodutivos.	33
1.1. <i>Hippeastrum glaucescens</i> (Mart.) Herb.	34
1.2. <i>Hippeastrum goianum</i> (Rav.) Meerow	38
1.2. <i>Hippeastrum psittacinum</i> (Ker-Gawler) Herbert	42
1.3. <i>Hippeastrum puniceum</i> (Lam.) Kuntze	45
2. <i>Habranthus</i> Herbert	50
2.1. <i>Habranthus</i> sp.	51
V. Conclusões e Considerações Finais	56
VI. Referências Bibliográficas	59
Anexo I. Lista de exsiccatas	67
Capítulo 2. “Multiplicação <i>in vitro</i> de <i>Hippeastrum puniceum</i> (Lam.) Kuntze, a partir de secções extraídas de bulbos de plantas adultas”.	68
Abstract	69
Resumo	70
I. Introdução	71
II. Objetivos	74
III. Materiais e Métodos	75
III.1. Origem e tipo de explante	75
III.2. Desinfestação e preparação dos explantes	77
III.3. Preparo do meio de cultura	79
III.4. Inoculação <i>in vitro</i> dos explantes e condições de cultivo	79
III.5. Oxidação	79
III.6. Aclimação	80

III.7. Características avaliadas	82
III.8. Análise Estatística	82
IV. Resultados e Discussão	83
IV.1. Origem e tipo de explante	83
IV.2. Desinfestação e preparação dos explantes	83
IV.3. Oxidação	84
IV.4. Preparo do meio de cultura	86
IV.5. Aclimação	89
V. Conclusões e Recomendações	94
VI. Referências Bibliográficas	95
Capítulo 3. “Influência do tempo de armazenamento dos bulbos no desenvolvimento e florescimento de <i>Hippeastrum puniceum</i> (Lam.) Kuntze”.	100
Abstract	101
Resumo	102
I. Introdução	103
II. Objetivos	105
III. Materiais e Métodos	106
III.1. Origem do Material	106
III.2. Desinfestação do Material	106
III.3. Armazenagem	106
III.4. Plantio	107
III.5. Análise Estatística	107
IV. Resultados e Discussão	108
V. Conclusões e Recomendações	113
VI. Referências Bibliográficas	114

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Pontos de coleta das espécies de Amaryllidaceae no Distrito Federal, Brasil.	20
Figura 2. <i>Hippeastrum puniceum</i> (Lam.) Kuntze.	22
Figura 3. Mapa das Regiões Administrativas do Distrito Federal (Fonte: http://www.mapa-df.com/reigoes.htm)	26
Figura 4. Ambientes mais comuns de espécies de <i>Hippeastrum</i> no Cerrado do Distrito Federal.	31
Figura 5. <i>Hippeastrum glaucescens</i> (Mart.) Herb.	36
Figura 6. <i>Hippeastrum glaucescens</i> (Mart.) Herb.	37
Figura 7. Variação morfológica encontrada entre os espécimes de <i>Hippeastrum goianum</i> (Rav.) Mellow.	40
Figura 8A. Mapa de distribuição de <i>Hippeastrum glaucescens</i> (Mart.) Herb. no Distrito Federal, Brasil.	41
Figura 8B. Mapa de distribuição de <i>Hippeastrum goianum</i> (Rav.) Mellow no Distrito Federal, Brasil.	41
Figura 9. <i>Hippeastrum psittacinum</i> (Ker-Gawl.) Herb. (Fonte: http://www.bulbsociety.org).	43
Figura 10. <i>Hippeastrum psittacinum</i> . A. inflorescencia; B. folha. (Adaptado de Ker-Gawler 1817).	44
Figura 11. <i>Hippeastrum puniceum</i> (Lam.) Kuntze.	47
Figura 12. <i>Hippeastrum puniceum</i> (Lam.) Kuntze.	48
Figura 13A. Mapa de distribuição de <i>Hippeastrum psittacinum</i> (Ker-Gawl.) Herb. no Distrito Federal, Brasil.	49
Figura 13B. Mapa de distribuição de <i>Hippeastrum puniceum</i> (Lam.) Kuntze no Distrito Federal, Brasil.	49
Figura 14. <i>Habranthus</i> sp.	52
Figura 15. <i>Habranthus</i> sp.	53
Figura 16. Mapa de distribuição de <i>Habranthus</i> sp. no Distrito Federal, Brasil.	54
Figura 17. Espécies de Amaryllidaceae presentes no Distrito Federal, Brasil.	55
Figura 18. Localização das gemas entre as escamas do bulbo.	75
Figura 19. Plantas matrizes de <i>Hippeastrum puniceum</i> (Lam.) Kuntze utilizadas como doadoras de explante.	76
Figura 20. Área total do explante inoculado.....	77

Figura 21. Esquema ilustrativo do processo de isolamento do explante.	78
Figura 22. Quatro etapas do processo de aclimatização.	81
Figura 23. Número de bulbilhos formados por secção de bulbo inoculado.	84
Figura 24. Aspectos visuais do grau de oxidação dos explantes.	86
Figura 25. Desenvolvimento das plantas até o início do processo de aclimatização.	87
Figura 26. Mudanças de <i>Hippeastrum puniceum</i> (Lam.) Kuntze após aclimatização.	90

ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1. Caracteres morfológicos avaliados para uso nas descrições das espécies de Amaryllidaceae do Distrito Federal.	24
Tabela 2. Média da produção do número de bulbilhos micropropagados por secção de bulbo, por bulbo seccionado e média da produção do número de bulbilhos produzidos por reprodução assexuada natural por bulbo adulto.	88
Tabela 3. Comparação da média do número de bulbilhos micropropagados por secção de bulbo, por bulbo seccionado e média da produção do número de bulbilhos produzidos por reprodução assexuada natural por bulbo adulto.	89
Tabela 4. Comparação do tamanho médio dos bulbilhos aclimatados com idade variando entre 2 anos e seis meses e 1 ano e seis meses com bulbos adultos da Coleção de Plantas Ornamentais da Embrapa/Cenargen.	93
Tabela 5. Dados referentes as datas de início e fim do experimento.	109
Tabela 6. Análise estatística e comparação das médias dos dados de desenvolvimento avaliados, obtidos a partir de bulbos de <i>Hippeastrum puniceum</i> (Lam.) Kuntze, submetidos a dois tempos de armazenamento.	111
Tabela 7. Análise estatística e comparação das médias dos dados de desenvolvimento avaliados, obtidos a partir de bulbos de <i>Hippeastrum puniceum</i> (Lam.) Kuntze, submetidos a dois tempos de armazenamento.	112

LISTA DE ABREVIATURAS

BAP – 6-Benzilaminopurina

AIA – Ácido indolacético

ANA – Ácido naftalenoacético

MS – Meio básico Murashige & Skoog (1962)

PVP - Polivinilpirrolidone

KIN – 6-furfurilaminopurina

2,4- D – Ácido 2,4-dicloro-fenoxiacético

**AMARYLLIDACEAE JAUME ST.-HIL: LEVANTAMENTO DAS ESPÉCIES NO DISTRITO FEDERAL,
BRASIL, E ESTUDOS DE MULTIPLICAÇÃO *IN VITRO***

I. INTRODUÇÃO

O conhecimento sobre as espécies de Amaryllidaceae do Brasil é escasso. Não existem estudos que tragam chaves e descrições para as espécies brasileiras. Dos estudos realizados para a família no Brasil, poucos são de cunho taxonômico. Os levantamentos realizados se baseiam em material herborizado, o que não parece ser suficiente para o reconhecimento das espécies e seus limites, pois muitas características são perdidas no processo de prensagem e secagem, tais como variações, graduações e limites tornam-se pouco claros (Dutilh 1989b). Apenas recentemente, Dutilh & Assis (2005) publicou uma chave para as espécies ocorrentes no estado de São Paulo. Desta escassez de trabalhos, decorre a dificuldade em identificar as espécies de maneira segura.

O conhecimento das espécies desta família é de alta importância, não só pelo conhecimento da diversidade de espécies *per se*, como também pelo alto potencial que as Amaryllidaceae têm como plantas ornamentais. O setor produtor de flores e plantas ornamentais no Brasil é quase que exclusivamente baseado em espécies de plantas introduzidas. Embora a elevada riqueza florística brasileira seja notória, assim como o potencial de geração de renda, a exploração sustentável da vegetação nativa do Cerrado ainda não apresenta inserção significativa no mercado.

Este estudo tem duas abordagens principais, a primeira, o levantamento das Amaryllidaceae do Distrito Federal, sendo o primeiro trabalho de levantamento de Amaryllidaceae para o Centro-Oeste, e precursor de um estudo de levantamento para todo o Cerrado. A segunda abordagem, a realização de testes de protocolos para a cultura de tecidos e brotação de bulbos, se procurando, desta forma, agregar valor às espécies, como um futuro agronegócio para o Brasil, sendo que a utilização de espécies de plantas ornamentais nativas do Cerrado pode constituir uma alternativa futura de renda, principalmente para pequenos e médios agricultores, considerando principalmente que não há necessidade de plantio em grandes áreas para viabilizar a inserção no mercado. Além disso, a utilização racional de espécies de plantas nativas pode ser um mecanismo eficiente para valorizar e se conservar a biodiversidade.

II. OBJETIVOS

O presente estudo buscou atender aos seguintes objetivos:

II.1. OBJETIVOS GERAIS

- Contribuir para o conhecimento das Amaryllidaceae para a flora do Distrito Federal e do Cerrado como um todo;
- Elaborar ferramentas para facilitar e disponibilizar o conhecimento das espécies;
- Avaliar a capacidade de multiplicação *in vitro* de espécie da família;
- Contribuir para a busca de alternativas para o agronegócio brasileiro agregando valor às espécies da flora nativa e indicando metodologias de uso sustentado.

II.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS:

- Coletar as espécies ocorrentes no Distrito Federal para a manutenção em telado e para a incorporação de material em herbário;
- Identificar as espécies, descrever, caracterizar morfológicamente e elaborar chaves para identificação;
- Ilustrar as espécies em seus caracteres mais diagnósticos e produzir fotografias das plantas vivas para auxiliar a identificação;
- Adaptar a técnica de montagem de material para herbário para as Amaryllidaceae de forma a facilitar a identificação e reconhecimento de características diagnósticas que se perdem com a prensagem usual;
- Definir uma das espécies nativas do Distrito Federal para testes de multiplicação *in vitro*, visando a utilização como ornamental;
- Realizar testes de dormência de bulbos para a avaliação de fatores que influenciam no florescimento.

III. ESTRUTURA DO TRABALHO

Os estudos desenvolvidos nesta dissertação estão apresentados em três capítulos:

Capítulo 1: Amaryllidaceae Jaume St.-Hil. no Distrito Federal, Brasil. Este capítulo trata do levantamento das espécies nativas da família ocorrentes no Distrito Federal e envolve a apresentação de lista de espécies, descrições, ilustrações, mapas de distribuição e chaves de identificação.

Capítulo 2: Multiplicação *in vitro* em *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze (Amaryllidaceae). Neste capítulo são discutidos os diferentes tratamentos utilizados para a propagação vegetativa através de técnicas de cultura de tecidos e o estabelecimento de protocolo de multiplicação *in vitro* para *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze.

Capítulo 3: Influência do armazenamento dos bulbos no desenvolvimento e florescimento de *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze (Amaryllidaceae)". Neste capítulo é discutida e avaliada a influência do armazenamento de bulbos e da temperatura no florescimento de espécies nativas de Amaryllidaceae.

Para cada uma destas abordagens, os materiais e métodos específicos utilizados, foram detalhados no item "Materiais e Métodos" de cada capítulo.

CAPÍTULO 1

AMARYLLIDACEAE JAUME ST-HIL NO DISTRITO FEDERAL, BRASIL.

ABSTRACT

The Amaryllidaceae comprises approximately 72 genera and about 1450 species that are widely distributed, mainly in subtropical and tropical areas, with two main centers of diversity, the South America and South Africa. Nine genera are registered for Brazil and two genera for Federal District: *Habranthus* Herb. and *Hippeastrum* Herb. *Hippeastrum* accommodates 50 species, almost all from South America, and *Habranthus* accommodates 30-40 species, distributed from the South of the United States of America to the South America. The objective of this study is to contribute with the knowledge of the flora of the Federal District and the Brazilian savannas. Collecting expeditions and analysis of specimens of the following herbaria were made: Herbarium CEN (Embrapa Genetic Resources and Biotechnology); Herbarium UB (University of Brasilia), Herbarium IBGE (Brazilian Institute of Geography and Statistics) and Herbarium HEPH (Brasilia Botanic Garden). The species of *Hippeastrum* studied are plants with underground bulbs, with loriform, falcate to ensiform leaves, rarely petiolate, with fistulous peduncle, free bracts, umbellate inflorescence, flowers varying in color, green, rose, white and red. Four species of *Hippeastrum* were identified: *H. glaucescens* (Mart.) Herb., *H. goianum* (Ravenna) Meerow, *H. puniceum* (Lam.) Kuntze, *H. psittacinum* (Ker Gawl.) Herb. Until this moment the species of *Habranthus* could not be identified. This is the first citation of the genus *Habranthus* to the Federal District flora. The genus is characterized for the linear leaves; inflorescence with one flower, bracts connected in tube from the base until the middle, and rose flowers. Keys for identification of genera and species, descriptions, illustrations and commentaries are presented.

Key words: Amaryllidaceae, Federal District, Brazil, florístico survey.

RESUMO

As Amaryllidaceae abrangem aproximadamente 72 gêneros e cerca de 1.450 espécies. A família apresenta espécies distribuídas por todo o mundo, mas é principalmente de clima subtropical e tropical, sendo os dois principais centros de distribuição a América do Sul e a África do Sul. O Brasil possui cerca de nove gêneros e o Distrito Federal está representado por dois gêneros, *Hippeastrum* Herb. e *Habranthus* Herb. *Hippeastrum* reúne aproximadamente 50 espécies, quase todas originárias das América do Sul, e *Habranthus* reúne 30 de 40 espécies, distribuídas do sul dos Estados Unidos da América até a América do Sul. O presente trabalho objetiva contribuir com o conhecimento da flora do Distrito Federal, baseando-se em coletas de campo e na análise de materiais herborizados de coleções dos seguintes herbários: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia (CEN); Universidade de Brasília (UB), Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE) e Jardim Botânico de Brasília (HEPH). As espécies de *Hippeastrum* analisadas são plantas de bulbos subterrâneos, com folhas geralmente loriformes, ensiformes ou falcadas, raramente pecioladas, de escapo fistuloso, brácteas espatais livres, inflorescência umbelada, com flores variando de esverdeadas a róseas. Até o momento foram identificadas quatro espécies de *Hippeastrum* e uma espécie de *Habranthus*: *H. glaucescens* (Mart.) Herb., *H. goianum* (Ravenna) Meerow, *H. puniceum* (Lam.) Kuntze, *H. psittacinum* (Ker Gawl.) Herb. e *Habranthus* sp. O gênero *Habranthus* está sendo citado pela primeira vez para o Distrito Federal e caracteriza-se pelas folhas lineares planas, inflorescência uniflora, brácteas espatais unidas na metade inferior, formando um tubo e flores róseas. São apresentadas: chaves de identificação para os gêneros e espécies, descrições, ilustrações e comentários.

Palavras-chave: Amaryllidaceae, Distrito Federal, Brasil, levantamento florístico.

I. INTRODUÇÃO

I.1. ESTUDOS SOBRE A FLORA DO DISTRITO FEDERAL

O Distrito Federal é provavelmente a região mais bem coletada do bioma cerrado (Proença et al. 2001). A primeira iniciativa visando um levantamento específico para as plantas vasculares do Distrito Federal foi feita em 1968, pela Dra. Graziela M. Barroso (Cavalcanti & Ramos 2001). Também a partir da década de 1960, a Universidade de Brasília (UnB) e o Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE), submeteram diversas áreas do Distrito Federal a inventários florísticos e fitossociológicos, enriquecendo o acervo dos quatro herbários do Distrito Federal (Herbário CEN – Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia; Herbário HEPH – Jardim Botânico de Brasília; Herbário IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística; Herbário UB – Universidade de Brasília).

Filgueiras & Pereira (1994) apresentam uma completa listagem sobre a flora do Distrito Federal. A listagem mais recente foi elaborada por Proença *et al.* (2001). Esta listagem registrou 3.188 espécies e está sendo complementada e atualizada através de monografias das famílias botânicas publicadas anualmente na série “Flora do Distrito Federal, Brasil”, coordenada pela Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, que tem como objetivo obter e disponibilizar o conhecimento sobre a flora desta unidade da Federação, por meio de estudos de todos os grupos vasculares nativos da área, ampliando o conhecimento da vegetação remanescente e sua atual distribuição no Distrito Federal, bem como treinar estudantes na realização de levantamentos florísticos, identificação botânica e taxonomia vegetal.

I.2. HISTÓRICO DA FAMÍLIA AMARYLLIDACEAE

Ao publicar a primeira edição do “Species Plantarum”, Linnaeus (1753) descreve *Amaryllis belladonna*, espécie-tipo do gênero *Amaryllis* L., primeira espécie para Amaryllidaceae.

A autoria da família Amaryllidaceae é um tema controverso. Foi inicialmente atribuída a Adanson (1763), que dividiu as Liliaceae em vários grupos que foram denominados como seções. Para Traub (1970), a seção *Narcisi*, que corresponderia a subfamília Narcissoideae Adans., representaria a primeira descrição do grupo que viria a dar origem à família (Dutilh 1987).

O livro “Philosophia Botanica”, de Linnaeus (1763) trouxe mais questionamentos sobre a autoria da família. Neste livro, Linnaeus discute os novos critérios de classificação que surgiram na época e propõe o agrupamento de diversos gêneros formando famílias. Um dos grupos propostos pelo autor chamado de Spathaceae, composto pelos gêneros *Lilium* L., *Galanthus* L., *Narcissus* L., *Pancratium* L., *Amaryllis* L., *Crinum* L. e *Haemanthus* L., posteriormente foi considerado dentro de Amaryllidaceae (Traub & Moldenke 1949), Traub 1970, (Hutchinson 1973).

De acordo com o Código de Nomenclatura Botânica de Saint Louis (1999), a autoria da família é atualmente atribuída a Saint-Hilaire (1805), o qual reuniu e organizou a família (Greuter *et al.* 2003).

Brown (1810) foi primeiro a propor que os gêneros com flores de ovário súpero fossem excluídos de Amaryllidaceae, restrição essa que foi fielmente seguida até o trabalho de Hutchinson (1934).

O século XIX foi marcado por dois trabalhos sobre a família. William Herbert (1837) publicou “Amaryllidaceae” e J. G. Baker (1888), “Handbook of the Amaryllidaceae”. Embora tenha apresentado algumas modificações quando comparados com trabalhos anteriores, esses trabalhos estabeleceram a maioria do conhecimento sobre a família ao nível de gênero e espécie (Ellenbecker 1975).

Neste trabalho Herbert (1837) descreve os gêneros *Hippeastrum* e *Zephyranthes*. *Hippeastrum* foi descrito inicialmente com 15 espécies, que segundo Herbert (1837), apresentava uma grande variação morfológica. A grande maioria das espécies deste gênero foi publicada no século XX. Já *Zephyranthes* foi descrito inicialmente com quatro espécies e a maioria das espécies deste gênero foi descrito no século XIX. O gênero *Atamasco* de Adanson era considerado como sinônimo de *Zephyranthes* (Traub & Moldenke 1949).

Um dos trabalhos mais importantes para a família no Brasil foi realizado por Seubert na “Flora Brasiliensis” (Seubert 1847). Neste trabalho, Seubert descreve quatro gêneros, considerando a tribo Amaryllidaceae com os gêneros *Amaryllis*, *Haylockia* Herb., *Griffinia* Ker Gawl. e *Crinum*. Do total de 30 espécies do gênero *Amaryllis*, 20 foram incluídas no subgênero *Hippeastrum* Herb. Seubert (1847) também considera como subgêneros *Zephyranthes* e *Habranthus*. Posteriormente, novos gêneros foram estabelecidos e muitas das espécies já tiveram seus nomes rearranjados em novas combinações.

O gênero *Amaryllis* foi descrito por Linnaeus (1753) sem indicar o espécime a que se referia. Esta descrição adaptava-se tanto a uma espécie encontrada na África do Sul, como a uma americana. Herbert (1821), considerando *Amaryllis* como um gênero africano, descreve *Hippeastrum* com base em *H. puniceum* (Lam.) Kuntze espécie americana. Alguns autores como Traub & Moldenke (1949) discordaram dessa decisão e apontaram diversas razões para que o nome genérico *Amaryllis* continuasse sendo usado para espécies americanas.

De 1938 a 1984, a controvérsia sobre a lectotipificação de *Amaryllis belladonna* L., a espécie-tipo do gênero *Amaryllis* L. e a sua correta aplicação continuou. Tentando resolver o problema, em 1954, o Comitê Internacional de Taxonomia Vegetal definiu que *A. belladonna* refere-se a uma espécie africana e deste modo, as espécies americanas pertenceriam ao gênero *Hippeastrum*.

No entanto, a posição do Comitê não atingiu o seu objetivo, pois, até hoje parece não haver consenso entre os estudiosos do grupo (Dutilh 1996). A decisão final ocorreu na reunião do 14º Congresso Internacional de Botânica, em 1987, onde decidiu-se a aplicação do nome *Amaryllis* apenas para o gênero sul africano (Meerow *et al.* 1997).

A classificação de Hutchinson (1934, 1959) foi a primeira circunscrição de Amaryllidaceae *sensu* Brown (1810). Nestes trabalhos o autor definiu como caráter exclusivo para família “inflorescência umbelada subentendida por um involúcro de uma ou mais brácteas espatáceas”, segregando assim, Agavaceae Dumort, Hypoxidaceae R. Br. e Astroemeriaceae Dumort.

Mas foi Hutchinson (1934), também, que finalmente quebrou a visão tradicional de flores com ovário ínfero x flores com ovário súpero e considerou todos os aspectos da planta, não a posição do ovário, para classificar a família.

Traub & Moldenke (1949) e Traub (1958) realizaram revisões da bibliografia publicada sobre o gênero *Hippeastrum*, com diagnoses e chaves para as espécies. Na última revisão Traub (1958) considerou 5 subgêneros: *Macropodastrum*, *Lais*, *Amaryllis*, *Omphalissa* e *Sealyana*, totalizando 46 espécies.

Traub (1963) incluiu Alliaceae, Hemerocallidaceae e Ixioliriaceae, as quais possuem ovário súpero, como subfamílias de Amaryllidaceae. Na subfamília Amarylloideae, foram inseridas dois subgrupos Amarylloidinae e Pancratioidinae, totalizando 12 e 4 tribos, respectivamente.

Takhtajan (1969) reconheceu as Amaryllidaceae no seu sentido mais restrito e a manteve distinta de Alliaceae.

Conceitos de família e limites de ordens em monocotiledôneas foram radicalmente mudados por Huber (1969). Neste trabalho o autor destacou a heterogeneidade presente em muitas famílias tradicionais de monocotiledôneas, especialmente Liliaceae.

Traub (1972) removeu a subfamília Alliioideae e propôs que este grupo fosse reconhecido na ordem Alliales.

Dahlgren *et al.* (1985) reconheceu Amaryllidaceae e Alliaceae como membros da ordem Asparagales, ordem com 31 famílias que evoluíram paralelamente com Liliales. Um dos mais importantes e consistentes caracteres que separam essas duas ordens é a presença de fitomelanina nas sementes de Asparagales.

As quatro mais recentes classificações infrafamília de Amaryllidaceae são as de Traub (1963), Dahlgren *et al.* (1985), Muller-Doblies & Muller-Doblies (1978) e Meerow & Snijman (1998).

Ellenbecker (1975) divide a família Amaryllidaceae em 16 tribos, Dahlgren *et al.* (1985) em 9 tribos e Meerow & Snijman (1998) em 14 tribos. Na classificação de Meerow & Snijman (1998), estão presentes 59 gêneros, dos quais *Amaryllis*, *Cearanthes*, *Crinum*, *Griffinia*, *Habranthus*, *Hippeastrum*, *Worsleya* e *Zephyranthes* ocorrem no (Cowley 1995, Dutilh 2003, Alves-Araújo 2004).

Dahlgren *et al.* (1985) através da integração de características morfológicas, químicas e citológicas, seguiram parte da classificação proposta por Traub (1958). Consideraram como pertencentes à família apenas os gêneros da subfamília Amarylloideae e eliminaram qualquer classificação acima de tribo, reconhecendo apenas nove tribos.

Dutilh (1987) realizou uma revisão bibliográfica da taxonomia e citologia do gênero *Hippeastrum*, além de realizar novas investigações citológicas e observações em material de diversos herbários e populações naturais, registrando problemas de caracterização e delimitação de várias espécies.

No sistema apresentado por (Cronquist 1981, 1988), o autor incluiu as Amaryllidaceae em Liliaceae por considerar um grupo bem diversificado. Torne (1983) rejeitou a classificação de Takhtajan (1969) e assim como Cronquist (1981, 1988), incluiu a família dentro dos conceitos mais amplos de Liliaceae.

Merrow (1995), sugeriu que três novas tribos fossem incluídas: Eustephieae, Calostemmateae e Hymenocallideae.

Muller-Doblies & Muller-Doblies (1978) reconheceram 10 tribos (entre elas Calostemmateae) e 19 subtribos. E mais recentemente Meerow & Snijman (1998) reconheceram 14 tribos, com 2 subtribos apenas na tribo Amaryllideae.

Dutilh (1996) realizou a biosistemática de quatro espécies de *Hippeastrum* Herb. e constatou a importância da observação das características das estruturas vegetativas, do ambiente e características fenológicas para a separação das espécies. Segundo a autora, para fazer uma classificação ou identificação mais correta seria necessário analisar um conjunto de caracteres e não características isoladas.

Atendendo a decisão do 14º Congresso Internacional de Botânica de 1987, Meerow *et al.* (1997), publicaram uma listagem efetuando a transferência de 42 espécies americanas do gênero *Amaryllis* para *Hippeastrum* e suas respectivas combinações novas. Entretanto, nem todas as espécies americanas foram transferidas, restando algumas ainda em *Amaryllis*.

Naranjo & Poggio (1987) em um trabalho de comparação do cariótipo de *Amaryllis* e *Hippeastrum*, concluíram que existem diferenças importantes nos cromossomos de ambos os gêneros e que essas diferenças são suportadas por estudos morfológicos e anatômicos realizados por outros autores, como Arroyo & Cutler (1984). As diferenças mais importantes encontradas entre esses dois gêneros estão relacionadas às fórmulas do cariótipo e a posição da região de organização nuclear.

Em função das divergências taxonômicas existentes na família, tem-se utilizado a análise filogenética como uma nova ferramenta para esclarecer e definir a posição dos gêneros na família Amaryllidaceae (Meerow *et al.* 1999).

Apesar de uma falta de consenso sobre os limites genéricos e delimitações de tribo em Amaryllidaceae, a análise cladística como ferramenta para elucidar problemas na família foi raramente utilizada.

Atualmente, além da análise filogenética, características anatômicas também têm sido utilizadas com a finalidade de distinguir taxonomicamente espécies. Um dos trabalhos com essa abordagem foi o realizado por Arroyo & Cutler (1984), o qual evidenciaram-se em espécies de Amaryllidaceae da América do Sul e sul da África, caracteres de estrutura interna comuns a muitas espécies relacionando-as com a classificação taxonômica aceita.

Para o Brasil, Alves-Araújo (2004) descreveu a organização morfológica interna dos órgãos vegetativos de táxons ocorrentes no estado de Pernambuco, a fim de elucidar

a presença de possíveis caracteres adaptativos, relacionando-os às diferentes espécies e ambientes de ocorrência.

I.3. RELAÇÕES FILOGENÉTICAS NA FAMÍLIA AMARYLLIDACEAE

Filogeneticamente, as Amaryllidaceae eram consideradas relacionadas com Alliaceae, Alstroemeriaceae, Herreriaceae e Liliaceae, e por isso, foram posicionadas em uma única família, Liliaceae. A falta de um modelo estável, limites precisos e bem definidos levou Cronquist (1981) a estabelecer o grupo como uma única família.

As Amaryllidaceae *sensu* Dahlgren *et al.* (1985) formam um clado monofilético bem suportado com bootstrap de 100%. As Amaryllidaceae são incluídas na ordem Asparagales. Entretanto, sua posição filogenética em Asparagales não está claramente resolvida. *Agapanthus* (Liliaceae) poderia ser um grupo irmão de Amaryllidaceae, embora a sustentação do “bootstrap” tenha sido baixa (Ito *et al.* 1999).

Cronquist (1988) não conseguiu encontrar uma maneira razoável para separar Amaryllidaceae e Liliaceae e continuou a reconhecê-las como uma única família, Liliaceae. Segundo Cronquist, os segregantes mais distintivos encontrados por Dahlgren *et al.* (1985), como ovário ínfero e presença de alcalóides, não eram suficientes para que esses grupos fossem facilmente distinguíveis.

Fazendo uma revisão dos trabalhos já existentes sobre monocotiledôneas no último quarto do século XX, Goldberg (1989) alocou 11 autores, os quais apresentavam um conhecimento geral em monocotiledôneas. De acordo com Goldbeg (1989), as Amaryllidaceae podem estar inseridas em Liliiflorae (Melchior 1964), nas ordens Liliales (Emberger 1960, Rouleau 1981, Goldbeg 1989), Asparagales (Dahlgren 1983, Dahlgren *et al.* 1985), Amaryllidales (Hutchinson 1973, Takhtajan 1987) e na família Liliaceae (Stebbins 1974, Benson 1979, Thorne 1983, Cronquist 1988). Nesta revisão foi possível perceber a falta de clareza em relação à posição que as Amaryllidaceae ocupam dentro do sistema de classificação.

A divisão de Asparagales em “baixa” e “alta” Asparagales, proposta por Judd *et al.* (1999) já refletia uma tendência dos estudos futuros com a ordem. Segundo o autor, a diferença entre essas duas categorias estaria no processo de microesporogênese. Judd *et al.* (1999) admitia Alliaceae e Amaryllidaceae como famílias irmãs, por compartilharem como característica comum inflorescência em umbela.

Meerow *et al.* (1999) trabalhou 48 gêneros da família Amaryllidaceae baseados em análise cladística. De todos os gêneros pertencentes à tribo Hippeastreae, apenas dois não são bem suportados como clados monofiléticos, *Worsleya* e *Griffinia*, ambos endêmicos do Brasil.

Em um trabalho mais recente sobre a filogenia das Amaryllidaceae americanas, Meerow *et al.* (2000) obteve dois grupos, um clado andino e outro extra-andino, o qual o autor chamou de “hippeastroid”. Neste clado a tribo Griffineae é bem resolvida como grupo irmão do restante de Hippeastreae. Os gêneros *Rhodophiala* e *Zephyranthes* apresentaram-se polifiléticos, mas a possibilidade de reticulação dentro do clado e rearranjo desse gênero requer investigações adicionais.

APG II (2003) apresentaram a família ainda fazendo parte da ordem Asparagales, porém inserida em Alliaceae. Segundo os autores, Amaryllidaceae e Alliaceae possuem inflorescência em umbela, uma característica que as insere no mesmo grupo.

O trabalho desenvolvido nessa dissertação seguiu a classificação desenvolvida por Dalgren *et al.* (1985).

I.4. IMPORTÂNCIA ECONÔMICA DAS AMARYLLIDACEAE

I.4.1. USO ORNAMENTAL

A utilização econômica mais reconhecida para Amaryllidaceae é ornamental, relacionada principalmente aos gêneros *Narcissus* L., *Leucojum* L. e *Galanthus* L., sendo as plantas bulbosas mais comuns no comércio, principalmente nas regiões temperadas. Espécies do gênero *Hippeastrum* são também utilizadas para uso ornamental e têm sido extensamente hibridizadas (Meerow & Snijman 1998).

As primeiras hibridações noticiadas foram realizadas na Holanda, em 1799, por meio de cruzamento de *H. reginae* (L.) Herb. e *H. vittatum* (L'Hér.) Herb., ambas espécies de origem brasileira (Tombolato *et al.* 2004). No século XVIII, o setor evoluiu consideravelmente, tendo sido introduzidos no comércio vários clones. Depois da 2ª Guerra Mundial, os programas de melhoramento foram acelerados e nas décadas de 1940 e 1950, houve a introdução de espécies provenientes da América do Sul nas hibridizações (Castro 1989).

Hoje, vários híbridos e espécies do gênero *Hippeastrum* têm sido comercializados em diversos países, onde são utilizados principalmente como flor de corte ou vaso. “*Hippeastrum x hybridum*” é a cultivar mais conhecida comercialmente, sendo que seu

cultivo está mais voltado para a produção de bulbos, visando a exportação para países como a Holanda, México, Chile e Argentina.

No Brasil, pesquisadores da área de floricultura, juntamente com alguns produtores de bulbos, também preocupados com o melhoramento, cultivo e eliminação de microorganismos, vêm desenvolvendo programas de melhoramento genético a partir de espécies nativas (Tombolato & Costa 1998).

Entre as espécies pertencentes à família, *Amaryllis belladonna* L., *Clicia miniata* Regel, *Crinum erubescens* Sol., *Crinum x powellii* Hort. ex Backer, *Crinum procerum* Carey. ex Herb., *Eucharis grandiflora* Planch. & Linden, *Furcraea gigantea* Vent., *Hippeastrum hybridum* Hort., *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze, *Hippeastrum reginae* Herb., *Hymenocallis caribaea* (L.) Herb., *Hymenocallis littoralis* (Jack.) Salisb., *Narcissus cyclamineus* DC., *Narcissus tazetta* L., *Polyanthes tuberosa* L., *Scadoxus multiflorus* (Martyn) Raf., *Zephyranthes candida* (Lindl.) Herb. e *Zephyranthes grandiflora* Lindl. são as mais utilizadas no Brasil por muitos profissionais da área de jardinagem e paisagismo, sendo consideradas como as principais espécies do paisagismo contemporâneo (Lorenzi & Souza 1999). Nenhuma das espécies ocorrentes no Distrito Federal foi citada como espécie de interesse ornamental. Apenas *Hippeastrum aulicum* (Ker-Gawler) Herb., presente na lista de Proença *et al.* (2001) mas não confirmada nesta dissertação, espécie de flores vermelhas ainda pouco divulgada e possuindo restrito reconhecimento como ornamental. Difícilmente é encontrado no comércio. Entretanto, países como a Holanda e a África do Sul vêm desenvolvendo há vários anos programas de melhoramento com esta espécie. Atualmente já existem híbridos originados do cruzamento de *H. aulicum* com cultivares de outras espécies desse gênero (Flores 2003).

Hippeastrum puniceum, espécie de flores vermelho-alaranjadas, ocorrente no Distrito Federal, foi escolhida pela Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia para estudos de resposta à multiplicação *in vitro*, através de explantes de bulbos.

I.4.2. USO MEDICINAL

A utilização medicinal de plantas de Amaryllidaceae é antiga. Já no quarto século a.C., o óleo de *Narcissus poeticus* L. era conhecido por Hipócrates para tratamento de tumor uterino. Na bíblia, existem relatos do uso de preparações à base de plantas da família para tratamento de enfermidades (Hartwell 1967).

Culturas indígenas antigas também faziam uso de algumas espécies bulbosas de gêneros tropicais. Eram utilizadas por essas culturas como cataplasma para tratamento de feridas ou fervidas e embebidas para preparo de chá emético para o estômago (Meerow & Snijman 1998).

Estudos etnofarmacológicos revelam que o uso popular das espécies desta família, com finalidade curativa, se expandiu largamente pelo continente africano e europeu. Porém, na América do Sul, as espécies de Amaryllidaceae não são comumente utilizadas para fins medicinais ou alimentares, mas cultivadas com fins ornamentais, em variações híbridas (Bastida *et al.* 1994, Pettit *et al.* 1995, Razafimbelo *et al.* 1996, Seaforth *et al.* 1998, Andrade *et al.* 2003).

Em 1877, quando se isolou o alcalóide licorina, os estudos científicos envolvendo os alcalóides de Amaryllidaceae se intensificaram. Esses alcalóides apresentam estrutura complexa, e segundo alguns autores, são exclusivos dessas espécies ou mesmo restrito à família. Os alcalóides identificados nas espécies desta família têm demonstrado diversas atividades biológicas (Andrade *et al.* 2003), o que despertou grande interesse por parte dos fitoquímicos. Entre os vários alcalóides identificados destacam-se a Licoricidina, a Narciclasina e a Pancratistatina, com atividades biológicas analgésicas, antitumorais, antivirais, sobre o sistema nervoso central e anticancerígenas, bastante acentuadas (Batista *et al.* 1996, Rossi & Coelho 2000, Pizzoli *et al.* 2002).

Rosário (2000) estudou quatro espécies pertencentes à família, *Cyrtanthus elatus* (Jacq.) Traub, *Zephyranthes citrina* Baker, *Eucharis grandiflora* Planch. & Linden e *Hymenocallis tubiflora* Salisb. e isolou 27 alcalóides. Dentre os alcalóides isolados licorina e hemantamina mostraram atividade frente a algumas doenças parasitárias como *Entamoeba histolytica*, *Trypanosoma brucei rhodesiense* e *Trypanosoma cruzi*.

Algumas espécies brasileiras como *Hippeastrum eqüestre* (Aiton) Herb., *H. glaucescens* Mart., *H. reginae* (L.) Herb., *H. solandriflorum* (Lindl.) Herb, *H. striatum* (L' Hérb.) Herbert, *H. vittatum* (L'Hér.) Herb., também já tiveram alcalóides isolados . Desde o isolamento do primeiro alcalóide de Amaryllidaceae, já foram estudados os alcalóides em mais de 36 gêneros, incluindo 150 espécies. O dado mais recente de compilação referente ao número de alcalóides isolados, relata a identificação de mais de 300 bases (Queckevberg & Frahm 1994, Hofmann Jr. & Henriques 2005).

Entre as espécies do Distrito Federal, apenas *Hippeastrum psittacinum* (Ker Gawl.) e *Hippeastrum glaucescens* (Mart.) Herb. apresentam referência de uso medicinal (Corrêa 1926, Hofmann Jr. *et al.* 2003, Hofmann Jr. & Henriques 2005). Das raízes *H.*

psittacinum retira-se o suco, o qual possui propriedades excitantes e purgativas. Ainda não existem registros de estudos fitoquímicos para espécies citadas para o Distrito Federal. Mas o que parece bastante evidente é que todas as espécies do gênero possuem esses compostos.

Dahlgren *et al.* (1985) relata que os bulbos dessa família são ricos em carboidratos e também contém ácidos orgânicos e compostos nitrogenados solúveis. Por serem ricos em carboidratos, os bulbos dessa família poderiam ser utilizados como fonte de energia.

II. OBJETIVOS

O presente estudo buscou atender aos seguintes objetivos:

II.1. OBJETIVOS GERAIS

- Adquirir treinamento em taxonomia de fanerógamas;
- Enriquecer os herbários da região Centro Oeste, e do Brasil, com exemplares coletados na região de estudo;
- Contribuir para o conhecimento da flora do Distrito Federal e do Cerrado;
- Conhecer a diversidade de espécies de Amaryllidaceae no Distrito Federal;
- Enriquecer o banco de germoplasma de espécies nativas com potencial ornamental da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia;
- Usar ferramentas para facilitar e disponibilizar o conhecimento das espécies;
- Colaborar para as ações de conservação e uso sustentado de espécies ornamentais nativas da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia;

II.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Adquirir treinamento na taxonomia de Amaryllidaceae;
- Realizar o levantamento dos táxons de Amaryllidaceae ocorrentes no Distrito Federal através de coletas de material e consulta a herbários;
- Coletar as espécies ocorrentes no Distrito Federal para a manutenção em telado e para a incorporação de material em herbário;
- Identificar as espécies, descrever, caracterizar morfológicamente e elaborar chaves para identificação;
- Ilustrar as espécies em seus caracteres diagnósticos e produzir fotografias das plantas vivas;
- Adaptar a técnica de montagem de material para herbário para as Amaryllidaceae de forma a facilitar a identificação e reconhecimento de características diagnósticas que se perdem com a prensagem usual;

- Incrementar os acervos de Amaryllidaceae presentes nos herbários do Distrito Federal com espécimes com as partes florais destacadas e fotografias coloridas;
- Elaborar uma lista atualizada de espécies de Amaryllidaceae do Distrito Federal;
- Elaborar chaves de identificação para os taxa abordados na região de estudo;

III. MATERIAIS E MÉTODOS

III.1. LEVANTAMENTO BIBLIOGRÁFICO

A literatura pertinente sobre a família Amaryllidaceae foi reunida através do levantamento em bibliotecas da Universidade de Brasília, da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia além de outras, com a finalidade de aquisição de cópias de material bibliográfico. Quando necessário referências contidas em outras bibliotecas do país foram solicitadas através do Sistema “COMUT”.

Sites de busca foram consultados via Internet como alternativa para obtenção de trabalhos adicionais em taxonomia e cultura de tecidos e outras referências foram obtidas através das base de dados disponíveis na Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. *Sites* específicos para a área de taxonomia também foram consultados como os do “The International Plant Name Index” (<http://www.ipni.org/index.html>), “W³TRÓPICOS” (<http://mobot.mobot.org/W3T/Search/vast.html>); entre outros. As bibliotecas da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia e Universidade Brasília foram visitadas e consultadas.

As citações da literatura utilizada na dissertação, assim como os *sites* consultados seguiram as normas da ABNT.

III.2. COLETA DO MATERIAL BOTÂNICO

Este estudo foi fortemente embasado em extenso trabalho de campo em todas as áreas de ocorrência das espécies de Amaryllidaceae no Distrito Federal. As saídas foram realizadas duas vezes por semana, iniciando-se na estação seca e se estendendo pela estação chuvosa, por um período de dois anos. As coletas, quando existiram oportunidades, se estenderam também para outras áreas fora do Distrito Federal, para um melhor entendimento dos táxons e suas populações. Foram visitadas áreas com registros de coleta anteriores e outros ainda sem referência de coleta para a família (Figura 1). Para isto foi elaborada uma tabela com registro de todas as localidades de ocorrência de espécies de Amaryllidaceae e época de florescimento.

O material coletado que estava com flores foi prensado e desidratado em estufa em laboratório. Foi acondicionado no Herbário CEN (Embrapa Recursos Genéticos e

Biotecnologia) e duplicatas enviadas para o Herbário UB (Universidade de Brasília) além de outros herbários, principalmente aqueles com coleção representativa do Cerrado.

Espécimes foram trazidos vivos na forma de mudas e cultivados em casa de vegetação da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia para incremento da coleção de plantas ornamentais nativas, onde foi possível serem acompanhados quanto ao desenvolvimento e às fenofases das plantas e observadas e anotadas as características que se perderam no processo de herborização.

Flores e frutos foram fixados em álcool a 70% para facilitar o exame e ilustrações das peças florais.

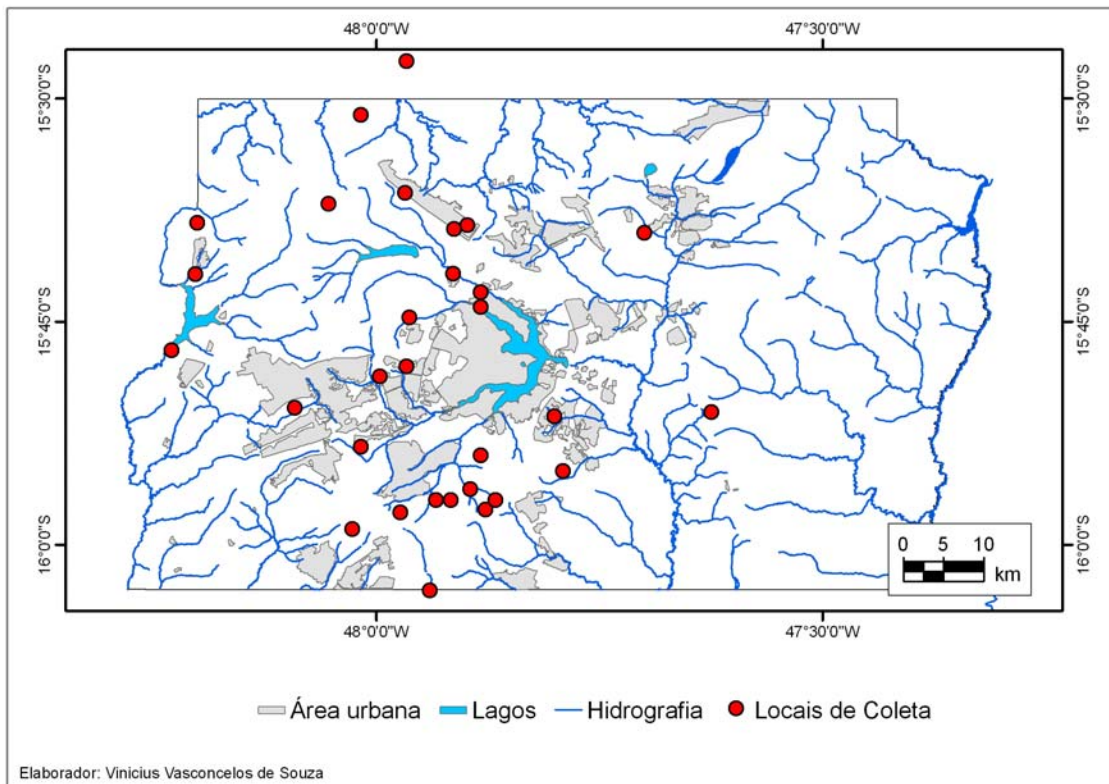


Figura 1. Pontos de coleta das espécies de Amaryllidaceae no Distrito Federal, Brasil: material coletado e recebido por empréstimo.

III.3. PREPARO E MONTAGEM DOS ESPÉCIMES DE HERBÁRIO

Um fator que dificulta sobremaneira a análise de características morfológicas em espécimes de Amaryllidaceae já herborizadas e, por conseguinte, a identificação taxonômica dos mesmos, é a forma de prensagem e montagem do material.

As plantas são geralmente prensadas sem os bulbos ou se estes são incluídos, são geralmente esmagados pelas prensas. Do mesmo modo, as flores são colocadas no jornal sem que suas tépalas sejam abertas ou o que mais dificulta, sem que as suas cores e outras características sejam detalhadamente descritas a campo.

Para este estudo, com vistas à produção de espécimes de herbário o mais informativos possível, procedeu-se à utilização de técnicas de montagem de material, também muito utilizadas para orquídeas baseados em Bridson & Forman (1992).

Dois ou três indivíduos foram coletados das populações e trazidos completos ao laboratório. A campo foram anotados habitat e ambiente geral. Em laboratório as informações de campo foram complementadas com as características qualitativas das folhas, flores e bulbos, com a planta ainda fresca.

As flores tiveram as suas peças florais cuidadosamente destacadas e montadas separadamente em cartão com fita adesiva transparente de forma esquemática e estes cartões foram incluídos nas exsiccatas, além de fotografias coloridas das plantas e flores frescas. As exsiccatas foram montadas, às vezes, em mais de uma folha de cartolina (Figura 2).



Figura 2. *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze. **A.** Exsicata evidenciando bulbo, folhas e flor; **B.** Peças florais destacadas e montadas separadamente em cartão com fita adesiva transparente de forma esquemática (A-B. Cavalcanti et al. 3197).

III.4. ESTUDO DO MATERIAL

III.4.1. ESTUDOS TAXONÔMICOS

Todos os herbários do Distrito Federal foram visitados, tais como:

- Herbário da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia (Herbário CEN);
- Herbário do Jardim Botânico de Brasília (Herbário HEPH)
- Herbário do Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (Herbário IBGE)
- Herbário da Universidade de Brasília (Herbário UB)

Alguns materiais foram solicitados como empréstimo para o Herbário CEN.

Durante o período de estudos com as Amaryllidaceae, a análise do material foi efetuada no Herbário CEN e no Laboratório de Sistemática Vegetal da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. A infraestrutura logística de apoio aos estudos e as coletas foram fornecidas pela Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia.

III.4.2. EXAMES DOS MATERIAIS E APRESENTAÇÃO DAS ESPÉCIES

A identificação do material coletado e recebido por empréstimo foi efetuada com base em bibliografia específica, chaves de identificação e através de consultas a obras como “Flora Brasiliensis” e fotografias de materiais-tipo.

Após a identificação do material, iniciou-se a descrição das espécies encontradas no Distrito Federal. Tabelas contendo as principais características das espécies foram confeccionadas e utilizadas para comparação e elaboração de descrições padronizadas e das chaves de identificação, como exemplificado na Tabela 1.

Caracteres morfológicos e taxonômicos externos já utilizados para as Amaryllidaceae foram avaliados e novos caracteres foram reconhecidos para a descrição das espécies ocorrentes no Distrito Federal.

Materiais de outras regiões foram analisados e comparados aos do Distrito Federal com a finalidade de ampliar as informações das espécies com relação às suas variações morfológicas e distribuição, incluídas nos comentários.

As descrições seguiram o modelo sugerido para a “Flora do Distrito Federal, Brasil”.

III.4.3. CHAVES DE IDENTIFICAÇÃO

Foram preparadas chaves artificiais para identificação dos gêneros e espécies, de forma a procurar distinguir mais facilmente os táxons.

Tabela 1. Caracteres morfológicos avaliados para uso nas descrições das espécies de Amaryllidaceae do Distrito Federal.

Espécime	
Localidade	
Ambiente	
Data/ Fenologia	
Bulbo proteção	
Bulbo compr./larg	
Bulbo colo	
Escapo por bulbo nº	
Folhas antese presença	
Folhas antese nº	
Folhas estado vegetacional nº	
Folhas compr./larg.	
Folhas forma	
Folhas posição	
Folhas cera	
Ápice	
Margem	
Escapo cor	
Escapo compr./larg	
Escapo cera	
Brácteas forma	
Brácteas ápice	
Brácteas cor	
Brácteas compr./larg	
Pedicelo cera	
Pedicelo compr./larg	
Inflorescência flores nº	
Flor posição/ângulo	
Flores cor	
Perigônio compr./larg	
Tépalas base cor	
Tépalas compr./larg.	
Relação tépala externa/ interna compr.	
Relação tépala externa/ interna larg.	
Tepala ângulo em relação ao tubo	
Tubo externo compr.	
Corona presente/ausente	
Corona tipo	
Corona compr./larg	
Fimbrias compr.	
Estames inclusos/exsertos.	
Estames compr./larg	
Filete cor	
Filete compr.	
Antera compr.	
Pólen cor	
Antera cor	
Estigma forma	
Estigma compr./larg.	
Estilete incluso./exserto.	
Estilete cor base/ápice	
Estilete compr.	
Ovário forma	
Ovário compr./larg	
Fruto forma	
Fruto tamanho	
Sementes forma	
Sementes nº	
Sementes cor	

III.4.4. ILUSTRAÇÃO DAS ESPÉCIES

Na ocasião das coletas de material a campo foram tomadas fotografias dos espécimes em flor ou frutificação, seu ambiente, hábito, bulbos, folhas e flores. Quando estas não se encontravam floridas no campo, as mudas foram trazidas para as casas de vegetação da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia e acompanhadas até a floração, para posterior fotografias das flores e prensagem do material.

As ilustrações da prancha foram confeccionadas procurando-se priorizar os caracteres diagnósticos como posição das flores, detalhes das manchas da fauce, etc.

III.4.5. MAPAS DE DISTRIBUIÇÃO

Para a elaboração dos mapas de distribuição das espécies foram reunidas as coordenadas geográficas de todo o material coletado e recebido por empréstimo. As coordenadas foram organizadas de acordo com as Regiões Administrativas do Distrito Federal (Figura 3).

No caso do material recebido por empréstimo, os espécimes que não continham informações de coordenadas geográficas na sua etiqueta tiveram o cálculo de coordenadas estimadas, sendo antes dos números incluído “ca” como abreviatura para a estimativa.

Para se gerar as coordenadas geográficas aproximadas foi utilizado o índice de topônimos do Distrito Federal de Kirkbride Jr. & Filgueiras (1993), averiguada através de diversos mapas do Distrito Federal e do *site* de consulta “Google Earth”.

Mapas de distribuição geográfica foram gerados através do programa ArcGis 9.0 – ArcMap.



Figura 3. Mapa das Regiões Administrativas do Distrito Federal (Fonte: <http://www.mapa-df.com/regioes.htm>).

V. RESULTADOS

AMARYLLIDACEAE JAUME ST.-HIL, EXPOSITION DES FAMILLES NATURELLES 1: 134. 1805.
(NOM. CONS.).

GÊNERO-TIPO: *AMARYLLIS* L.

Ervas bulbosas, perenes ou bianuais, subterrâneas ou superficiais, às vezes apresentando colo curto ou alongado formado pela bainha das folhas. **Folhas** simples, alternas dísticas ou espiraladas, filiformes, ensiformes, usualmente lineares, raro lanceoladas; eretas a oblíquas, ascendentes, geralmente decíduas na floração. **Inflorescências** cimosas, freqüentemente umbeladas; escapo cheio ou fistuloso; brácteas na região distal, fundidas a livres, espatáceas. **Flores** vistosas, bissexuadas, actinomorfas ou zigomorfas, pediceladas, raramente sésseis; tépalas petalóides 6, em dois verticilos, unidas na base e adnatas aos estames formando hipanto, podendo apresentar corona; estames 6, epipétalos, raramente unidos entre si formando um tubo estaminal; anteras dorsifixas, introrsas, deiscência longitudinal; ovário sincárpico, súpero ou ínfero, 3-carpelar, 3-locular, óvulos de 1-numerosos por lóculo, placentação axilar; estigma capitado a trífido. **Cápsulas** loculicidas ou bagas; sementes poucas a muitas em cada fruto, orbiculares a angulares, papiráceas, geralmente escuras a negras em função de uma camada externa de fitomelanina; embrião cilíndrico reto, endosperma presente.

As Amaryllidaceae estão distribuídas por quase todo mundo, ocorrendo principalmente em clima subtropical e tropical, embora os gêneros *Narcissus* e *Galanthus* ocorram no norte da Grã Bretanha. Os dois principais centros de distribuição das espécies são a América do Sul e a África do Sul (Arroyo & Cutler 1984).

Ito *et al.* (1999) trabalhando a filogenia de 31 dos 59 gêneros usou o mapeamento do estado de caráter para inferir o centro de origem e a história biogeográfica da família. O resultado suporta a hipótese de que a família evoluiu na África e propagou-se por outros continentes, sugerindo que o centro secundário de diversidade é a América do Sul.

Ellenbecker (1975) divide a família Amaryllidaceae em 16 tribos, Dahlgren *et al.* (1985), em 9 tribos e Meerow & Snijman (1998), em 14 tribos, sendo que nesta última classificação estão presentes 59 gêneros. Em uma classificação mais recente, Dutilh & Assis (2005) refere para a família 72 gêneros e 1450 espécies. A família está representada no Brasil por dez gêneros: *Cearanthes*, *Crinum*, *Eithea*, *Griffinia*,

Habranthus Herb., *Hippeastrum*, *Nothoscordum* Kunth, *Tocantinia* Ravenna, *Worsleya* (W. Watson ex Traub) Traub, *Zephyranthes* (Cowley 1995; Dutilh 2003; Alves-Araújo 2004). No Distrito Federal ocorrem os gêneros *Hippeastrum* Herb. e *Habranthus* Herb, com quatro e uma espécie, respectivamente.

IV.1. CHAVE PARA OS GÊNEROS DE AMARYLLIDACEAE DO DISTRITO FEDERAL, BRASIL.

1. Folhas ensiformes a falcadas, com mais de 3cm larg. Brácteas espatáceas livres entre si; inflorescência 2-4 flora 1. **Hippeastrum**
1. Folhas cilíndricas ou planas, raramente excedendo 2cm de larg. Brácteas espatáceas unidas; inflorescência geralmente uniflora. 2. **Habranthus**

1. HIPPEASTRUM HERBERT. AN APPENDIX: TO THE BOTANICAL REGISTER, 1821.

ESPÉCIE-TIPO: *HIPPEASTRUM PUNICEUM* (LAM.) KUNTZE.

Bulbos subterrâneos, continuados em um colo curto ou longo. **Folhas** dísticas, laminares, margem lisa, reta, raramente pecioladas, ensiformes a falcadas, geralmente eretas e senescentes na estação seca, às vezes levemente revoluta, às vezes hialina. **Umbelas** geralmente 1-4 flora; escapo liso, fistuloso, geralmente glauco, na base duas brácteas espatáceas livres. **Flores** vistosas, eretas a declinadas, zigomorfas, pediceladas, pedicelo às vezes glauco; tépalas livres ou conatas na base, esverdeadas a róseas, raramente brancas, às vezes com estrias ou retículos mais escuros, presença de corona ou paraperigônio; estames 6, declinados, de comprimentos diferentes; ovário ínfero, óvulos numerosos; estigma capitado, trilobado a trifido. **Cápsulas** loculicidas, depresso-globosas, 3-sulcadas, deiscência loculicida; sementes numerosas, papiráceas, aladas, oval-depressas a arredondadas, globosas, cinza-escuras a negras.

Hippeastrum apresenta ampla distribuição na América Central e do Sul e as espécies podem ser encontradas nos mais diferentes ambientes. No Brasil estão distribuídas em todas as regiões, nos mais diversos ambientes, incluindo a Caatinga, restingas próximas ao mar, florestas secas e úmidas, cerrados e campos.

Desde o trabalho de Herbert (1821), já foram estabelecidas mais de 130 espécies para o gênero, sendo que cerca de 40 são citadas para o Brasil (Dutilh 1987). O Distrito Federal está representado por quatro espécies.

No Brasil espécies de *Hippeastrum* são geralmente encontradas em locais de acúmulo de matéria orgânica, como matas úmidas, ambientes com vegetação mais aberta como campos, campos rupestres ou vegetação mais fechada e, em locais mais extremos, como morros e dunas próximos à praia (restinga) e na caatinga (Dutilh 1989a). No bioma cerrado, essas espécies são mais adaptadas a cerrado propriamente dito, campo sujo e cerrado sobre afloramento rochoso (Figura 4) e são mais raramente encontradas próximas a cursos d'água.

No Distrito Federal, as espécies são geralmente encontradas em pequenas populações, com no máximo 10 indivíduos. Em situações mais raras, as populações podem ser grandes, ocupando extensa área, chegando a mais de 50 indivíduos. Independente do tamanho da população, o florescimento se dá de forma gradativa sendo possível encontrar na mesma área, indivíduos apresentando apenas botão floral, indivíduos com flores abertas e indivíduos com flores murchas.

Os polinizadores mais freqüentes em *Hippeastrum* são abelhas, borboletas, vespas, traças, morcegos e pássaros, principalmente beija-flores. *Hippeastrum calyptratum* é freqüentemente visitado por morcegos (Meerow 2003), *H. psittacinum* e *A. atiabaya* são visitadas por beija-flores (Piratelli 1997).

Algumas espécies do gênero *Hippeastrum* apresentam um apêndice, localizado na base dos estames denominado de corona. No século passado, a natureza dessa estrutura foi muito debatida por inúmeros autores. (Doell 1857) comparou esta estrutura com lígulas de folhagem. (Masters 1865) definiu como estames modificados e Smith (1866) como “estípulas de pétalas”. No último século, Velenovshý (1910) trata a corona como estípulas estaminais fundidas e Hutchinson (1934) separa em corona “verdadeira”, como em *Narcissus* L. e corona “falsa”, presente em outras Amaryllidaceae, no entanto, nenhuma conclusão foi alcançada.

Em *Narcissus* o estudo da anatomia da corona mostrou a sua independência em relação aos estames (Arber 1937). Para *Hippeastrum* não foram reunidos trabalhos que tratassem do estudo anatômico da corona, havendo a necessidade de trabalhos que tratem de forma detalhada a natureza dessa estrutura.

Outras famílias também apresentam essa estrutura, como é o caso da subfamília Barbacenioidae de Velloziaceae. Alguns autores acreditavam que a natureza da corona

nesta família era atribuída aos filamentos dos estames, mas (Menezes & Semir 1990) demonstrou que filetes e lobos da corona são completamente separados e que a corona é um apêndice do perianto.

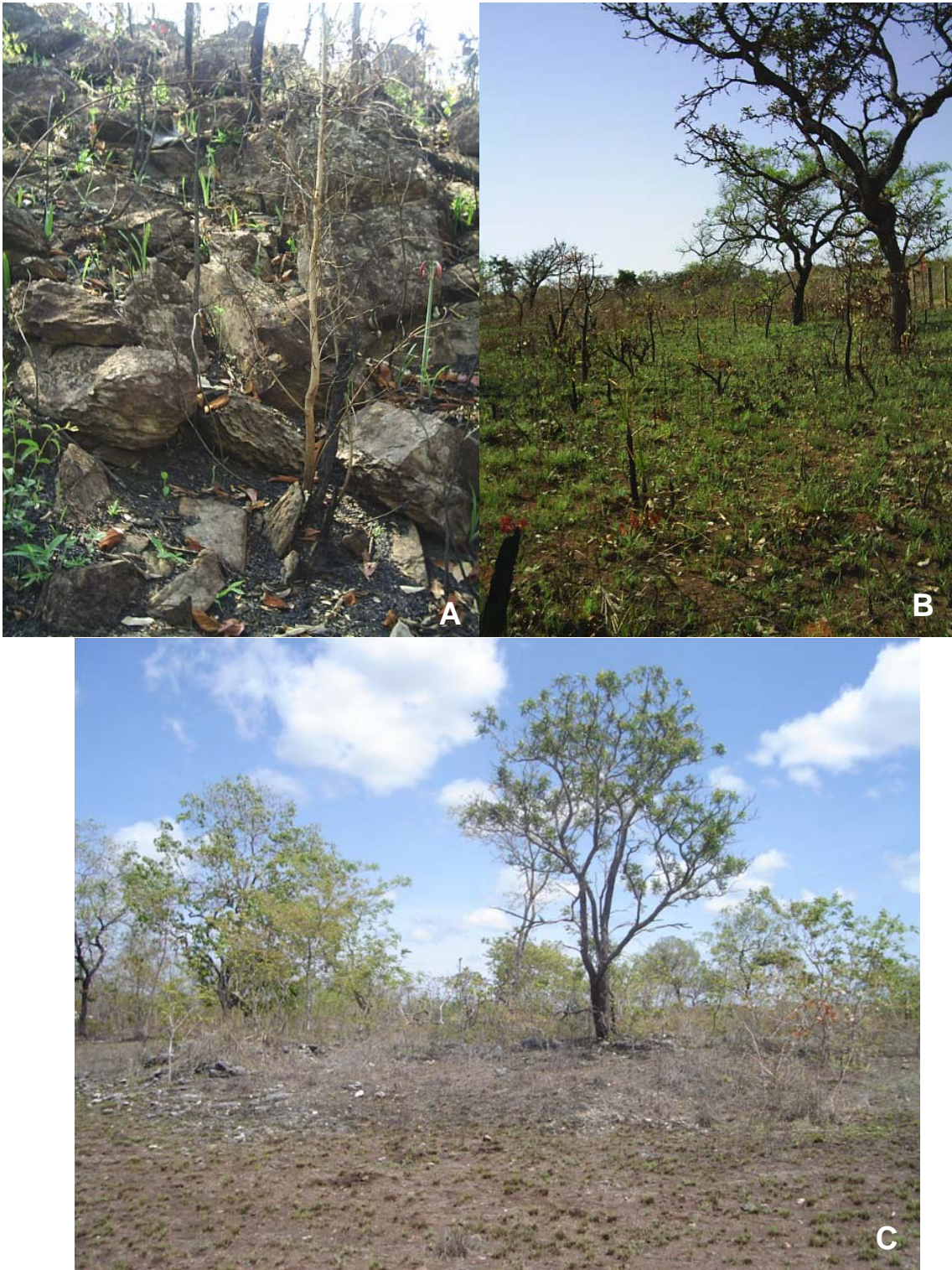


Figura 4. Ambientes mais comuns para a ocorrência de espécies de *Hippeastrum* no Distrito Federal. **A.** *Hippeastrum puniceum*: cerrado sobre afloramento rochoso; **B.** *Hippeastrum goianum*: campo sujo antropizado; **C.** *Habranthus* sp.: Mata seca. (Fotografias de A. C. Amaral)

A. CHAVE ARTIFICIAL PARA IDENTIFICAÇÃO DAS ESPÉCIES DE *HIPPEASTRUM* DO DISTRITO FEDERAL, UTILIZANDO CARACTERES VEGETATIVOS.

- 1. Bulbos depressos a globosos; colo acima de 5cm compr. Folhas espatuladas, ápice obtuso. 2. **H. goianum**
- 1. Bulbos ovais; colo inferior a 5cm compr. Folhas lanceoladas ou loriformes a falcadas, ápice agudo. 2
 - 2. Colo < 1cm. Folhas levemente declinadas, maduras na antese (até 5), inferiores a 30cm compr. 4. **H. puniceum**
 - 2. Colo 1 a 4cm de compr. Folhas eretas, jovens na antese, superiores a 30cm compr. 3
 - 3. Folhas lanceoladas 3. **H. psittacinum**
 - 3. Folhas loriformes a falcadas 1. **H. glaucescens**

B. Chave artificial para identificação das espécies de *Hippeastrum* do Distrito Federal, utilizando caracteres reprodutivos.

1. Flores de cor salmão, alaranjadas a vermelhas; corona presente.
 2. Flores de cor salmão. Estigma capitado; corona fimbriada; tépalas sem estrias ou reticulações vináceas, as superiores fortemente reflexas, perpendiculares ao tubo do perigônio, as inferiores na mesma posição do tubo. Estames fortemente ascendentes no terço superior. **H. puniceum**
 2. Flores de cor vermelha. Estigma trifido; corona denteada; tépalas com estrias ou reticulações vináceas, não reflexas, similares entre si, as superiores e inferiores na mesma posição que o tubo. Estames levemente ascendentes no terço superior. **1. H. glaucescens**
1. Flores de cor creme-amareladas a algo esverdeadas; corona ausente.
 3. Flores creme-amareladas. Estigma trilobado; tépalas com estria central de cor vinácea a esverdeada na face abaxial, creme amarelada a algo esverdeada, raro vinácea no ápice, estrias laterais ausentes. Tubo do perigônio superior a 3cm compr. **2. H. goianum**
 3. Flores esverdeadas. Estigma trifido; tépalas com estrias laterais vermelhas, listras vermelhas no ápice, estria central ausente. Tubo do perigônio inferior a 3cm compr. **3. H. psittacinum**

1.1. HIPPEASTRUM GLAUDESCENS (MART.) HERBERT. Amaryllidaceae: 139. 1837.

BASIONIMO: *AMARYLLIS GLAUDESCENS* MART. IN ROEM & SCHULT. SYST. VEG. 7: 813.1830.

FIGURAS: 5 A – B; 6 A – C; 8 B; PRNCHA 17 F – J.

Bulbos ovais, 10,7-14,6x4-7,1cm, subterrâneos, colo (1,9)2,9-3,9(4,5)cm, evidente. **Folhas** 30-60x1,23,2cm, presentes na antese, até quatro, raro senescentes, eretas, às vezes glauca, loriformes a falcadas, ápice agudo, margem cartilaginosa, sub-revoluta quando seca e amarela. **Inflorescências** 2-flora; escapo (23)40-80x0,4-1,4(2)cm, 1 por bulbo, verdes, às vezes com base vinácea, às vezes glauco; brácteas 5,1-9,8x0,9-1,7cm, verdes, às vezes vinácea, lanceoladas, ápice acuminado; pedicelo (4,9-9,6)x0,2-0,4cm, verde. **Flores** alaranjadas a vermelhas; perigônio (12)4,7-17x4,3-9,5cm, geralmente horizontais a sub-eretas; tubo do perigônio 0,8-2cm compr., verde; corona presente, denteada, dentes até 1mm de compr.; tépalas 6,5-10x0,8-2,2cm, a superior mais longa e larga, 12-14x3,6-4,6cm, a inferior mais curta e estreita, 9,5-11,8x0,9-1,6cm, as laterais inferiores externas falcadas, 10-13,5x3-3,9cm, com o ápice voltado uma para a outra, eretas a sub-reflexas, com estrias ou retículos de coloração vinácea, base esverdeada; estames inclusos, levemente ascendentes no terço superior, filetes 7,3-9,4cm, base verde-amarelada, ápice avermelhado, menores que as tépalas, anteras 5-8mm compr., amarelo-claras, pólen amarelo-ouro; ovário 12-17x4-8(-12)mm, oblongo a oval, 3-4-costado, verde; estigma trifido, lobos 1-2x1-1,5mm, estilete 8,8-12,8cm, incluso, base verde-amarelada, ápice avermelhado. **Frutos** não observados.

Distribuição geográfica ampla, da Bahia e Goiás ao Rio Grande do Sul. Também existe citação dessa espécie para à Argentina. No Distrito Federal foi encontrada em quase todas as fitofisionomias, mas foi principalmente coletada em áreas de campo sujo e cerrado, como também em campo úmido e próxima a cursos d'água. Ocorre geralmente em populações isoladas, com poucos indivíduos. Floresce e frutifica de setembro a dezembro.

Material examinado: **Distrito Federal, Brasília**, Parque Nacional de Brasília, 15°44'49"S, 47°57'47"O, XI.2006, *Dias et al. 177* (CEN); idem, 15°53'24"S, 48°01'03"O, XI.2006, *Dias et al. 197* (CEN). **Guará**, Reserva Ecológica do Guará, ca. 15°48'S, 47°58"O, XII.2003, *Bringel 58* (CEN). **Lago Sul**, Reserva Ecológica do IBGE, 15°56'15"S, 47°53'43"O, XII.1983, *Pereira 891* (IBGE). **Santa Maria**, cerrado próximo ao ribeirão Saia

Velha, 16°03'05"S, 47°56'26"O, XII.1991, *Mendonça et al. 2060* (IBGE). **São Sebastião**, próximo à rodovia Brasília/Unaí para a Papuda, 15°51'21"S, 47°48'03"O, XII.1979, *Heringer et al. 2922* (IBGE). **Taguatinga**, brejo Proflora, 15°38'30"S, 47°53'53"O, XI.1988, *Filgueiras 2347* (IBGE).

Material adicional examinado: **Bahia, Piatã**, Rodovia Piatã - Boninal, km 09, 13° 04' 50" S, 41° 47' 17" O, I.2004, *Pereira-Silva et al. 8433* (CEN). **Goiás, Luziania**, Margem direita do córrego Mato Grande, 16° 20' 46" S, 48° 20' 02" O, III.2003, *Pereira-Silva et al. 7440* (CEN). **Rio Grande do Sul, Pinhal da Serra**, paredão na margem esquerda do Rio Pelotas, 27° 57' 37"S, 51° 01' 09"O, II.2006, *Pereira-Silva 10337* (CEN). **Santa Catarina, Celso Ramos**, estrada entre Celso Ramos e Anita Garibaldi, 27°38'46"S, 51°19'08"O, IV.2006, *Guarino et al. 1035* (CEN), **Itaropolis**, margem da BR 116, 26°14'18"S, 49°54'02"O, X.2006, *Guarino et al. 1190* (CEN).

Os espécimes herborizados de *Hippeastrum glaucescens* são constantemente confundidos com *H. aulicum*. Distinguimos morfologicamente *H. glaucescens* de *H. aulicum* através, principalmente, de características relacionadas ao bulbo e às tépalas. Em *H. glaucescens* os bulbos são subterrâneos, as tépalas laterais inferiores falcadas com o ápice de uma voltada para outra e a presença de estrias ou retículos de cor vinácea. *Hippeastrum aulicum* apresenta plantas epífitas e há ausência de estrias ou retículos de cor vinácea nas tépalas.

Hippeastrum glaucescens foi coletado em três Unidades de Conservação do Distrito Federal, sendo três dessas coletas, recentes. Este fato faz com que se possa considerar que a espécie está com populações protegidas no Distrito Federal.



Figura 5. *Hippeastrum glaucescens* (Mart.) Herb. **A.** Flor em vista frontal, mostrando tépalas laterais inferiores falcadas, com ápice de uma voltada para outra e tépala inferior mais curta **B.** Detalhe da coroa do tipo denteada (A-B. *Pereira-Silva et al. 8433*).



Figura 6. *Hippeastrum glaucescens* (Mart.) Herb. **A.** Individuo crescendo em casa de vegetação; **B.** Individuo no campo; **C.** detalhe da inflorescência. (**A.** Pereira-Silva *et al.* 7440; **B.** Dias *et al.* 177; **C.** Pereira-Silva *et al.* 8433).

1.2. HIPPEASTRUM GOIANUM (RAVENNA) MEEROW, TAXON, 46: 17. 1997.

BASIONIMO: *AMARYLLIS GOIANA* RAVENNA. PLANT LIFE, 30: 62, FIG. 19. 1974.

FIGURAS 7 A – D; 8 A; PRANCHA 17 K – O.

Bulbos depressos a globosos, 4-8x2,4-7,4cm, colo 5-10x1,7-2,8cm, bem evidente. **Folhas** senescentes, às vezes presentes na antese, eretas, às vezes glaucas, espatuladas, base vinácea, ápice obtuso, margem cartilaginosa, sub-revoluta quando secas, amarela a rosada. **Inflorescências** 2-4 flora; escapos 19,5-43x0,5-1,2cm, 1-2 por bulbo, verdes a vináceos, fortemente glaucos; brácteas 3,2-7,5x0,8-2,1cm, verdes a vináceas, lanceoladas, ápice acuminado; pedicelo 2-8x0,1-0,5cm, verde, às vezes vináceo. **Flores** creme-amareladas; perigônio 9,5-18,5x2,2-5,5cm, geralmente sub-ereto, raro patente; tubo do perigônio 2,5-6cm compr., verde a vináceo; corona ausente; tepálas 6,5-10x0,8-2,2cm, eretas a sub-reflexas, com estria central vinácea a esverdeada, às vezes atingindo o ápice, estrias laterais ausentes, base amarela a esverdeada, ápice raro vináceo; estames inclusos, filetes 3,8-9cm, não ascendentes, creme-amarelados a róseos, menores que as tépalas, anteras 4,5-7x1-2mm, amarelo-ouro, pólen amarelo-ouro; ovário 7-20x3,5-8mm, oblongo a oval, 3-4-costado, vinho-escuro; estigma trilobado, incluso, lobos 0,3-2x1-2mm, estilete 11,4-16,7 cm compr., creme-amarelado, base amarelo-esverdeada. **Cápsulas** 4-5cm diâm.; sementes 1,1-1,7x0,9-1,3cm, marrons-escuras.

Distribuição restrita a Goiás e Distrito Federal. Ainda não existe citação dessa espécie para outras regiões da América Latina e América do Sul. Coletada em área de campo sujo e cerrado, sujeito a incêndios, normalmente em latossolos, mais raramente em áreas próximas a cursos d'água. Ocorre geralmente em populações isoladas, com poucos indivíduos. Floresce e frutifica de julho a dezembro.

Material examinado: **Distrito Federal, Brazlândia**, próximo à Floresta Nacional de Brasília, 15°38'20"S, 48°12'04"O, IX.2005, *Amaral & Pereira-Amaral 06* (CEN, UB); DF-180, km 22,5, sentido Brazlândia, 15°41'48"S, 48°12'12"O, IX.2005, *Amaral & Pereira-Amaral 10* (CEN). **Ceilândia**, rodovia Ceilândia-Brazlândia VC 561, 15°48'40"S, 47°59'46"O, IX.2005, *Amaral & Pereira-Amaral 09* (CEN, UB). **Gama**, APA Gama/Cabeça de Veado, entre a RECOR e a DF-001, IX.1992, *Pereira 2225* (IBGE). **Lago Norte**, QI 11 península norte, ca. 15°43'S, 47°53'O, 15°46'S, 47°50'O, VIII.1985, *Salles & Heringer 225*.

Lago Oeste, DF-001 sentido Brasília-Brazlândia, 15°37'03"S, 48°03'14"O, XIII.2005, *Amaral & Amaral-Santos 01* (CEN); DF-001, km 125 sentido Brasília-Brazlândia, 15°38'45"S, 47°54'47"O, IX.2005, *Amaral & Pereira-Amaral 05* (CEN). **Lago Sul**, fazenda Água Limpa, ca. 15°57'S, 47°56'O, IX.1990, *Azevedo & Alvarenga 931* (IBGE); idem, mata de galeria próxima ao córrego da Onça, 15°57'S, 47°55'O, X.1994, *Walter 2250* (CEN); Reserva Ecológica do IBGE, 15°55'55"S, 47°83'81"O, IX.1999, *Fonseca & Alvarenga 2050* (IBGE), Jardim Botânico de Brasília, área do Cristo Redentor, divisa com o IBGE, 15°54'S, 47°53'O, IX.1990, *Azevedo & Alvarenga 943* (IBGE). **Planaltina**, DF-130, km 23, Núcleo Rural Café sem Troco, 15°51'04"S, 47°37'28"O, VIII.2005, *Amaral & Amaral-Santos 04* (CEN). **São Sebastião**, BR-251 km 1, ca. 15°57'S, 47°52'O, VII.1979, *Heringer 1996*, (IBGE); Papuda, IX.61, *Heringer 8759* (HEPH). **Taguatinga**, ca. 15°50'S, 48°30"O, VII.1976, *Heringer 15942* (IBGE).

Material adicional examinado: **Goiás, Alto Paraíso**, a 9km do início da estrada para São Jorge, XI.1995, *Tombolato 982* (CEN); idem, Fazenda Água Fria, 14°04'21"S, 47°30'33"O, *Pastore & Sukanuma 1069* (CEN). **Formosa**, BR 020 a 6 km do povoado de Bezerra, X.1995, *Assis et al. 282*. **Niquelândia**, 14°23'32"S, 48°25'10"O, IX.1996, *Silva & Ferreira 3097* (IBGE); idem, XI.1994, *Filgueiras et al. 3101* (IBGE); idem, a 5 Km de Macedo, XI.1994, *Filgueiras et al. 3057* (IBGE); Teresina, estrada para Alto Paraíso, X.1979, *Heringer et al. 2373* (IBGE).

Hippeastrum goianum é morfológicamente semelhante a *H. solandriflorum* Lindl. (Herb.), por compartilharem bulbos e folhas de formato muito semelhantes. Ravenna (1974), já relatava essa semelhança e afirmava ser muito difícil separar *H. goianum* e *H. solandriflorum* por essas características, sendo quase indistinguíveis. Distinguimos *H. solandriflorum* de *H. goianum* por aquele apresentar flores de 22-24 cm de comprimento, tépalas com 12-13,5cm de comprimento e tubo do perigônio.

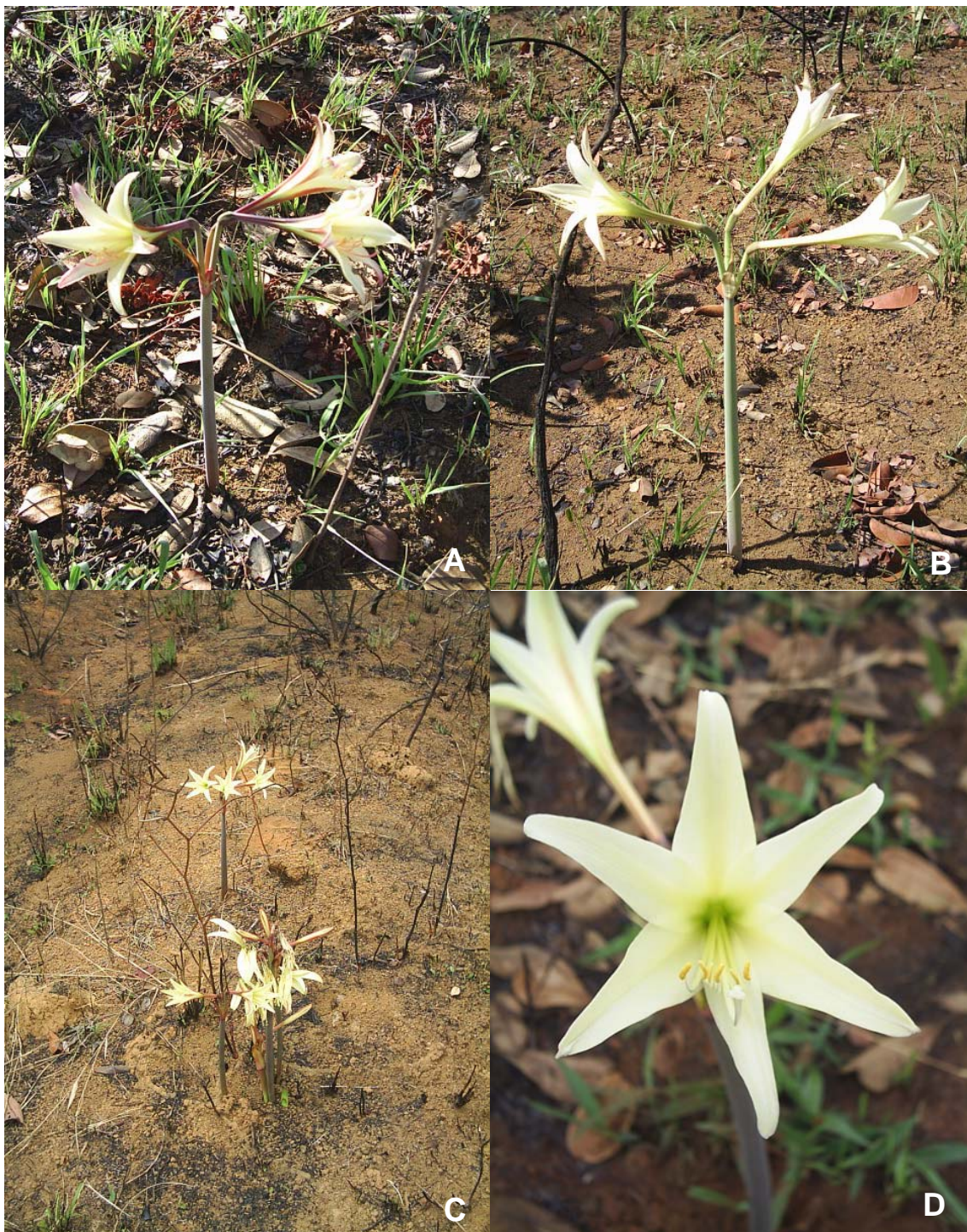


Figura 7. Variação morfológica encontrada entre os espécimes de *Hippeastrum goianum* (Rav.) Merrow. **A.** Escapo floral e flor evidenciando estria central de cor vinácea na face abaxial das tépalas (Amaral & Pereira-Amaral 05); **B.** Escapo floral com flor com estria central vinácea pouco conspícua na face abaxial das tépalas (Amaral & Pereira-Amaral 07); **C.** Pequena população de *H. goianum* em floração (Amaral & Pereira-Amaral 09); **D.** Detalhe da flor em vista frontal (Amaral et al. 31).

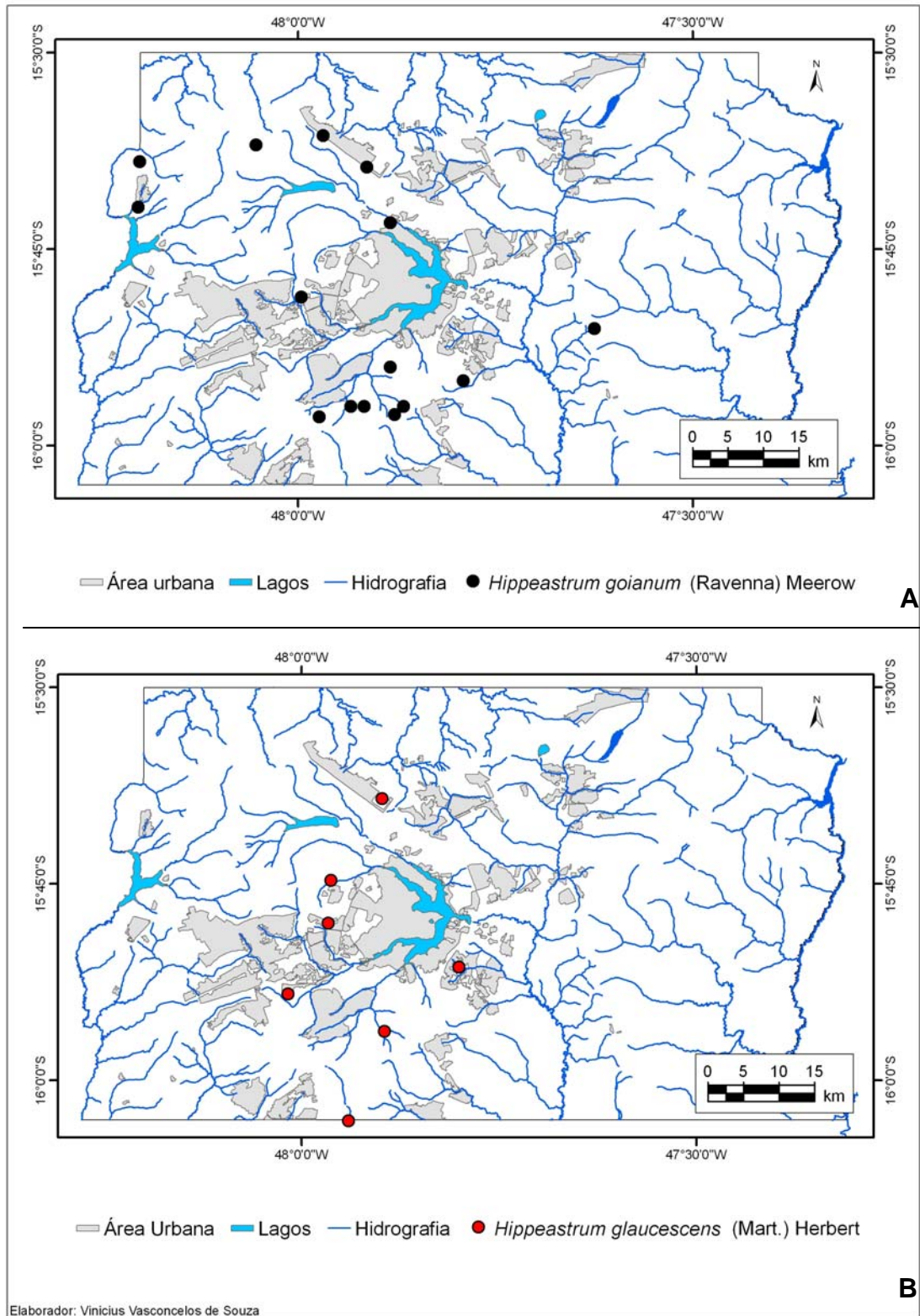


Figura 8. A. Mapa de distribuição de *Hippeastrum glaucescens* (Mart.) Herb. e de **B.** *Hippeastrum goianum* (Rav.) Meerow no Distrito Federal, Brasil.

1.3. HIPPEASTRUM PSITTACINUM (KER GAWL.) HERBERT. AN APPENDIX: 31. 1821.

BASIONIMO: AMARYLLIS PSITTACINA KER GAWL., BOTANICAL REGISTER 2: PL. 164. 1817.

FIGURAS 9 A – B; 10 A – B; 13 A;

Bulbos ovais ca. 14x7-8cm, colo 4x3cm, bem evidente. **Folhas** 34,7-46x2,7-3cm, cinco, presentes na antese, eretas, raro glaucas, base vinácea, lanceoladas, ápice agudo, margem lisa, cartilaginosa, sub-revolutas quando secas e amarelas. **Inflorescências** 2-flora; escapos 63,5-88,7x1-1,8cm, 1-2 por bulbo, verdes a vináceos, às vezes glaucos; brácteas 7,3-8,2x1,4-1,8cm, verdes a vináceas, lanceoladas, ápice agudo a acuminado; pedicelo 44-85x1,5-2mm, verde. **Flores** creme-amareladas a algo esverdeadas; perigônio 11,8-14,8x2,2-3cm, geralmente sub-ereto a sub-reflexas; tubo do perigônio 1,2-1,5cm compr., verde, corona ausente; tepálas 8,5-10,5x1,8-2,1cm, eretas, com bordas laterais vermelho apresentando estrias ou retículos vermelho mais escuro, podendo chegar até o ápice, estria central ausente, base creme-amarelada a verde-amarelada; estames inclusos, filetes 8-8,5cm compr., menores que as tépalas, base esverdeada, ápice avermelhado, anteras 5,5-6x2mm, creme-amareladas, pólen amarelo; ovário 15-16x5-6mm, oblongo a oval, 3-4-costado, vinho-escuro; estigma trífido, lobos 1-2,5mm compr., estilete 10-10,2cm compr., base creme-amarelada a esverdeada, ápice avermelhado. **Frutos** não observados.

Encontrada principalmente nas regiões Sudeste e Sul, como também no Planalto Central e no Distrito Federal. Está associada aos campos e campos rupestres.

Material examinado: **Distrito Federal, Guará**, Parque Ecológico do Guará, ca. 15°48'S, 47°58'O, I. 2005, *Heringer Salles 3567* (HEPH). **Lago Sul**, Colégio Agrícola de Brasília, ca. 15°39'S, 47°42'O, XII. 2003, *Heringer-Salles et al. 2894* (HEPH).

Os espécimes herborizados de *Hippeastrum psittacinum* são constantemente confundidos com *H. glaucescens*. Dutilh & Assis (2005) relata essa semelhança morfológica e acredita que essa semelhança seja em função de uma possível hibridação entre as espécies. A mesma autora sugere que caracteres como bulbo mais superficial, ocorrência sobre rochas magmáticas e em locais mais úmidos, facilitam a identificação.

Embora *Hippeastrum psittacinum* tenha sido coletada no Parque Ecológico do Guará (Pereira-Silva 1995), esta Unidade de Conservao  freqüentemente invadida pela populao e a vegetao encontra-se bastante antropizada (Pereira-Silva 1995) A espécie  rara no Distrito Federal.



Figura 9. *Hippeastrum psittacinum* (Ker-Gawl.) Herb. **A.** Flor em vista lateral; **B.** Flor em vista frontal. (Fonte: <http://www.bulbsociety.org>).

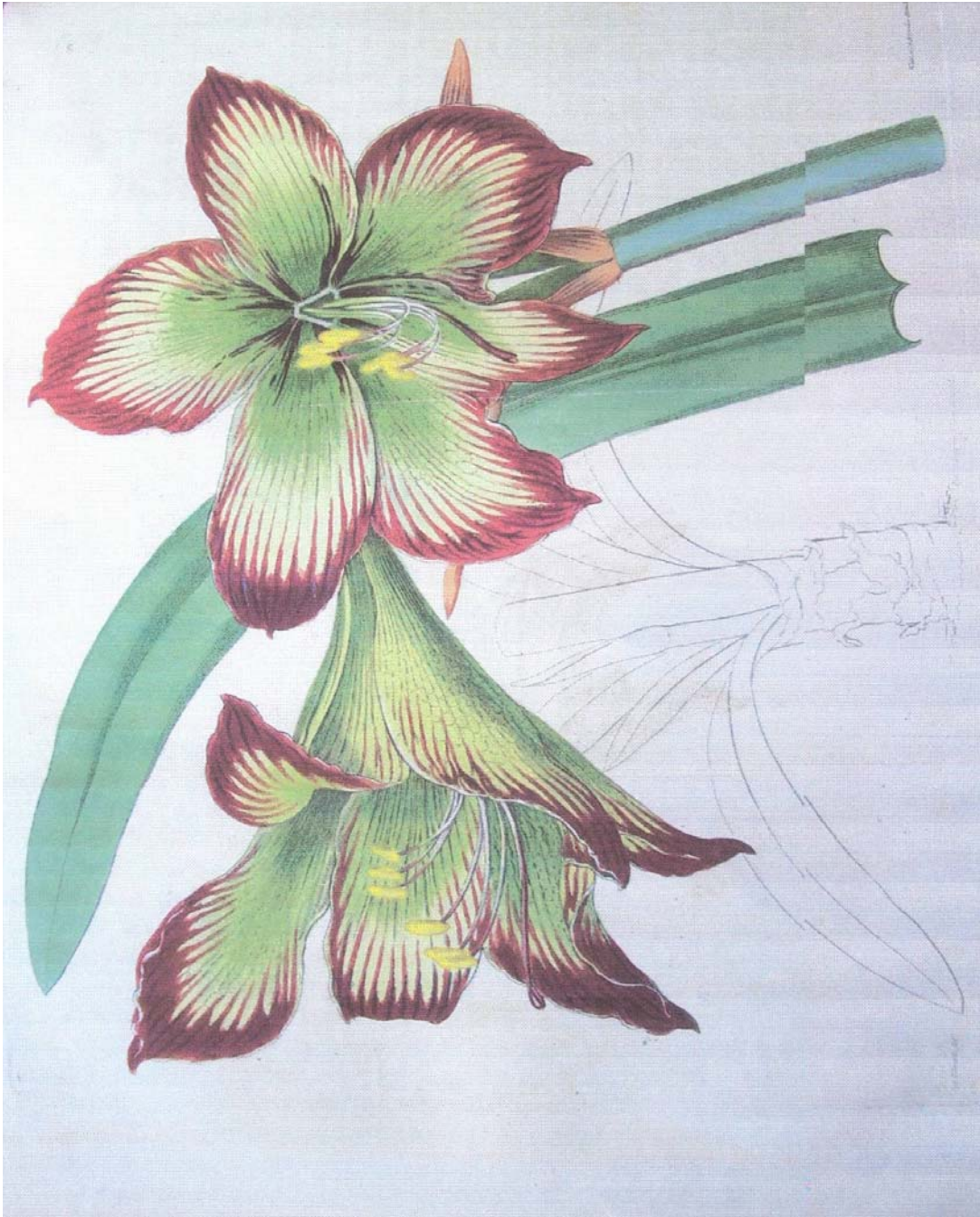


Figura 10. *Hippeastrum psittacinum*. **A.** inflorescência; **B.** folha. (Adaptado de Ker-Gawler 1817).

1.3. HIPPEASTRUM PUNICEUM (LAM.) KUNTZE. *REVISIO GENERUM PLANTARUM* 2: 703. 1891. BASINÔMIO: *AMARYLLIS PUNICEA* LAM. *ENCYCLOPÉDIE MÉTHODIQUE, BOTANIQUE* 1: 122. 1783.

FIGURAS 11 A – D; 12 A – B; 13 B; PRANCHA 17 P - T.

Bulbos ovais 8-8,5x5-5,5cm, colo menor que 1cm, pouco evidente. **Folhas** 25,3-29,5cm, jovens presentes na antese, às vezes senescentes, eretas a levemente declinadas, raro glaucas, verde-claras, ensiformes, ápice agudo, raro margem cartilaginosa, sub revoluta quando seca. **Inflorescência** 2-4-flora; escapos 25-41x0,5-1,2cm, 1-2 por bulbo, verdes, fortemente glaucos; brácteas 4,3-6,1x0,8-1,1cm, vináceas, lanceoladas, ápice acuminado; pedicelo 5-7,2x0,15-0,5cm, verde, raro vináceo, fortemente glauco. **Flores** de cor salmão a alaranjadas; perigônio 7,7-10,7x3-6,5cm, levemente declinado a sub-ereto; tubo do perigônio 2-2,6cm compr., vináceo; tepálas 6,5-9x2,8-3cm, sem estrias ou reticulações vináceas, as externas um pouco mais largas que as internas, as superiores fortemente reflexas, quase formando um ângulo de 90° com o tubo do perigônio, as inferiores contínuas com o tubo, base amarela a esverdeada; corona presente, fimbriada, fimbrias 3-3,5mm compr., creme a esbranquiçadas; estames inclusos, fortemente ascendentes no terço superior, filetes ca. 5,3cm, base creme-amarelada, ápice de cor salmão a alaranjado, menores que as tépalas, anteras 4-6x1-2mm, amarela, pólen amarelo; ovário 7-11x2,5-5(11)mm, oblongo a oval, 3-4-costado, vinho-escuro; estigma capitado, incluso, estilete 7,3-9cm compr., fortemente ascendente, base amarelo-esverdeada, ápice róseo a salmão. **Cápsulas** 3,3-3,5cm diâm; sementes 1,2-1,4x1,1-1,2cm, marrons-escuras.

Hippeastrum puniceum é a espécie de mais ampla distribuição entre as espécies do gênero, sendo a única encontrada também na América Central (Dutilh 1989a). Ocorre do norte até o sul do Brasil, em locais de campo, de vegetação mais aberta e sobre rochas. Floresce e frutifica de julho a dezembro.

Material examinado: **Distrito Federal, Brasília**, Estação Experimental de Biologia, ca. 15°44'S, 47°53'O, VII.1973, *Palt 12861* (UB); Brasília, X.1958, *Heringer 9520* (UB); Granja do Torto, próximo ao portão 3 do Parque Nacional de Brasília, 15°41'46"S, 47°54'51"O, X.2006, *Dias et al. 138* (CEN, UB); **Ceilândia**, divisa DF/GO, próximo a Barragem do rio Descoberto, 15°46'54"S, 48°13'48"O, IX.2006, Amaral & Moreira 32

(CEN, UB); **Gama**, rodovia de acesso ao Gama, próximo ao portão de entrada para a CAESB, 16°08'27"S, 48°17'32"O, IX.2005, *Pereira-Silva 10196* (CEN).

Material adicional examinado: **Goiás, Alto Paraíso de Goiás**, Chapada dos Veadeiros, 14°11'20"S, 47°47'36"O, X.1996, *Fonseca et al. 1255* (IBGE); **Alvorada do Norte**, Fazenda Itu, 14°32'01"S, 46°46'42"O, XII.2003, *Pereira-Silva 8227* (CEN); **Buritinópolis**, BR 020 estrada para Mambaí, a 12 km, XI.1995, *Tombolato 999* (CEN); **Cavalcanti**, estrada para Balsa "Porto Paulista", 13°22'52"S, 48°00'00"O, XI.2000, *Pereira-Silva et al. 4410* (CEN). **Minas Gerais, Paracatu**, entre Paracatu e João Pinheiro, VIII.1979, *Heringer & Rizzini 17463* (IBGE).

Em função dessa extensa distribuição, apresenta ampla variabilidade em sua morfologia. É também conhecida como *H. eqüestre* ou *Amaryllis belladonna*, mas *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze é o nome nomenclaturalmente válido. Assemelha-se a *Hippeastrum reginae* (L.) Herb. Distinguimos *H. puniceum* de *H. reginae* pelas seguintes características presentes em *H. reginae*, presença de flores vermelho-intenso a vermelho-escuro e fauce creme-esbranquiçada, tubo do perigônio mais curto, até 1,5cm de comprimento e 1,5 vezes mais largo e, em função disso, as tépalas são mais abertas. (Dutilh 1987, 1996, Dutilh & Assis 2005) já relatava essa semelhança, muito difícil de ser percebida em material herborizado, sendo necessário à análise de populações em campo.



Figura 11. *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze. **A e D.** Espécimes floridos pertencentes à coleção de espécies ornamentais da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia (*Pereira-Silva 10196*); **B.** Espécime em cerrado sobre afloramento rochoso (*Amaral & Moreira 32*); **C.** Espécime em cerrado antropizado (*Dias et al. 138*).



Figura 12. *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze. **A.** Flor em vista frontal (Amaral-Santos et al. 2242); **B.** Detalhe da coroa fimbriada na base dos estames (Pereira-Silva 10196).

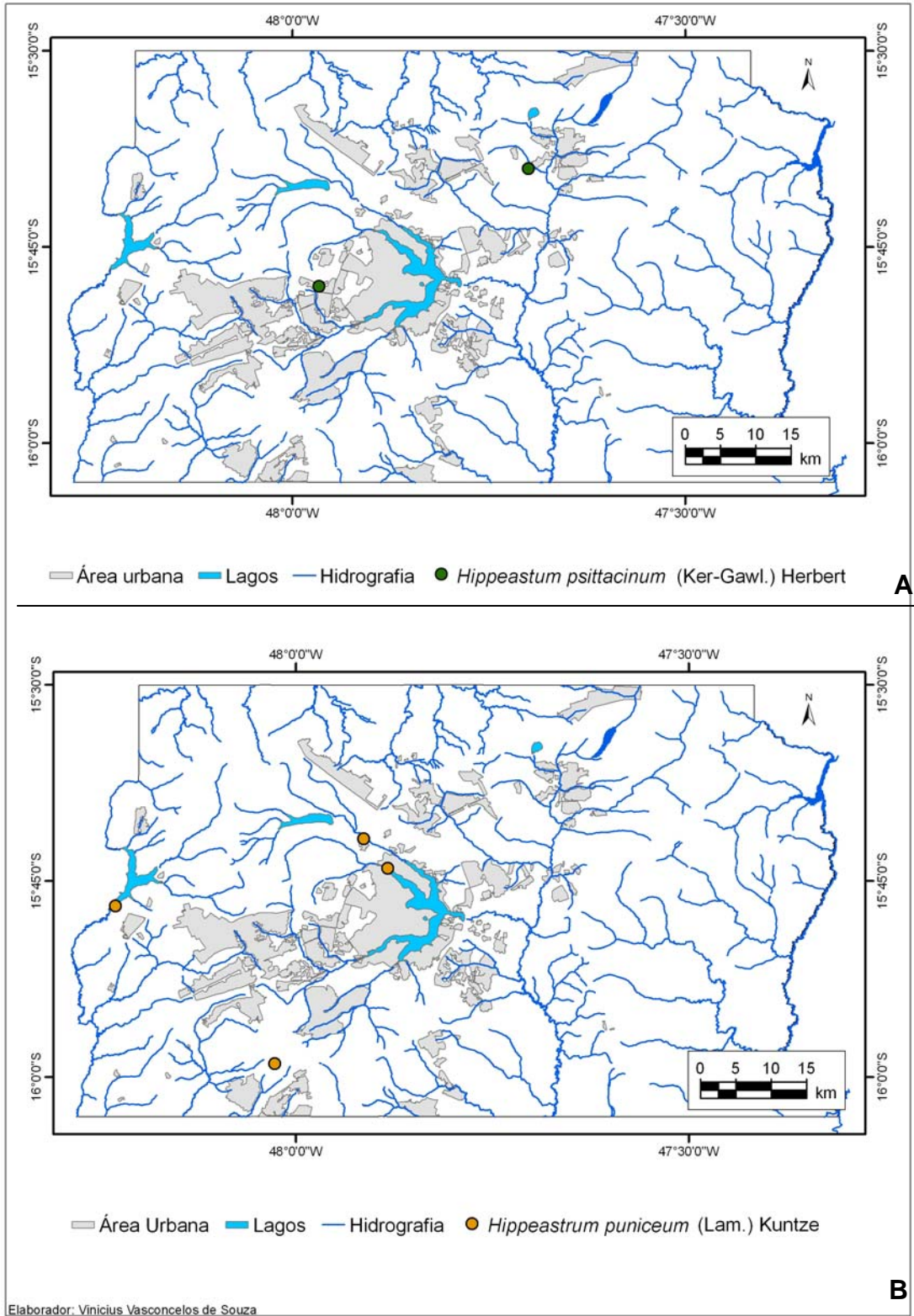


Figura 13. A. Distribuição de *Hippeastrum psittacinum* (Ker-Gawl.) Herb. no Distrito Federal; **B.** Distribuição de *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze no Distrito Federal, Brasil.

2. HABRANTHUS HERBERT. *BOTANICAL MAGAZINE*. T. 2464. 1824.

ESPÉCIE-TIPO: HABRANTHUS GRACILIFOLIUS HERBERT. *BOT. MAG.* T. 2464.

Bulbos perenes, subterrâneos, ovais ou globosos, tunicados, negros ou marrons, às vezes continuado em um colo alongado. **Folhas** decíduas, dísticas, sésseis, eretas ou declinadas, lisas, raramente excedendo 2 cm larg. **Umbelas**, geralmente unifloras, às vezes 2 flora e mais raramente 4 flora; escapo fistuloso; brácteas espatáceas unidas na porção proximal formando um tubo; bractéolas às vezes presentes. **Flores** declinadas a sub-eretas, zigomorfas; pedicelo raramente ausente; tubo do perigônio formado pelas tépalas basalmente conatas, subiguais; filete filiforme, insertos, fasciculados a semi-fasciculados, declinados, distalmente recurvados, apresentando 4 comprimentos diferentes; anteras linear-oblongas, geralmente paralelas com a linha central da flor; ovário ínfero, estilete filiforme; estigma trífido, lóbulos lineares. **Cápsulas** loculicidas, 3-locular, depresso-globosas; sementes papiráceas, aladas, arredondadas a deltóides, marron-escuras a negras.

Habranthus é um gênero que apresenta de 30 a 40 espécies, distribuídas do sudeste dos Estados Unidos, México até a América do Sul (Flagg *et al.* 2006). No Brasil está representado por cerca de 20 espécies, muitas regionalmente endêmicas (Oliveira & Sano 2006). Assim como *Zephyranthes*, *Habranthus* é muito utilizado como ornamental e as espécies são tradicionalmente conhecidas como “rain lilies”, por terem tendência a florescerem na época chuvosa, após longo período seco (Christian 1999)

Dahlgren *et al.* (1985), Meerow & Snijman (1998) e Meerow *et al.* (1999) situaram o gênero como pertencente à tribo Hippeastreae. Uma parte das espécies, formalmente tratadas como *Zephyranthes* Herb., têm sido transferida para outros gêneros dentro da tribo Hippeastreae, como *Habranthus* Herb.

Há uma grande dúvida sobre a separação morfológica entre *Zephyranthes* e *Habranthus*. A diferença estaria na simetria da flor, sendo *Zephyranthes* caracterizado por apresentar flores actinomorfas, eretas com estames eretos de mesmo comprimento e *Habranthus* teria flores zigomorfas, declinadas, estames declinados e de diferentes comprimentos (Dutilh & Assis 2005).

Meerow *et al.* (2000) trabalhando com a filogenia das Amaryllidaceae americanas, demonstrou que *Zephyranthes* forma um grupo polifilético, com *Habranthus* como grupo parafilético.

2.1. HABRANTHUS SP.

FIGURA 14 A – B; 15 A – D; 16; PRANCHA 17 A – E.

Bulbos globosos, 1,8-2,2x1,6-2,2cm, túnica presente, marrom, colo 28-35x3-4mm, bem evidente. **Folhas** jovens presentes na antese, eretas, subcilíndricas, base vinácea, ápice agudo, margem lisa, sub-revoluta quando seca e verde. **Inflorescências** unifloras; escapos 130-145x0,5-1mm, 1-2 por bulbo, verdes a vináceos; brácteas 18-25x1,8mm, unidas até o terço superior, vináceas, ápice acuminado; pedicelo 21-33x0,5-1mm vináceo, às vezes verde. **Flores** brancas a rosa-claras; perigônio 4-4,5x1-1,5cm, geralmente sub-ereto; tubo do perigônio 3-4mm compr., verde a vináceo; corona presente, fimbriada, fimbrias pequenas e tênues; tepálas 3,2-3,4x0,7-1,1cm, eretas a sub-reflexas, sendo a superior externa 0,4-0,5cm mais larga que as demais, às vezes apresentando estrias mais escuras por toda a tépala, base amarela a esverdeada; estames inclusos, em quatro séries, os filetes mais longos 1,6-1,7cm compr., mais curtos 1-1,2cm compr., declinados, não ascendentes, creme, menores que as tépalas, anteras 3-4x0,5mm, amarela, pólen amarelo-ouro; ovário 2,5x2,5mm, oval a globoso, verde a vináceo; estigma trifido, lobos 1-1,5x0,5mm, estilete 2,1-2,5cm compr., incluso, creme, base creme. **Frutos** não observados.

Material examinado: **Distrito Federal**, Lago Oeste, próximo a Fercal, 15°27'27"S, 47°58'00"O, X.2006, *Amaral & Pereira-Silva* 33 (CEN, UB).

Material adicional examinado: **Goiás, Planaltina de Goiás**, coletado na fronteira do DF com o estado de GO, município de Brasilinha, IX.2002, *Miranda* 1 (CEN, UB).



Figura 14. *Habranthus* sp. **A.** Ambiente de *Habranthus* sp.; **B.** Flor em vista frontal.



Figura 15. *Habranthus* sp. **A.** Flor rosa com escapo vináceo; **B.** Flor rosa-claro em vista frontal; **C.** Flor branca com escapo verde e **D.** Bulbo com dois escapos florais, flor rosa-claro (A – D. Amaral & Pereira-Silva 33).

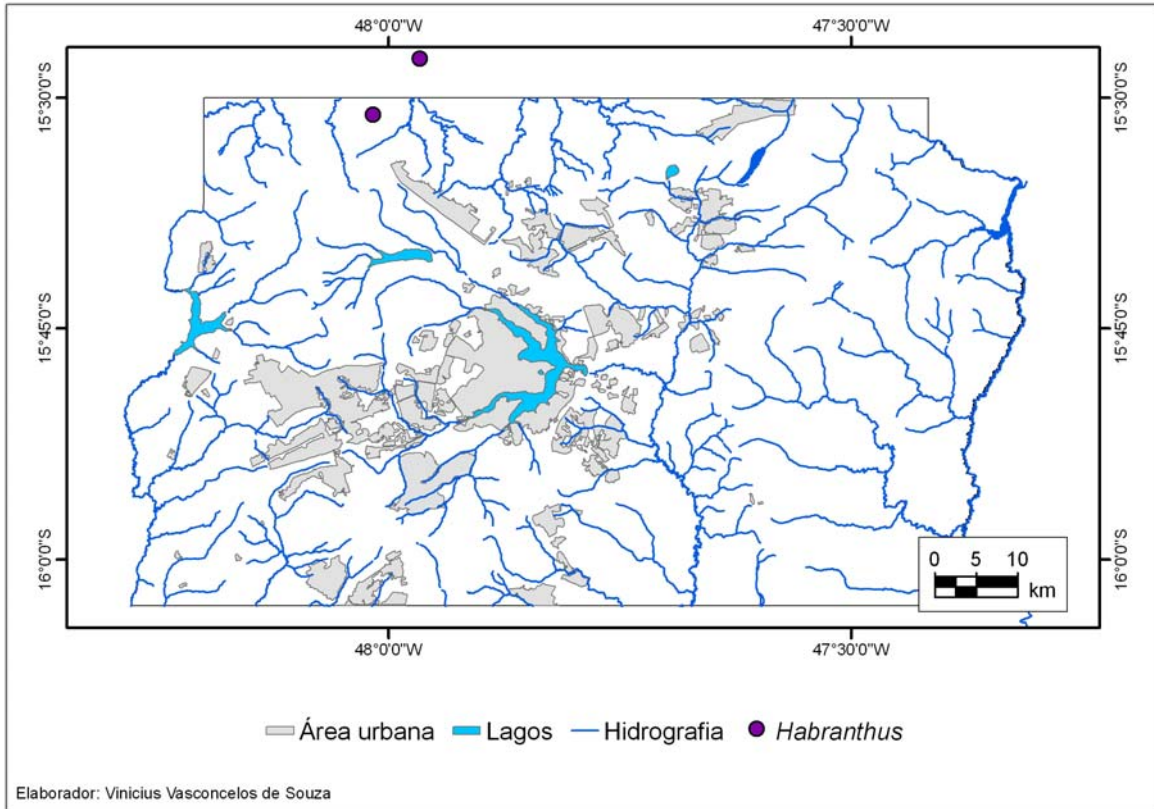


Figura 16. Distribuição de *Habranthus* sp. no Distrito Federal, Brasil.

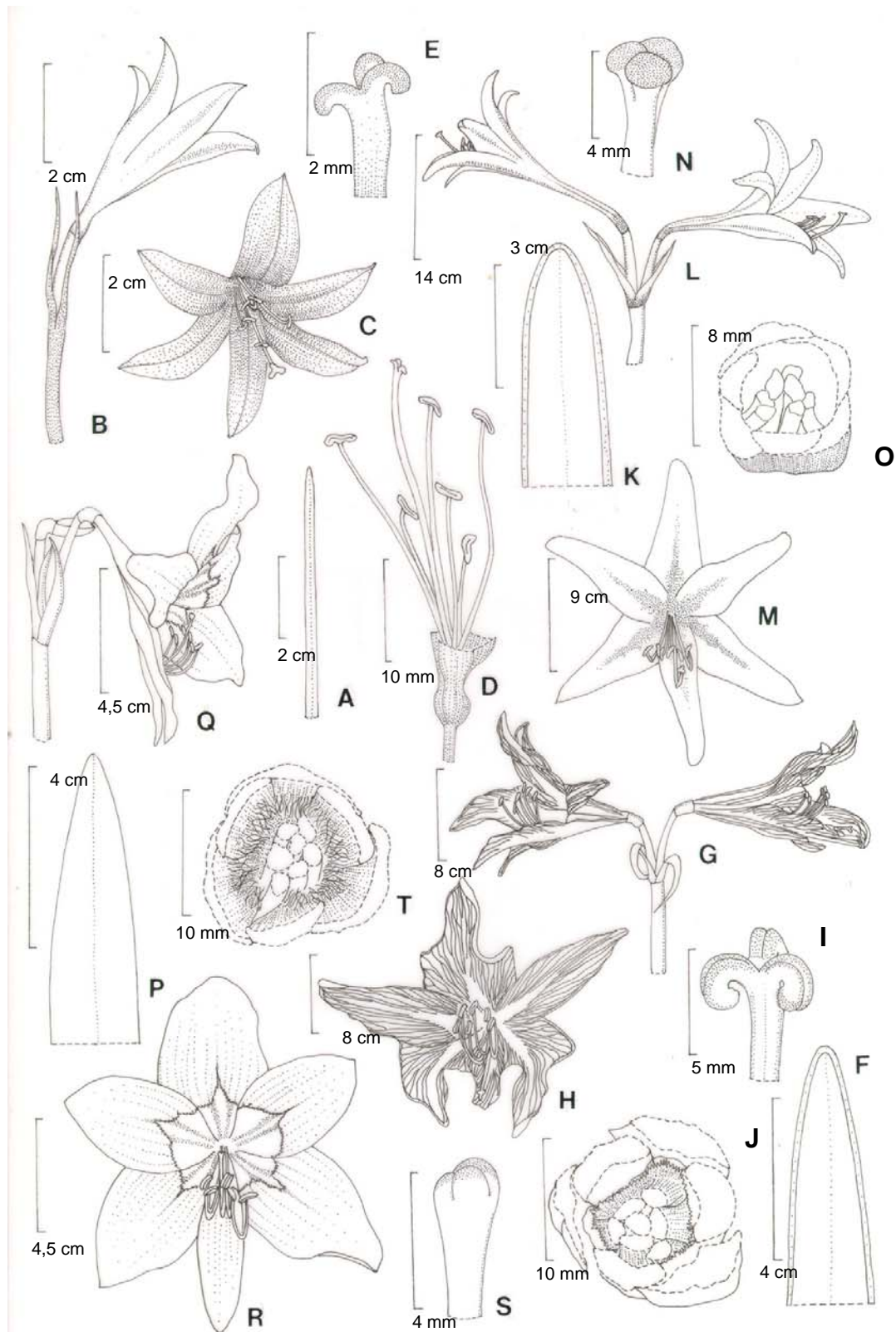


Figura 17. Espécies de Amaryllidaceae presentes no Distrito Federal, Brasil. **A – E.** *Habranthus* (Amaral & Pereira-Silva 33); **F – J.** *Hippeastrum glaucescens* (Pereira-Silva *et al.* 8433); **K – O.** *H. goianum* (Amaral *et al.* 31) e **P – T.** *H. puncieum* (Pereira-Silva 10196). **A.** Folha; **B.** Inflorescência; **C.** Flor; **D.** Gineceu e androceu; **E.** Estigma. **F, K e P.** Folha; **G, L e Q.** Inflorescência; **H, M e R.** Flor; **I, N e S.** Estigma e **J, O e T.** região da coroa.

V. CONCLUSÕES E CONSIDERAÇÕES FINAIS

O levantamento e o estudo morfológico das Amaryllidaceae do Distrito Federal levaram ao reconhecimento de cinco taxa. Destes, quatro são pertencentes ao gênero *Hippeastrum* e um pertencente ao gênero *Habranthus*, citado pela primeira vez para o Distrito Federal. De todas as espécies, duas ainda não haviam sido registradas para o bioma Cerrado e três são novas ocorrências para o Distrito Federal.

Das cinco espécies citadas em “Listagem das espécies fanerógamas do Distrito Federal” (Proença *et al.* 2001), uma espécie, *H. aulicum* (Ker-Gawl.) Herbert não teve sua ocorrência confirmada para o Distrito Federal e duas *Amaryllis goiana* (Ravenna) = *Hippeastrum goianum* (Ravenna) Meerow e *Amaryllis belladonna* L. = *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze são basionimo e, respectivamente, de espécies também citadas na listagem de Proença *et al.* (2001). Uma outra espécie citada *Amaryllis heringerii* Ravenna, é *nomen nudum*, uma vez que não há registros de publicação dessa espécie e, provavelmente, pode se tratar de *H. puniceum*.

Desta forma, das espécies citadas para o Distrito Federal no levantamento realizado por Proença *et al.* (2001) apenas *H. goianum* teve sua ocorrência confirmada para a região de estudo.

As espécies estudadas estão relacionadas com a ocorrência de queimada da vegetação na época seca, uma vez que a maioria das coletas foi efetuada em local queimado. *H. goianum* parece estar mais intimamente ligada a ocorrência de queimada. Dos espécimes dessa espécie conservadas na coleção de plantas ornamentais da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia nenhum floresceu, sugerindo a necessidade de queimada. Essa conclusão ainda é prematura, sendo necessários mais estudos para confirmá-la.

A maioria das espécies de *Hippeastrum* foi coletadas em cerrado *sensu stricto* e campo sujo, mais raramente próximas a cursos d'água. Diferentemente da única espécie do gênero *Habranthus*, que foi coletada em uma área que fica temporariamente úmida.

A adaptação da técnica de montagem de material para herbário de Orchidaceae para as Amaryllidaceae foi muito útil, sendo vista como uma ferramenta para facilitar a identificação e reconhecimento de características diagnósticas que se perdem com a prensagem usual.

A espécie mais comum de Amaryllidaceae encontrada no Distrito Federal é *Hippeastrum goianum* coletada em quase 50% das regiões administrativas. Esta mesma

espécie também está bastante protegida, uma vez que foi coletada em cinco Unidades de Conservação, três delas de grande importância para o Distrito Federal, Reserva Ecológica do IBGE, Jardim Botânico de Brasília e Fazenda Água Limpa, e adjacências do Parque Nacional de Brasília. O mesmo acontece com *Hippeastrum glaucescens* que foi coletada para o Parque Nacional de Brasília, Reserva Ecológica do IBGE e Reserva do Guará.

Embora *Hippeastrum puniceum* seja uma espécie comum e de ampla distribuição, no Distrito Federal ela é rara, assim como *Hippeastrum psittacinum*, coletada apenas em dois pontos da área de estudo. Mesmo sendo um desses pontos uma Unidade de Conservação, esta espécie está ameaçada, em função da área ser constantemente invadida pela população e, por isso, apresentar vegetação bastante antropizada. Mesma situação observada para *Habranthus* sp., também coletada apenas em um ponto, fora de Unidade de Conservação e sofrendo grande pressão antrópica.

Embora as espécies de Amaryllidaceae do Distrito Federal estejam sofrendo constantes pressões antrópicas, nenhuma delas tem seu nome registrado em listas de espécies ameaçadas de extinção. Um levantamento foi realizado em listas de espécies ameaçadas de extinção de caráter nacional e regional e nenhuma das espécies citadas para o Distrito Federal foi encontrada, nem mesmo nas listas regionais. A última lista para o Brasil foi elaborada pelo IBAMA e começou a ser atualizada em 2004 por diversas instituições brasileiras.

A análise morfológica nas espécies de Amaryllidaceae do Distrito Federal foi realizada no sentido de tentar esclarecer e caracterizar o melhor possível os taxa ocorrentes na área e procurar definir bons caracteres diagnósticos para as espécies, testando os que já eram conhecidos e outros ainda não utilizados.

Os estudos desenvolvidos com as Amaryllidaceae do Distrito Federal demonstraram que características morfológicas externas consideradas como diagnósticas para outros grupos de monocotiledôneas não foram consideradas na taxonomia de Amaryllidaceae e, para a distinção das espécies do Distrito Federal foram considerados úteis e deverão ser agora testados para as espécies de outras localidades.

Caracteres morfológicos externos como posição das flores na inflorescência, posição das tépalas na flor, presença ou ausência de estrias ou retículos nas tépalas, a posição dessas estrias, forma do estigma e caracteres morfológicos internos como a presença ou ausência de corona ou paraperigonio, o tipo de corona foram de grande importância na delimitação das espécies. Diferentemente de caracteres morfológicos

relacionados ao fruto e a semente que não foram considerados úteis em função da imensa similaridade entre as espécies.

Taxa infraespecíficos ao nível de variedades que envolviam as espécies do Distrito Federal não foram utilizados.

A diversidade de espécies de Amaryllidaceae que ocorrem no Brasil necessita ser reavaliada. A realização desse trabalho foi o primeiro contato com as Amaryllidaceae e um incentivo para a continuação de trabalhos taxonômicos com a família. O trabalho revelou que os gêneros precisam ser revisados com uma abordagem mais moderna.

Os estudos em Amaryllidaceae serão continuados com tema de tese de doutorado. Além do levantamento das espécies para a família nos estados de Goiás e Tocantins e padrão de distribuição das espécies, ainda não realizado, deverão também ser voltados para a avaliação do grau de relacionamento de alguns gêneros na família.

VI. BIBLIOGRAFIA

ADANSON, M. **Familes des plantes**. Paris, 1763

ALVES-ARAÚJO, A. G. **Amaryllidaceae de Pernambuco: uma abordagem anatômica**. 2004. 39 f. (Monografia - Bacharelado). Departamento de Botânica, Federal de Pernambuco, Recife, Pernambuco.

ANDRADE, J. P.; PIZZOLI, G.; SILVA, A. F. S.; HENRIQUES, A. T.; ZUZNAZI, J. A. S. Investigação química em *Hippeastrum vittatum* (L'Hér.) Herbert. <<http://seberi.propesq.ufrgs.br/cdsalao2003/CS2003>>. Acessado em: 26/06/2006.

ARBER, A. Studies in flower structure III. On the corona and androecium in certain Amaryllidaceae. **Ann. Bot.**, v.1, n.s.n., p.293-304, 1937.

ARROYO, S. C. & CUTLER, D. F. Evolutionary and taxonomic aspects of the internal morphology in Amaryllidaceae from South America and Southern Africa. **Kew Bulletin**, n.39, p.467-498, 1984.

BAKER, J. G. **Handbook of the Amaryllideae including the Alstroemeriaceae and Agavaceae**. London, 1888

BASTIDA, J.; BERGOÑÓN, S.; VILADOMAT, F.; CODINA, C. Alkaloids from *Narcissus primigenius*. **Phytochemistry**, v.60, p.95-96, 1994.

BATISTA, J.; CODINA, C.; PORRAS, C. L.; PAIZ, L. Alkaloids from *Hippeastrum solandriflorum*. **Planta Méd**, v.62, p.74-75, 1996.

BENSON, L. **Plant classification**. Lexington: D.C. Heath and Co., 1979, 901 p.

BRIDSON, D. & FORMAN, L. **The Herbarium Handbook**: Royal Botanic Gardens, Kew: Whitstable Litho, 1992, 303 p.

BROWN, R. **Prodomus**, v.1, p.293-296, 1810.

CASTRO, C. E. F. Nota sobre *Hippeastrum* Herb. **Boletim Informativo da Sociedade Brasileira de Floricultura e Plantas Ornamentais**, n.1, 1989.

CAVALCANTI, T. B. & RAMOS, A. E. O projeto "Flora do Distrito Federal, Brasil. In: CAVALCANTI, T. B. R., A.E. (Ed.). **Flora do Distrito Federal, Brasil**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, v.1, 2001. p. 359.

CHRISTIAN, P. J. *Zephyranthes*. <<http://rareplants.co.uk/zephyran.htm>>. Acessado em: 13/09/2006.

CORRÊA, M. P. **Dicionário de plantas úteis do Brasil e das exóticas cultivadas**. Imprensa Nacional, v.1, 1926.

COWLEY, E. J. Amaryllidaceae. In: STANNARD, B. L. (Ed.). **Flora do Pico das Almas**. Chapada Diamantina, 1995. p. 646-647.

CRONQUIST, A. **An Integrated System of Classification of Flowering Plants**. New York: Columbia University Press, 1981, 1262 p.

CRONQUIST, A. **The Evolution and Classification of Flowering Plants: The New York Botanical Gardens**, 1988, 555 p.

DAHLGREN, R. M. T. General aspects of angiosperm evolution and macrosystematics. **Nord. J. Bot**, v.3, p.119-149, 1983.

DAHLGREN, R. M. T.; CLIFFORD, H. T.; YEO, P. F. **The families of the monocotyledons**. Berlin: Springer - Verlag, 1985

DOELL, J. C. **Flora des Grossherzogthums**: Karlsruhe, v.I, 1857

DUTILH, J. H. A. **Investigações citotaxonômicas em populações brasileiras de *Hippeastrum* Herb.** 1987. 131 f. (Tese de Mestrado). Departamento de Botânica, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, São Paulo.

DUTILH, J. H. A. As coloridas açucenas brasileiras. **Informativo da Sociedade Brasileira de Floricultura e Plantas Ornamentais**, n.1, 1989a.

DUTILH, J. H. A. Morphological Variation in a Population of *Hippeastrum* Herb. **Herbertia**, v.45, n.1-2, p.152-155, 1989b.

DUTILH, J. H. A. **Biossistemática de quatro espécies de *Hippeastrum* Herb. (Amaryllidaceae)**. 1996. 153 f. (Tese de Doutorado). Departamento de Botânica, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, São Paulo.

DUTILH, J. H. A. Revisão manuscrita da família Amaryllidaceae. APNE-CNIP. <<http://www.cnip.org.br>>. Acessado em: 28/09/2005.

DUTILH, J. H. A. & ASSIS, M. C. D. Liliaceae s. l. In: WANDERLEY, M. G. L.; SHEPHERD, G., J.; MELHEM, T. S. GIULIETTI, A. M. (Ed.). **Flora Fanerogâmica do Estado de São Paulo**. São Paulo: FAPESP: RiMa, v.4, 2005. p. 244-256.

ELLENBECKER, M. Geographical distribution of the Amaryllidaceae. **Plant Life**, v.31, p.37-49, 1975.

EMBERGER, L. **Traite de botanique (systematique)**. Paris: Masson, 1960

FILGUEIRAS, T. S. & PEREIRA, B. A. S. Flora do Distrito Federal. In: PINTO, M. N. (Ed.). **Cerrado: Caracterização, ocupação e perspectivas**. Brasília: UnB/ SEMATEC, 1994. p. 345-404.

FLAGG, R. O.; SMITH, G. L.; FLORY, W. S. Flora of North America. Efloras. <<http://www.efloras.org/florataxon.aspx?flora>>. Acessado em: 13/09/2006.

FLORES, P. S. **Propagação in vitro e in vivo de *Hippeastrum aulicum* (Ker-Gawler) Herb. (Amaryllidaceae)**. 2003. 137 f. (Tese de Mestrado). Pós-graduação em Recursos Genéticos Vegetais, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, Santa Catarina.

GOLDBEG, A. **Classification, Evolution and Phylogeny of the Families of Monocotyledons**. Washington: Smithsonian Institution Press, 1989.

GREUTER, W. et al. **Código Internacional de Nomenclatura Botânica**. São Paulo: Instituto de Botânica, 2003, 162 p.

GROUP, T. A. P. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG II. **Botanical Jour. of the Linn. Soc.**, v.141, p.399-436, 2003.

HARTWELL, J. L. Plants used against câncer: A survey. **Lloydia**, v.30, p.379-436, 1967.

HERBERT, W. **An appendix**: to the Botanical Register. London, 1821

HERBERT, W. **Amaryllidaceae**. London: J. Ridgeway and Sons, 1837

HOFMANN JR., A. E. & HENRIQUES, A. T. Análise citotóxica de *Hippeastrum glaucescens* (Mart.) e perspectivas para a atividade anticâncer. **Perspectiva**, v.29, p.117-126, 2005.

HOFMANN JR., A. E.; SEBBEN, C.; SOBRAL, M. E.; DUTILH, J.; HENRIQUES, A. T.; ZUANAZZI, J. A. S. Alkaloids of *Hippeastrum glaucescens*. **Biochemical Systematics and Ecology**, v.31, p.1455-1456, 2003.

HUBER, H. Die Sammenmerkmale und verwandtschafts verhältnisse der Liliiflorae. **Metteilungen der Botanischen Staatssammtung Miinchen**, v.8, p.219-538, 1969.

HUTCHINSON, J. **The families of flowering plants II (monocotyledons)**. Oxford: Clarendon Press, 1934

HUTCHINSON, J. **The families of flowering plants II (monocotyledons)**. Oxford: Clarendon Press, 1959

HUTCHINSON, J. **The families of flowering plants arranged according to a new system based on their probable phylogeny**. Oxford: Clarendon Press, 1973, 968 p.

ITO, M.; A., K.; T., K. Y. Y.; KURITA, S. Phylogenetic relationships of Amaryllidaceae based on matK sequence data. **Jounal of Plant Research**, v.112, n.1106, p.207-216, 1999.

JUDD, W. S.; CAMPBELL, C. S.; KELLOGG, E. A.; STEVENS, P. F. **Plant Systematic: A Phylogenetic Approach**: Sinauer Associates, 1999, 464 p.

KIRKBRIDE JR., J. H. & FILGUEIRAS, T. S. **Índice de Topônimos do Distrito Federal, Brasil**. New York: The New York Botanical Garden, v.20, 1993, 74 p.

LINNAEUS, C. **Species Plantarum**: Holmiae, 1753

LINNAEUS, C. **Philosophia Botanica**: Stockholm, 1763

LORENZI, H. & SOUZA, H. M. **Plantas ornamentais no Brasil: arbustivas, herbáceas e trepadeiras**. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 1999

MASTERS, M. T. On the corona of *Narcissus*. **Seemann's Journ. Bot.**, v.iii, p.105-109, 1865.

MEEROW, A. W. Amaryllidaceae (*Amaryllis* family). In: SMITH, I.; MORI, S. A.; HENDERSON, A.; STEVENSON, D. W. HEALD, S. V. (Ed.). **Flowering plants of the Neotropics**. Oxford: Princeton and Oxford, 2003. p. 410-412.

MEEROW, A. W.; FAY, M. F.; CHARLES, L. G.; LI, Q.-B.; ZAMAN, F. Q.; CHASE, M. W. Systematics of Amaryllidaceae based on cladistic analysis of plastid sequence data. **Am. J. Bot.**, v.86, p.1325-1345, 1999.

MEEROW, A. W.; GUY, C. L.; LI, Q. B.; YANG, S. L. Phylogeny of the American Amaryllidaceae based on nrDNA ITS sequences. **Systematic Botany**, v.25, n.4, p.708-726, 2000.

MEEROW, A. W.; SCHEEPEN, J. V.; DUTILH, J. H. A. Transfers from *Amaryllis* to *Hippeastrum* (Amaryllidaceae). **Taxon**, v.46, p.15-19, 1997.

MEEROW, A. W. & SNIJMAN, D. A. **Amaryllidaceae**. In: KUBITSKY, K. (Ed.). Families and genera of vascular plants. Berlin: Springer-Verlag, v.3, 1998. p. 83 - 110.

MELCHIOR, H. A. **Engler's Syllabus der Pflanzenfamilien**. Berlin: Gerbruder Brontraeger, 1964

MENEZES, N. L. & SEMIR, J. New considerations regarding the corona in the Velloziaceae. **Ann. Missouri Bot. Gard**, v.77, p.539-544, 1990.

NARANJO, C. A. & POGGIO, L. A comparison of Karyotype, Ag-NOR and DNA content in *Amaryllis* and *Hippeastrum* (Amaryllidaceae). **Kew Bulletin**, v.43, n.2, p.317-325, 1987.

OLIVEIRA, R. S. & SANO, P. T. Duas novas espécies de *Habranthus* (Amaryllidaceae sensu stricto) da Cadeia do Espinhaço (Minas Gerais e Bahia), Brasil. 57º Congresso Nacional de Botânica. Gramado, 2006. p.

PEREIRA-SILVA, G. **Levantamento florístico da Reserva Ecológica do Guará.** 1995 (Monografia de conclusão de curso). Graduação em Estudos Sociais - Geografia, União Pioneira de Integração Social, Brasília, Distrito Federal.

PETTIT, G. R.; PETTIT III, G. R.; BACKHAUS, R. A.; BOETTNER, F. E. Antineoplastic agents, 294. Variations in the formation pancratistatin and related isocarbostryls in *Hymenocallis littoralis*. **Journal of Natural Products**, v.58, p.37-43., 1995.

PIRATELLI, A. J. Comportamento alimentar de beija-flores em duas espécies de *Hippeastrum* Herb. (Amaryllidaceae). **Revista Brasileira de Biologia**, v.57, p.261-273, 1997.

PIZZOLI, G.; SILVA, A. F. S.; HENRIQUES, A. T.; ZUANAZZI, J. A. S. Investigação fitoquímica de *Hippeastrum striatum* (L' Hérb.) Herbert. <<http://seberi.propesq.ufrgs.br/cdsalao2002/salao02/cs02>>. Acessado em: 26/06/2006.

PROENÇA, E. B. P.; MUNHOZ, C. B. R.; JORGE, C. L.; NÓBREGA, M. G. G. G. Listagem e nível de proteção das espécies fanerógamas no Distrito Federal, Brasil. In: CAVALCANTI, T. B. R., A.E. (Ed.). **Flora do Distrito Federal, Brasil.** Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, v.1, 2001. p. 359.

QUECKEVBERG, O. R. & FRAHM, A. W. Supercritical Fluid Extraktion - Schnelligkeit und selektivität in der natursoffabanalytik. **Rharmazie**, v.49, p.159-166, 1994.

RAVENNA, P. F. *Amaryllis goiana* Rav. **Plant Life**, v.30, p.62-63, 1974.

RAZAFIMBELO, J.; ANDRIANTSINFERANA, M.; BAUDOUIN, G.; TILLEQUIN, F. Alkaloids from *Crinum firmifolium* var. *Hygrofilum*. **Phytochemistry**, v.41, p.323-326, 1996.

ROSSI, R. C. & COELHO, F. A. S. Estudos Sintéticos visando a Preparação de Intermediários Fenantridônicos para a Síntese de Alcalóides Amaryllidaceae. 23^a

REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE QUÍMICA. Poços de Caldas, 2000.
p.

ROULEAU, E. **Guide to the Generic Names Appearing in the Index Kewensis and Its Fifteen Supplements.**: Lac de Brome, 1981

SAINT-HILAIRE, J. **Amaryllidaceae**. Exposition des Familles Naturelles, v.1, 1805, 134 p.

SEAFORTH, C. E.; WILLIAMS, G. S.; TINTO, W. F. Alkaloids from *Hymenocallis tubiflora*. **Fitoterapia**, v.69, p.79, 1998.

SEUBERT, M. Amaryllidaceae. In: MARTINS, C. F. P. V.; EICHLER, A. G. URBAN, I. (Ed.). **Flora Brasiliensis**, v.V.III, 1847. p. 142-163.

SMITH, W. G. The corona of *Narcissus*. **Seemann's Journ. Bot.**, v.iv, p.169-171, 1866.

STEBBINS, G. L. **Flowering Plants: Evolution Above the Species Level**. Cambridge: Mass, 1974

TAKHTAJAN, A. **Flowering plants: origin and dispersal**. London: Oliver and Boyd, 1969

TAKHTAJAN, A. L. **Systema Magnoliophytorum**. 1987.

THORNE, R. F. Proposed new realignments in the angiosperms. **Nordic Journal of Botany**, v.3, n.1, p. 85-117, 1983.

TOMBOLATO, A. C.; CASTRO, S. G. F.; COUTINHO, L. N.; LOURENÇÃO, A. L. *Amarílis, Hippeastrum X hybridum* Hort. In: TOMBOLATO, A. F. C. C., A.M.M (Ed.). **Cultivo comercial de plantas ornamentais**. Campinas: Instituto Agronômico, 2004. p. 211.

TOMBOLATO, A. C. & COSTA, A. M. M. *Amarílis (Hippeastrum sp.)*. In: TOMBOLATO, A. F. C. C., A.M.M (Ed.). **Micropropagação de Plantas Ornamentais**. Campinas: Instituto Agronômico de Campinas, 1998. p.

TRAUB, H. P. **The Amaryllis Manual**. New York: Macmillan, 1958

TRAUB, H. P. **Genera of the Amaryllidaceae**. Califórnia: American Plant Life Society, 1963

TRAUB, H. P. **An introduction to Herbert's 1837 "Amaryllidaceae" and related works.**

Lehre: Verlag von J. Craemer, 1970

TRAUB, H. P. & MOLDENKE, H. N. **Amaryllidaceae:** Tribe Amarylliae. California:

American Plant Life Society, 1949

VELENOVSHÝ, J. **Vergleichende Morphologie der Pflanzen III.** Prague, 1910

ANEXO – LISTA DE EXSICATAS

Amaral, A. C. & Amaral-Santos, A : 01 (1.2), 04 (1.2); **Amaral, A. C. & Moreira, G. A.:** 32 (1.3); **Amaral, A. C. & Pereira-Amaral, J.:** 05 (1.2), 06 (1.2), 09 (1.2), 10 (1.2); **Assis, M. C. et al.:** 282 (1.2); **Azevedo, M. L. M. & Alvarenga, D.:** 931 (1.2), 943 (1.2); **Bringel Jr., J. B. A. et al.:** 58 (1.1); **Dias, E. B. A. et al.:** 138 (1.3), 177 (1.1), 197 (1.1); **Filgueiras, T. S.:** 2347 (1.1); **Filgueiras, T. S. et al.:** 3057 (1.2), 3101 (1.2); **Fonseca, M. L. & Alvarenga, D.:** 2050 (1.2); **Fonseca, M .L. et al.:** 1255 (1.4); **Guarino, E. et al.:** 1035 (1.1), 1190(1.1); **Heringer, E. P. :** 1996 (1.2), 8759 (1.2), 9520 (1.4), 15942 (1.2); **Heringer, E. P. & Rizzini:** 17463 (1.4); **Heringer, E. P. et al.:** 2373 (1.2), 2922: (1.1); **Heringer Salles:** 3567 (1.3); **Heringer Salles et al.:** 2894 (1.3); **Mendonça, R. C. et al.:** 2060 (1.1); **Palt:** 12861 (1.4); **Pastore, J. F. & Suganuma, E.:** 1069 (1.2); **Pereira, B. S. A.:** 89 (1.1), 2225 (1.2); **Pereira-Silva, G.:** 8227 (1.4), 10196 (1.4); **Pereira-Silva et al.:** 4410 (1.4); **Salles & Heringer:** 225 (1.2); **Silva & Ferreira:** 3097 (1.2); **Tombolato, A. F. C.:** 982 (1.2), 999: (1.4).

CAPITULO 2

**“MULTIPLICAÇÃO *IN VITRO* DE *HIPPEASTRUM PUNICEUM* (LAM.)
KUNTZE (AMARYLLIDACEAE), A PARTIR DE SECÇÕES EXTRAÍDAS DE
BULBOS DE PLANTAS ADULTAS”.**

ABSTRACT

The ornamental plants produced and available in commercial scale in Brazil are, in its majority, exotic species. However, the Brazilian flora presents great diversity of ornamental species, represented by families as Amaryllidaceae, Araceae, Bromeliaceae, Cactaceae, Lythraceae, Orchidaceae, Piperaceae, Portulacaceae, among others. The technique of micropropagation with the intensification of the multiplication and the shortening of the reproductive cycle makes possible the production of high quality plants. One of the difficulties found in the use of this technique is the adjustment of protocols for each species of interest. In the present study, protocols for micropropagation of *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze (Amaryllidaceae), a bulbous herb with showy flowers have been tested. The objective of this study was to evaluate the *in vitro* regeneration capacity of sections of bulbs of adult plants of *H. puniceum* (Lam.) Kuntze. The genus presents ca. 130 species distributed from México to Argentina. In Brazil 20-30 species are registered. Sections of bulbs has been isolated and inoculated in supplemented solid MS with 0.5 mg.L⁻¹ of benzilaminopurina (BAP). The cultures have been kept under luminous intensity of 39 $\mu\text{m.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$, temperature of 25 \pm 2°C and photoperiod of 16/8 h (lightness/darkness). The bulb sections were highly responsive presented positive and produced 2,91 bulblets/section introduced *in vitro*, after 10 weeks of culture. The bulblets developed into plants of normal aspect, which after five months of *in vitro culture*, were transferred to pots with vermiculite and watered with nutritional solution for acclimatization. After that, the plants were transplanted for individual plastic bags containing a proper substrate composed by sand and organic substances in the ratio of 1:1:1.

Key word: Amaryllidaceae, micropropagation, ornamental species, sections of bulbs, Brazil.

RESUMO

As plantas ornamentais produzidas e disponibilizadas em escala comercial no Brasil são, em sua maioria, espécies exóticas. Entretanto, a flora brasileira apresenta grande riqueza de espécies com potencial ornamental, representado por famílias como Amaryllidaceae, Araceae, Bromeliaceae, Cactaceae, Lythraceae, Orchidaceae, Piperaceae, Portulacaceae, entre outras. A técnica de multiplicação de plantas *in vitro* possibilita a produção de mudas de alta qualidade, a intensificação da multiplicação e o encurtamento do ciclo reprodutivo. Uma das dificuldades encontradas no uso desta técnica é o desenvolvimento de protocolos adequados para cada espécie de interesse. No presente estudo, foram testados protocolos para a micropropagação da espécie nativa *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze (Amaryllidaceae), que apresenta alto potencial ornamental. O objetivo desse trabalho foi avaliar a capacidade de regeneração *in vitro* de secções de bulbos de plantas adultas de *H. puniceum* (Lam.) Kuntze. O gênero apresenta 130 espécies que ocorrem do México à Argentina. No Brasil encontram-se 20-30 espécies do gênero. Secções de bulbo foram isoladas e inoculadas em meio MS sólido suplementado com 0,5 mg.L⁻¹ de benzilaminopurina (BAP). As culturas foram mantidas sob intensidade luminosa de 39 $\mu\text{m}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, temperatura de 25 \pm 2°C e fotoperíodo de 16/8 h (luz/escuro). As secções de bulbo apresentaram resposta positiva de regeneração *in vitro*, com a formação de 3-4 bulbilhos/secção de bulbo inoculado, ao fim de 10 semanas de cultivo. Os bulbilhos deram origem a plantas de aspecto normal, as quais após cinco meses de cultivo *in vitro*, foram transferidas para vasos contendo vermiculita e regadas com solução nutritiva para aclimatação. Em seguida, as plantas foram transplantadas para sacos plásticos individuais contendo substrato esterilizado composto por terra, areia e matéria orgânica na proporção de 1:1:1.

Palavras-chave: Amaryllidaceae, micropropagação, plantas ornamentais nativas, secções de bulbo, Brasil.

I. INTRODUÇÃO

As plantas ornamentais produzidas e disponibilizadas em escala comercial no Brasil são, em sua maioria, espécies exóticas. Entretanto, a flora brasileira apresenta grande riqueza de espécies com potencial ornamental, representado por famílias como Amaryllidaceae, Araceae, Bromeliaceae, Cactaceae, Lythraceae, Orchidaceae, Piperaceae, Portulacaceae, entre outras.

As Amaryllidaceae, família na qual o gênero *Hippeastrum* está inserido, são plantas que impressionam pelas formas exóticas e pela variedade de cores de suas flores. Possuem grande valor ornamental como flores de corte para arranjos e para cultivo em vasos, e, atualmente, têm sido muito utilizadas por profissionais da área de jardinagem e paisagismo, sendo por eles considerado um dos principais gêneros do paisagismo contemporâneo (Lorenzi & Souza 1999).

Apesar do elevado potencial ornamental de várias espécies da família, sua utilização ainda é restrita e essencialmente extrativista (Pereira 1996, Almeida *et al.* 1998, Silva *et al.* 2001). Em muitos casos, tais espécies são retiradas de populações com poucos representantes, causando desequilíbrio ecológico e, em casos mais extremos, extinção da população.

As espécies dessa família possuem bulbos que facilitam o uso de técnicas de propagação vegetativa e, na natureza, podem propagar-se tanto pela forma sexual (sementes) quanto assexual, propagação vegetativa (Leyton 2004).

A multiplicação por semente é uma das principais estratégias utilizadas pelas plantas para a perpetuação da espécie na natureza (Leyton 2004). Algumas espécies do gênero *Zephyranthes* chegam a produzir cerca de 50 sementes por fruto. Nos cultivos comerciais, a desvantagem da propagação por semente é a grande variabilidade apresentada na progênie, por exemplo, grande variação na cor, forma, tempo de florescimento, entre outros (Tombolato *et al.* 2004). Além do que, as sementes perdem a viabilidade rapidamente.

Além da propagação seminífera, algumas espécies da família também podem apresentar propagação vegetativa. Os bulbos possuem uma gema axilar a cada duas ou quatro escamas, exceto nas mais externas que secam e tornam-se membráceas. As gemas existentes entre as escamas mais periféricas se desenvolvem e formam os bulbilhos, ou seja, clones vegetativos.

A propagação vegetativa tem grande desvantagem por ser um processo moroso e de baixo rendimento, principalmente para aquelas espécies que se caracterizam por um crescimento mais lento. Na Holanda, observou-se que o número médio de bulbilhos por bulbo foi de 2,7 por ano, para 215 cultivares observadas. Algumas vezes, esses bulbos são tetraplóides e tendem a ser estéreis (Seabrook & Cumming 1977). O número de clones produzidos por planta é geralmente pequeno e conseqüentemente, não sendo suficiente para suprir o mercado (Naves *et al.* 2003)

Uma técnica bastante utilizada comercialmente para a propagação vegetativa de *Hippeastrum* é a de escamas duplas, chamada “twin scales” (Tombolato *et al.* 1994, Stancato & Mazzafera 1995). Esta metodologia foi desenvolvida por Huang *et al.*(1990), e consiste na propagação de bulbilhos pela divisão do bulbo juntamente com o prato basal. O número de escamas duplas produzidas depende principalmente do tamanho do bulbo selecionado. Na cultivar “Apple Blossom” se pode chegar até a 80 partes selecionadas (Tombolato *et al.* 2004). Embora a técnica de escamas duplas seja viável, depara-se com o ataque e contaminação por microorganismos, que leva à podridão das escamas, e ao desenvolvimento lento, necessitando de até dois anos para o florescimento. Esta mesma técnica também pode ser utilizada para propagação de bulbosas em condições de crescimento *in vitro*. A técnica de micropropagação para a multiplicação de plantas ornamentais permite produzir um grande número de mudas em pequeno espaço e em tempo reduzido, em função da ação de fitorreguladores que são inseridos nos meios de cultura. Adicionalmente, as plantas obtidas apresentam maior vigor, já que estão isentas de bactérias, fungos e vírus (Langhans *et al.* 1977).

A clonagem de orquídeas a partir de um pequeno fragmento isolado de *Cymbidium*, descoberto por Morel (1960), juntamente com o desenvolvimento e uso de meio de cultura com altas concentrações de sais minerais, formulado por Murashige & Skoog (1962), foi o maior estímulo para o desenvolvimento das técnicas de cultura de tecidos e propagação de espécies ornamentais. Hoje, plantas como agaves, amaryllis, antúrios, begônias, bromélias, cactos, crisântemos, gerânios, gladiolos, íris, narcisos, orquídeas e violetas são propagadas *in vitro* com sucesso em escala comercial (Hughes 1981).

A metodologia para propagação *in vitro* de *Hippeastrum* spp. foi inicialmente desenvolvida por Mii *et al.* (1974). A partir de tecidos retirados de escamas de bulbos e cultivados em meio básico Murashige e Skoog (MS), suplementado com várias combinações

de ANA (ácido naftalenoacético) e KIN (6-furfurilaminopurina), os autores observaram o desenvolvimento de brotações aéreas e raízes.

Uma outra metodologia também utilizada na micropropagação, e que foi inicialmente desenvolvida para a propagação de *Lilium* spp. (Liliaceae), é a utilização de escamas simples. Broertjes & Alkema (1971), Alkema (1975) e Hanks & Rees (1979) adotaram esta técnica para a micropropagação de *Hippeastrum* spp. e *Hyacinthus* spp., mas a consideraram inferior quando comparada à técnica de escama dupla.

Hussey (1975) e Yanagawa & Sakanishi (1977) obtiveram bulbilhos adventícios diretamente, sem a formação de calos, a partir de tecidos da camada de junção da escama e do prato basal de *H. x hybridum* cultivados *in vitro*. Mii *et al.* (1974) mostraram que a parte média das escamas, sem a placa basal e seus tecidos de conexão, podem também produzir novos órgãos *in vitro*. Esses resultados indicaram que, tanto escamas simples como duplas, não são sempre necessárias para multiplicação dessas plantas quando cultivadas *in vitro*.

Seabrook & Cumming (1977) compararam a propagação de híbridos de *Hippeastrum* em meio MS, utilizando diferentes tipos de explantes, sendo que os melhores resultados foram obtidos para pedúnculo e escapos. Bapat & Narayanaswam (1976), utilizaram explantes constituídos por tecidos de anteras e estabeleceram sucessivos cultivos de calos, desenvolvidos a partir da presença de leite de coco e 2,4-D (ácido 2,4-diclorofenoacético) no meio.

Uma revisão mais recente realizada por Takayama & Akita (1998) descreve várias técnicas usando biorreatores para a propagação por escamas de plantas de lírios, *Amaryllis*, entre outras.

Além do meio MS, mais comumente utilizado para a propagação *in vitro* de *Hippeastrum*, outros tipos de meios também foram testados. Entre eles o meio de White (White 1943) testado por Takayama & Akita (1977), e o meio Knudson-C (Arditti & Ernst 1992), testado por Bose & Jana (1977).

II. OBJETIVOS

- Avaliar a capacidade de multiplicação *in vitro* de *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze, a partir de secções extraídas de bulbos de plantas adultas;
- Testar protocolos de multiplicação *in vitro* para a obtenção de melhores plantas;
- Avaliar a porcentagem de sobrevivência de indivíduos regenerados *in vitro*;
- Avaliar o número de clones produzidos, até o tempo de floração visando a produção comercial.

III. MATERIAIS E MÉTODOS

Os experimentos de multiplicação *in vitro* foram realizados entre 2003 e 2006 conduzidos no Laboratório de Criobiologia Vegetal, da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Distrito Federal.

III.1. ORIGEM E TIPO DE EXPLANTES

As plantas matrizes, utilizadas como doadoras de explantes, foram obtidas da coleção de plantas ornamentais nativas da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, cultivadas em casa de vegetação (Figura 19).

Foram utilizados como explantes seções longitudinais de bulbo, contendo duas escamas unidas por uma porção da placa basal, conforme protocolo de “escamas duplas” (Huang *et al.* 1990, Tavares *et al.* 1999). Entre as duas escamas estão localizados as gemas (Figura 18). A área dos explantes inoculados variou em torno de 50 mm² (Figura 20).

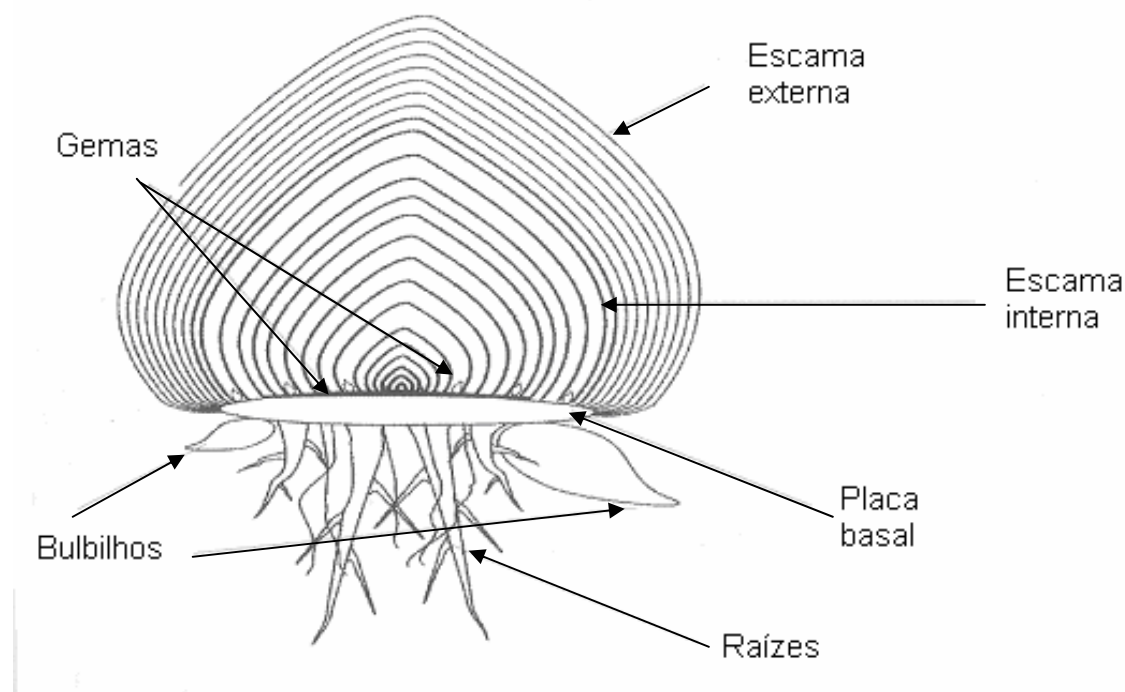


Figura 18. Localização das gemas entre as escamas do bulbo, evidenciando na extremidade inferior esquerda e direita bulbilhos formados a partir das gemas desenvolvidas (Adaptado de Tombolato 2004).



Figura 19. Plantas matrizes de *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze utilizadas como doadoras de explante. **A e D** Detalhe da flor; **B.** Planta inteira, mostrando folhas jovens; **C.** Planta inteira com dois escapos florais.

III.2. Desinfestação e preparação dos explantes

Após serem retirados dos vasos, os bulbos passaram por um processo de desinfestação que teve início pela lavagem superficial, poda das raízes e da parte aérea, ainda na casa de vegetação. Já em laboratório, os bulbos foram lavados com detergente comercial e enxaguados em água corrente para a retirada do detergente. Em seguida foram imersos em álcool 70%, por 5 minutos. Os bulbos foram então transferidos para uma solução de 2,4 g.L⁻¹ de Captan (fungicida) por 1 hora, seguido de três enxágües sucessivos. Posteriormente, sob condições assépticas na câmara de fluxo laminar contínuo, os bulbos foram tratados com solução de hipoclorito de sódio 1% (água sanitária comercial, contendo 2,5% de cloro ativo), seguido de quatro enxagues sucessivos com água ultra pura (Milli-Q) esterilizada em autoclave a 121°C e pressão de 1,5 atm, por 20 minutos.

Durante todo o processo de desinfestação, o frasco contendo o material imerso nas soluções desinfestantes ou em água, foram agitados em um agitador horizontal tipo "shaker" por 15 minutos, para as soluções desinfestantes e 5 minutos para água.

Após esta desinfestação, os explantes foram isolados em condição asséptica, na câmara de fluxo laminar. As escamas mais externas foram eliminadas com o auxílio de pinça e bisturi e posteriormente foram feitos cortes longitudinais e transversais no bulbo, de forma a isolar o explante a ser inoculado (Figura 21). Este processo permitiu a obtenção de explantes constituídos por duas escamas unidas por uma porção da placa basal. No decorrer desse processo os explantes foram mantidos sobre papel filtro esterilizado, umidecido com água ultra pura (Milli-Q) esterilizada, até o momento da inoculação *in vitro* para evitar a desidratação dos tecidos.

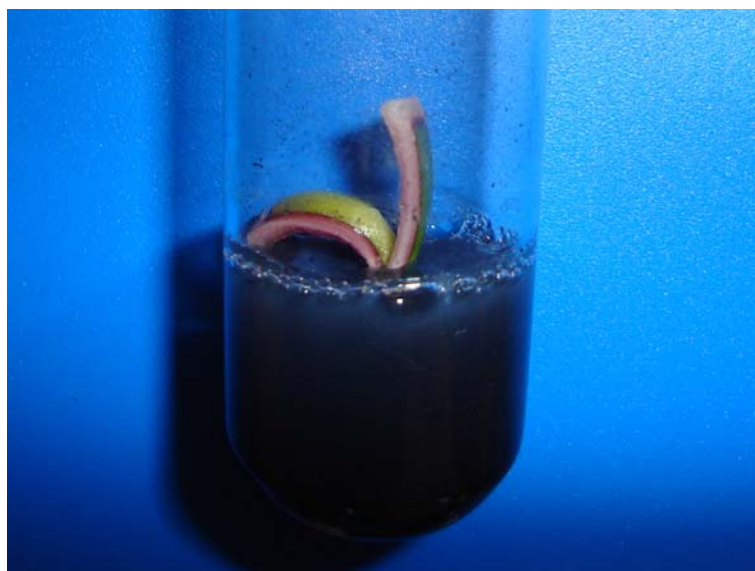


Figura 20. Area total do explante inoculado; extremidades oxidadas e centro verde.

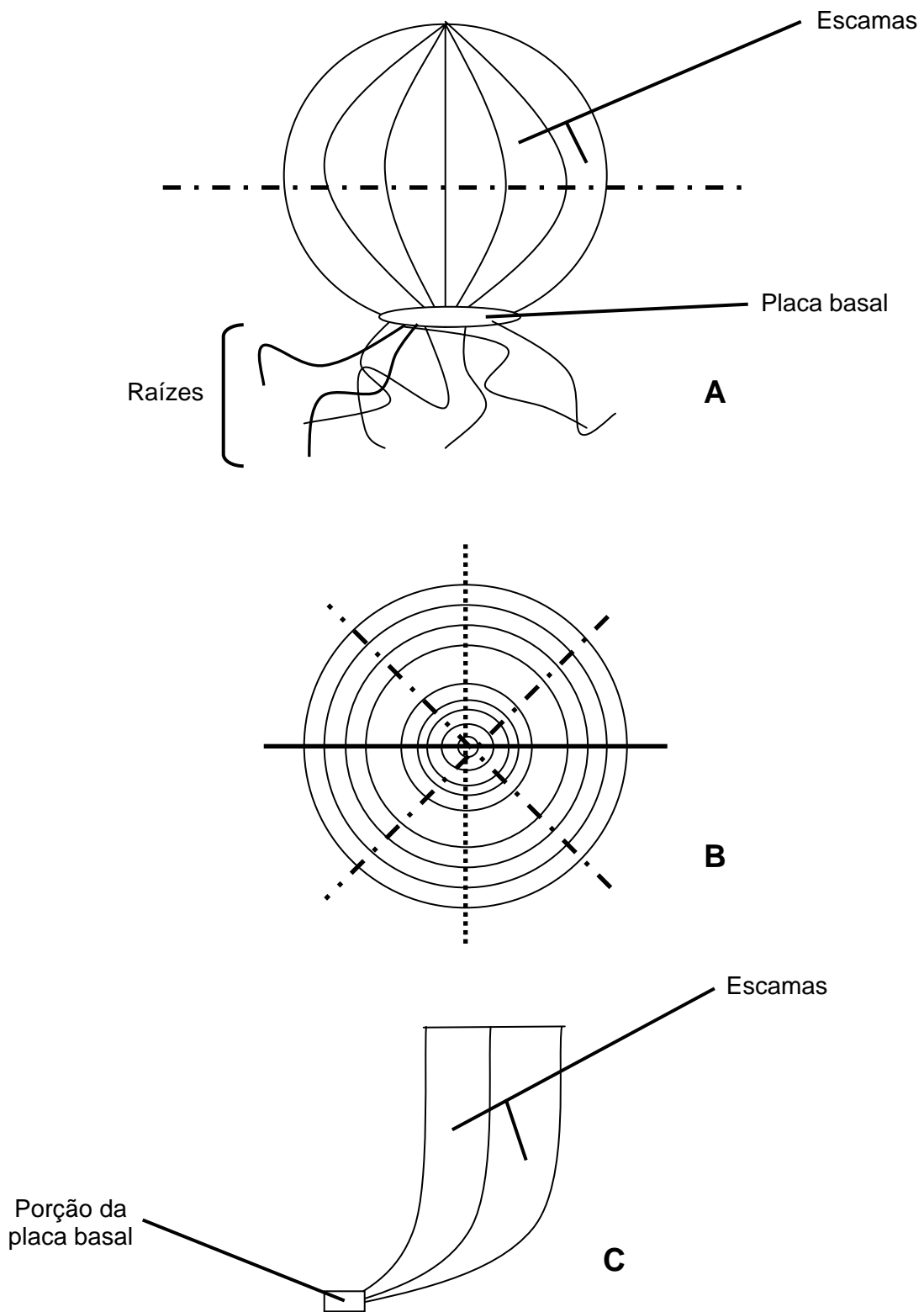


Figura 21. Esquema ilustrativo do processo de isolamento do explante. **A.** Bulbo inteiro mostrando a posição das escamas, raízes, placa basal e região de corte; **B.** Cortes transversais na metade inferior do bulbo e **C.** Explante isolado com a porção da placa basal.

III.3. PREPARO DO MEIO DE CULTURA

O meio de cultura utilizado para o início da multiplicação dos explantes foi constituído pelos micro e macronutrientes de MS (Murashige e Skoog 1962), com 30g.L⁻¹ de sacarose, 0,1mg.L⁻¹ de tiamina, 100mg.L⁻¹ de inositol, 0,5mg.L⁻¹ de ácido nicotínico, 0,5mg.L⁻¹ de piridoxina, 2mg.L⁻¹ de glicina, acrescido de 0,5mg.L⁻¹ de BAP (Benzilaminopurina) e solidificado com 8g.L⁻¹ de ágar. O pH do meio foi ajustado para 5,7 a 5,8. Alíquotas de 8mL de meio foram distribuídas em tubos de ensaio de 25 x 150 mm. Após a distribuição do meio de cultivo, os tubos de ensaio foram fechados com tampa de papel alumínio e suas bordas protegidas com filme transparente de PVC (Rolopac®). Os tubos de ensaio contendo o meio de cultura foram esterilizados em autoclave à temperatura de 121°C, 1,5 atm de pressão, por 20 minutos.

III.4. INOCULAÇÃO *IN VITRO* DOS EXPLANTES E CONDIÇÕES DE CULTIVO

Os explantes isolados em câmara de fluxo laminar conforme descrito acima, foram transferidos para tubos de ensaio contendo o meio de cultivo selecionado, à temperatura ambiente. Cada tubo de ensaio recebeu um único explante. Os tubos de ensaio foram fechados com papel alumínio e suas bordas protegidas com filme transparente de PVC (Rolopac®). A cada 30 dias os explantes foram transferidos para tubos de ensaio contendo meio de cultura fresco com a mesma composição de sais minerais, vitaminas e reguladores de crescimento do meio anterior. Durante este estudo foram realizados de 6 a 8 subcultivos.

Os tubos de ensaio dispostos em grades de metal foram transferidos para a câmara de crescimento, onde foram colocados em estantes e mantidos à temperatura de 25 ± 2°C, fotoperíodo de 16/8 h (luz/escuro) e intensidade luminosa de 39µm.m⁻².s⁻¹, fornecida por tubos de lâmpadas fluorescentes (Osram, luz do dia, 40 W), permanecendo nestas condições por um total de 210 dias.

III. 5. OXIDAÇÃO

Para tentar reduzir o escurecimento dos tecidos em função da oxidação, diversas técnicas foram utilizadas durante o preparo do explante e do meio de cultura, bem como na fase de cultivo. Substâncias antioxidantes como ácido cítrico, ácido ascórbico, carvão ativado, PVP (polivinilpirrolidone) tem sido utilizadas para várias espécies de lenhosas, herbáceas e palmeiras, e foram testadas também para *Hippeastrum puniceum*.

Após serem isolados em câmara de fluxo laminar, os explantes foram imersos em solução com 100mg.L⁻¹ de ácido cítrico e em 100mg.L⁻¹ de ácido ascórbico filtroesterilizados. Em seguida, foram inoculados no meio de cultura selecionado para a multiplicação. Carvão ativado e PVP 25, 40 e 360 foram utilizados nas concentrações de 2 a 3g.L⁻¹ e 1g.L⁻¹, respectivamente e adicionados diretamente ao meio de cultura. A inoculação foi realizada após a desinfestação dos explantes.

III.6. ACLIMATAÇÃO

Quando as plântulas produzidas *in vitro* atingiram mais ou menos a altura do tubo de ensaio, ou seja, de 10 a 15 cm e apresentaram raízes desenvolvidas, passaram para a fase de aclimatação (Dunstan & Turner 1984).

O processo de aclimatação foi dividido em quatro etapas (Figura 22):

- Em tubo de ensaio ainda em laboratório;
- Fora do tubo de ensaio ainda em laboratório;
- Fora do tubo de ensaio em casa de vegetação;
- Vasos individuais.

Na primeira etapa da aclimatação, os tubos de ensaio contendo os explantes desenvolvidos (plântulas) foram transferidos da câmara de crescimento para o laboratório, onde foram depositados sobre a bancada (Figura 22A). Os tubos tiveram seu filme transparente de PVC (Rolopac®) retirados e suas tampas de papel alumínio levantadas, mas não retiradas, de forma que as plântulas pudessem entrar em contato com ambiente. As plantas permaneceram por sete dias sob condições de temperatura e iluminação ambiente dentro do laboratório.

A segunda etapa do processo de aclimatação teve início com a transferência das plântulas dos tubos de ensaio para copos plásticos com vermiculita esterilizada. As plântulas foram lavadas, principalmente a região radicular, para a eliminação dos resíduos do meio de cultura e plantadas. Os copos foram cobertos com saco plástico transparente (Figura 22B), de forma a manter o ambiente úmido ao redor das plantas e mantidos em laboratório sob condições de temperatura e iluminação ambientais por 15 dias. Nessa etapa, as plântulas foram regadas com solução nutritiva de Hoagland modificada nas concentrações de amônia, ferro e potássio (adaptado de Hoagland & Arnon 1950). Aos sete dias da segunda etapa do

processo de aclimação as arestas dos sacos plásticos transparentes que cobriam os copos foram cortadas e eliminadas.

As plântulas foram então levadas para casa de vegetação, iniciando a terceira etapa da aclimação, onde permaneceram com a cobertura plástica nos primeiros sete dias. Na segunda semana a cobertura plástica foi retirada, ficando as plântulas ao ar livre (Figura 22C). Nesta etapa, ainda eram regadas com solução nutritiva.

A última etapa do processo de aclimação consistiu na transferência das plântulas da vermiculita para vasos individuais contendo solo, areia e matéria orgânica (1:1:1) (Figura 22D). Nessa última etapa as plantas deixaram de ser regadas com solução nutritiva e passaram a receber apenas água suprida pelo sistema de irrigação existente na casa de vegetação. As plantas não tiveram adubação suplementar na etapa de casa de vegetação.

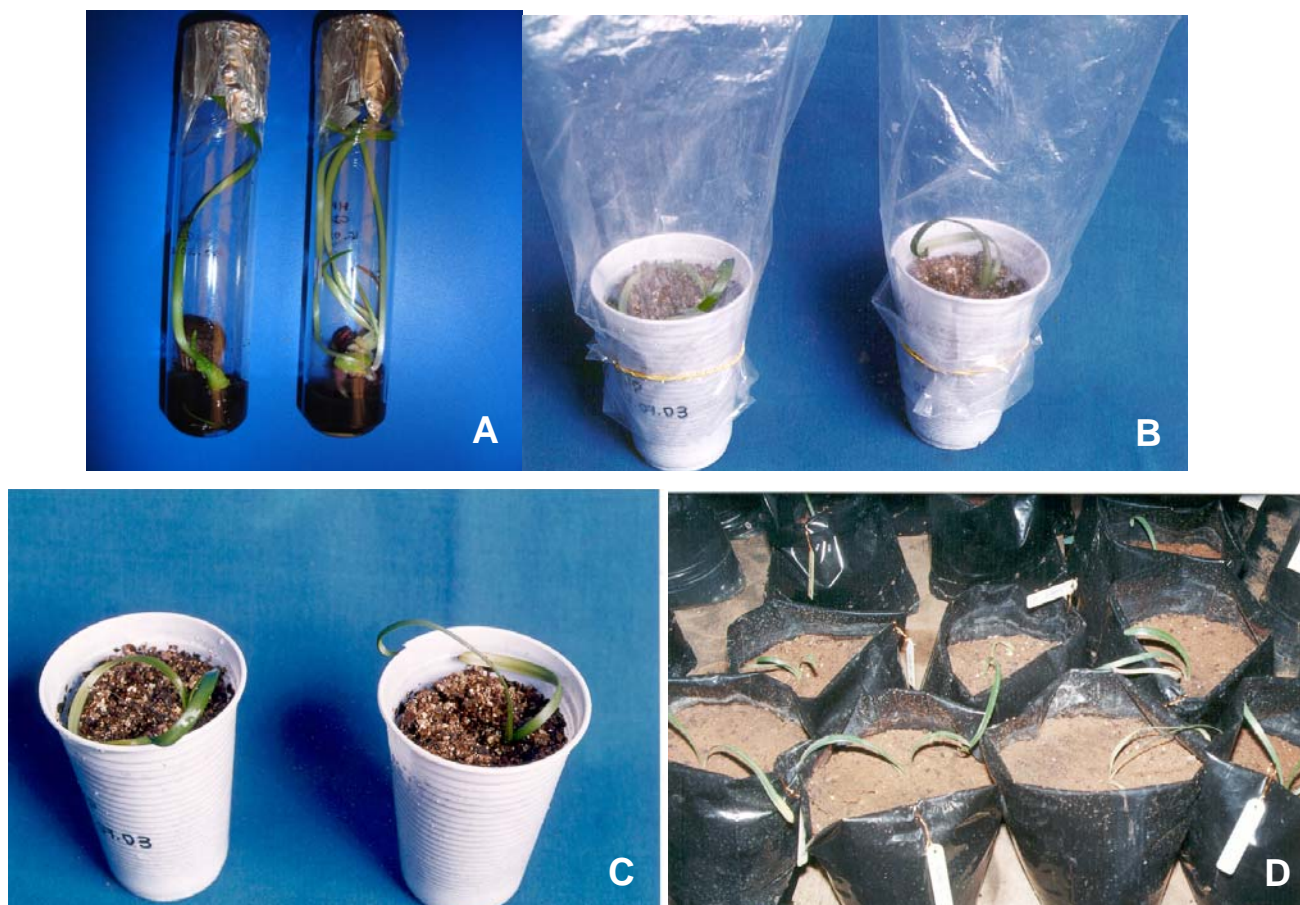


Figura 22. Etapas do processo de aclimação. **A.** Primeira etapa: em tubo de ensaio ainda em laboratório; **B.** Segunda etapa: fora do tubo de ensaio ainda em laboratório; **C.** Terceira etapa: fora do tubo de ensaio em casa de vegetação; **D.** Quarta etapa: Vasos individuais.

III.7. CARACTERÍSTICAS AVALIADAS

Para analisar a capacidade de regeneração *in vitro* das seções de bulbo de *H. puniceum*, avaliaram-se as seguintes características de cada explante:

- Porcentagem de contaminação visualmente detectável;
- Estado fisiológico do explante, por meio de seu grau de oxidação;
- Número de bulbilhos regenerados por secção de bulbo inoculado;
- Porcentagem de sobrevivência ao final do processo de aclimação.

III. 8. ANÁLISE ESTATÍSTICA

Para analisar a diferença entre o número de bulbilhos regenerados *in vitro* e em condições naturais foi utilizado o teste não paramétrico Mann-Whitney ($p < 0,05$).

As diferenças entre o comprimento e largura dos bulbos em condições naturais em relação aos bulbos regenerados *in vitro* com os tempos 1,5 ano, 2 anos e 2,5 anos foram verificadas através de ANOVA seguida de teste de Tukey ($p < 0,05$). A normalidade dos dados foi verificada com o teste Dagostino Pearson ($p < 0,05$).

Os testes foram executados com o programa Bioestat 4.0 (Ayres *et al.* 2004).

IV. RESULTADOS E DISCUSSÃO

IV.1. ORIGEM E TIPO DE EXPLANTE

As secções de bulbo contendo duas escamas unidas por uma porção da placa basal apresentaram resposta positiva de regeneração *in vitro*. Ao fim de cerca de 10 semanas de cultivo obteve-se a formação de 2,91 bulbilhos/secção de bulbo inoculado (Figura 23). Os bulbilhos deram origem a plantas com aspecto normal, as quais após cinco meses de cultivo passaram para o processo de aclimação e foram transferidas com sucesso para casa de vegetação (Amaral *et al.* 2004).

IV.2. DESINFESTAÇÃO E PREPARAÇÃO DOS EXPLANTES

O estado fisiológico e fitossanitário da planta de onde os explantes foram retirados, teve grande importância no posterior comportamento das culturas. A desinfestação de explantes constituiu um ponto fundamental para a obtenção de uma cultura asséptica. Até o momento não existe método que assegure uma descontaminação definitiva e que não prejudique o tecido, o rendimento e a técnica. Plantas bem nutridas, sem sintomas de deficiência nutricional ou hídrica e boa fitossanidade fornecem melhores explantes (Grattapaglia & Machado 1990).

Métodos químicos usados na desinfestação incluem antibióticos e fungicidas, álcoois, cloreto de mercúrio, biocidas com compostos alogênicos e peróxido de hidrogênio. O método usado depende da espécie, tipo de explante, fitotoxicidade, tipo de contaminante entre outros (Niedz & Bausher 2002).

Reinert & Mohr (1967), Scully (1967), Lindemann *et al.* (1970), (Kako 1973) e Vajrbhaya (1978), *apud* Arditti & Ernst (1992), utilizaram para desinfestar explantes procedentes de plantas adultas de *Cattleya*, solução de cloro comercial, cuja concentração variou de 0,1 a 20%, em períodos de exposição que variaram de 5 a 30 minutos, dependendo do tipo de explante utilizado.

Analisando a eficiência do método de desinfestação no controle de microorganismos, pode-se concluir que o resultado foi satisfatório, uma vez que algumas culturas apresentaram problemas de contaminação por fungos e bactérias, apresentando 40% dos explantes contaminados.

IV.3. OXIDAÇÃO

Nos primeiros sete dias de cultivo *in vitro*, todos os explantes apresentaram oxidação, evidenciada pelo desenvolvimento de coloração vermelha escura ou marrom nas regiões em que os explantes foram cortados (Figura 24). Ventura (2002), trabalhando com orquídeas do grupo *Cattleya*, também observou oxidação em todos os explantes nos primeiros sete dias de cultura. Segundo Kako (1973), Ichihashi & Kako (1977) e Ishii (1980), *apud* Arditti & Ernst (1992), os ápices caulinares de *Cattleya* podem se tornar marrons e morrer após a excisão, devido à produção de compostos fenólicos, sendo necessário o controle da produção e liberação dessas substâncias no meio de cultivo.

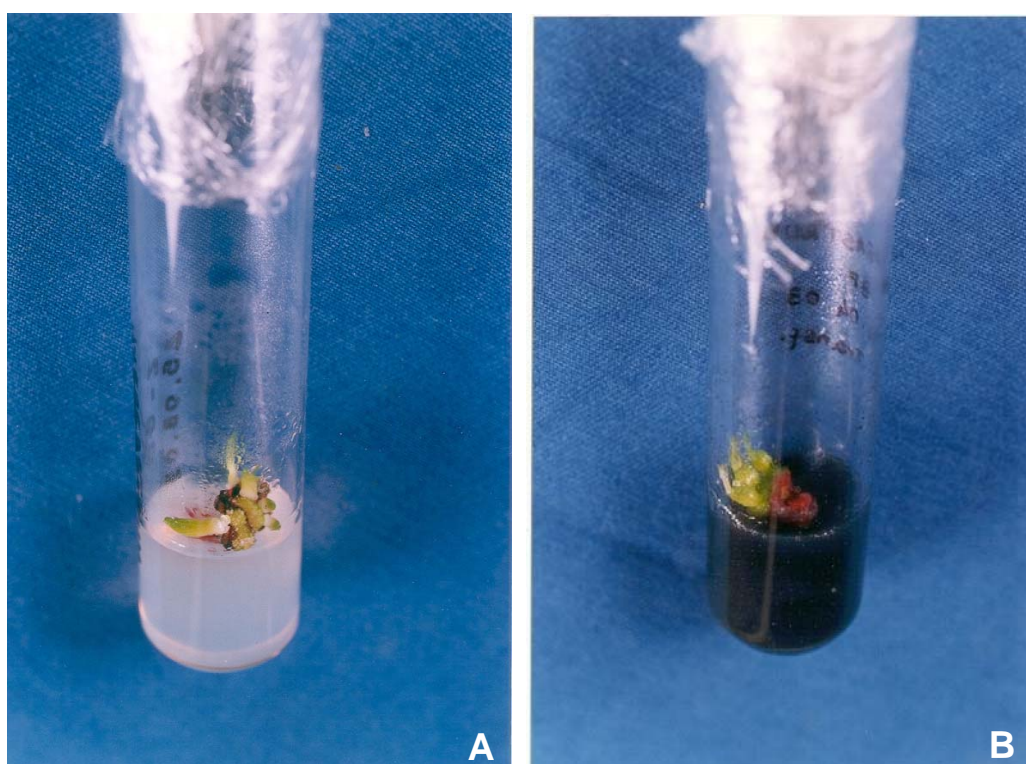


Figura 23. Bulbilhos formados por secção de bulbo inoculado. **A.** Meio sem carvão ativado evidenciando o início da formação de cinco bulbilhos. **B.** Meio com carvão ativado evidenciando o início da formação de três bulbilhos.

No caso de *H. puniceum* esses pigmentos oxidantes aparentemente não interferiram no desenvolvimento dos explantes e não tiveram influência na formação dos bulbilhos. Essa alta porcentagem de explantes oxidados poderia ser atribuída à sensibilidade dos tecidos

aos agentes desinfestantes utilizados e pelo método de desinfestação empregado no trabalho. Castro & Matthes (1987) observaram que concentrações de hipoclorito de sódio mais elevadas causaram oxidações ou necroses nos tecidos tratados de *Hippeastum* ssp. De acordo com Pierik (1990), ápices muito pequenos, como para isolamento de meristemas, são freqüentemente tenros e susceptíveis aos agentes desinfestantes.

Em cultura de orquídeas do grupo *Cattleya*, Carvalho (2002), observou que os explantes ainda verdes ou com apenas as extremidades oxidadas foram os que mais modificaram a coloração do meio de cultivo. Portanto, o escurecimento do meio pode estar correlacionado com a atividade vital dos explantes durante aquele período.

Alguns testes com antioxidantes, como ácido cítrico, ácido ascórbico filtroesterilizados e carvão ativado, foram realizados com o intuito de diminuir a oxidação. Eles agem pela remoção do oxigênio e/ou de outras moléculas e também atuam por mecanismos alternativos como diminuição da incidência de luz no meio com o uso de carvão ativado. Provavelmente o ácido cítrico atua como um agente quelante, retendo íons de metal, que são necessários para ativar enzimas oxidantes (Pasqual *et al.* 1997).

Nenhuma das substâncias testadas foi totalmente efetiva na diminuição da oxidação dos explantes quando comparadas ao meio em que não foi adicionado qualquer dos antioxidantes. O melhor resultado obtido foi com carvão ativado, que agiu prorrogando o período de subcultivo, não afetando significativamente os níveis de oxidação. A maior freqüência de subcultivos tem como conseqüência a elevação no custo da muda produzida *in vitro*, visto que será necessária maior quantidade de meio de cultura, mão-de-obra e tempo para a realização das diversas transferências para o meio fresco (Utino *et al.* 2001).

Em cultura de tecidos de bananeira (*Musa* spp.), particularmente para determinadas cultivares de banana onde a oxidação polifenólica é um sério problema, para preveni-la adicionam-se ácido cítrico, ácido ascórbico e carvão ativado, separadamente, ao meio (Utino *et al.* 2001).

Pasqual *et al.* (1997) e Vuylsteke (1989) sugerem que o método eficiente para evitar o escurecimento dos tecidos é transferir os explantes freqüentemente, para um meio fresco. O intervalo entre transferências deve ser ajustado de acordo com o grau de oxidação, pois o escurecimento é particularmente mais intenso na fase inicial do estabelecimento e decresce com o tempo.

IV.4. PREPARO DO MEIO DE CULTURA

Com relação ao regulador de crescimento empregado no meio de cultura, $0,5\text{mg.L}^{-1}$ de BAP com adição de carvão ativado, o resultado foi positivo com a obtenção de uma média 2,91 bulbilhos/secção de bulbo inoculado, superior ao encontrado por outros autores para espécies do gênero *Amaryllis* e *Hippeastrum*.

A média de bulbilhos regenerados através da técnica de multiplicação *in vitro* também foi superior a média de bulbilhos produzidos por reprodução natural sem interferência do homem (Tabela 2). Foi observada uma diferença significativa ($U=3,46$; $p>0,05$) entre o número de bulbilhos regenerados *in vitro* e em condições naturais.

Seabrook & Cumming(1977), trabalhando com *Amaryllis*, testou diferentes seções da planta como explante, entre elas a base das folhas, escapo, pedúnculos, escamas internas do bulbo e ovários, em várias concentrações de ácido naftalenoacético (ANA), BAP e ácido 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D). Para escamas internas do bulbo, esses autores verificaram o efeito positivo para BAP e 2,4-D nas concentrações de 1mg.L^{-1} , apresentando resposta de regeneração.

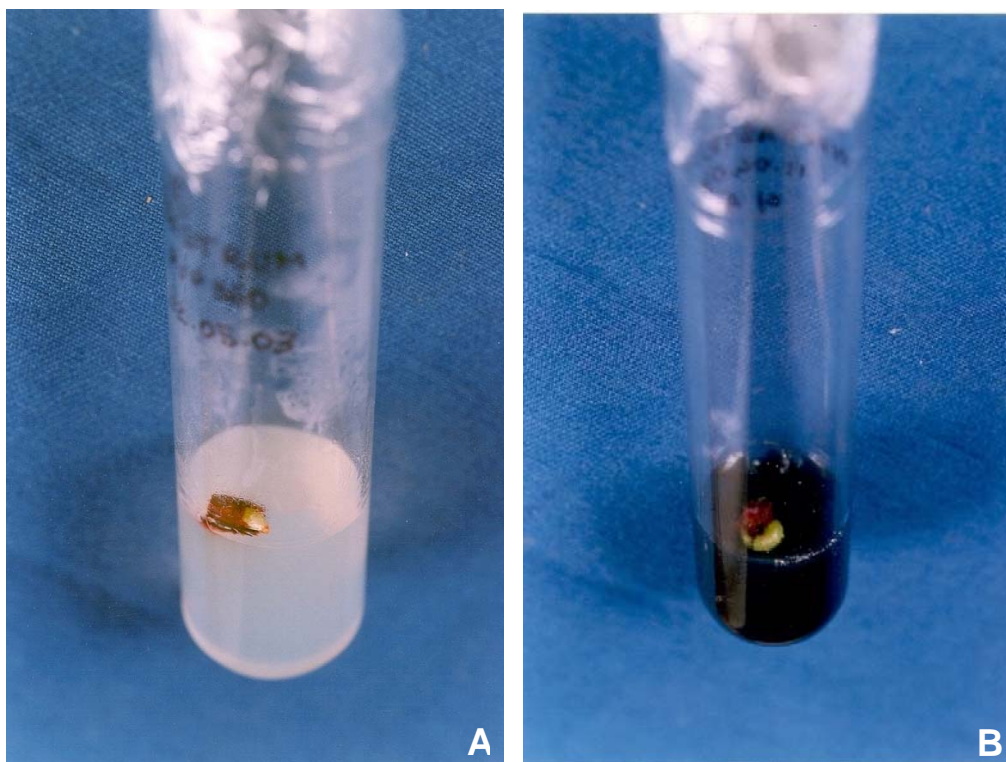


Figura 24. Aspectos visuais do grau de oxidação dos explantes. **A.** Meio sem carvão ativado; explante oxidado com ápice verde; **B.** Meio com carvão ativado; explante com extremidade oxidada.

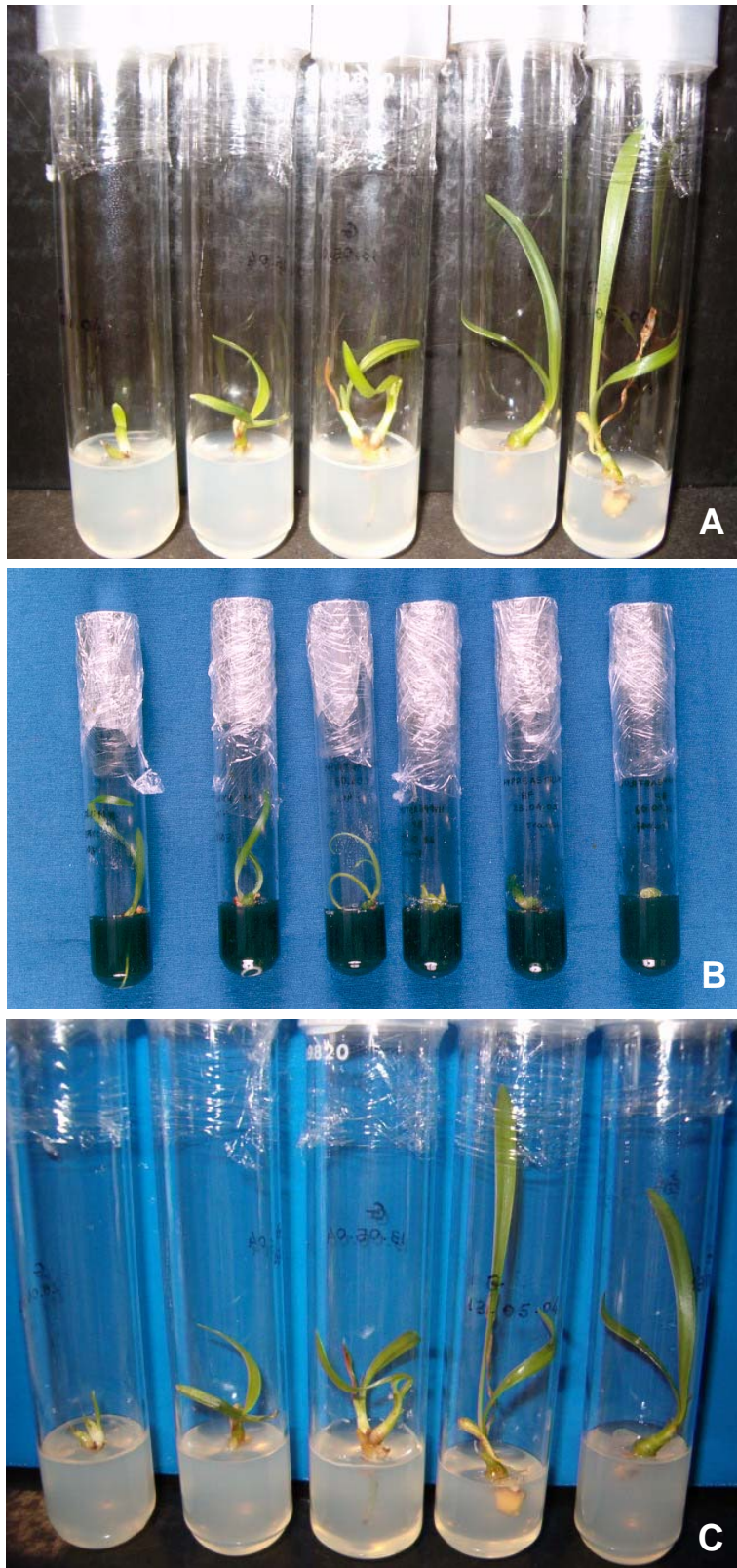


Figura 25. Desenvolvimento das plantas até o início do processo de aclimatização. **A e C.** da esquerda para a direita, com 10 semanas a 5 meses de cultivo e **B.** meio com carvão ativado da direita para a esquerda, com 4 semanas a 5 meses de cultivo.

Huang *et al.* (1990) comparando a formação de bulbilhos por escama dupla e escama simples obtiveram, utilizando $0,5\text{mg.L}^{-1}$ de BAP, uma média de 1,3 bulbilhos por escama dupla inoculada. As melhores médias obtidas por esses autores para esse tipo de explante foram 2 bulbilhos formados por explante inoculado, através de uma combinação de 5mg.L^{-1} e $0,5\text{mg.L}^{-1}$ de cinetina e AIA, respectivamente. Uesato (1978), afirma que órgãos regenerados a partir de escama simples não são considerados como bulbilhos, mais sim uma forma de protocormoídes, uma vez que suas estruturas e hábito de crescimento são similares aqueles protocormoídes de orquídeas.

Os resultados obtidos por Tombolato *et al.* (1994) corroboram os de Huang *et al.* (1990). O número de bulbilhos formados a partir da escama externa da escama dupla, quando foram testados os efeitos de três auxinas, foi de 1,4 comparado aos 0,4 da escama interna da escama dupla. Das escamas internas das escamas dupla, aproximadamente 50% não produziram bulbilhos.

Bapat & Narayanaswamy (1976) relataram que espécies de *Lilium*, *Hippeastrum* e outras bulbosas têm mostrado baixa propensão para organogênese quando comparadas a dicotiledôneas herbáceas, as quais tem provado serem altamente responsivas morfológicamente.

Tabela 2. Média da produção do número de bulbilhos micropropagados por secção de bulbo, por bulbo seccionado e média da produção do número de bulbilhos produzidos por reprodução assexuada natural por bulbo adulto.

Tratamentos	Bulbilhos regenerados <i>in vitro</i> por explante	Bulbilhos regenerados por reprodução natural
Shapiro-Wilk (anormal)		
Média	2,9167	1,6825
Desvio padrão	1,2042	1,9828
p	0,008	0,0085
Mann-Whitney		
Tamanho da amostra	36	39
Z(U)	3,4624	
p	0,0005	

Tabela 3. Média da produção do número de bulbilhos micropropagados por secção de bulbo, por bulbo e média da produção do número de bulbilhos produzidos por reprodução assexuada natural por bulbo adulto.

Acesso	Média do nº de bulbilhos / explante	Média do nº de bulbilhos / bulbo	Média do nº de bulbilhos produzidos por reprodução natural / bulbo
Pereira-Silva et al. 5695	2,91 (1,2)*	104	1,68 (1,98)

*Os números entre parênteses correspondem ao desvio padrão.

IV.4. ACLIMATAÇÃO

Um dos grandes problemas na produção de mudas pela micropropagação é a dificuldade de adaptação das plantas ao ambiente *ex vitro*. Por isto, o estabelecimento das condições necessárias à sua aclimatação é uma das etapas fundamentais no desenvolvimento de um protocolo de micropropagação. De acordo com Debergh & Maene (1981), a aclimatação pode ser definida como a transferência da planta da condição *in vitro* para o ambiente natural ou intermediário, como casa de vegetação. O processo de aclimatação de plântulas de *H. puniceum* produzidas *in vitro* foi iniciado aos primeiros sinais de emergência das raízes, o que ocorreu após 42- 56 dias de cultivo *in vitro*. A avaliação do processo de aclimatação ocorreu ao final de todas as etapas.

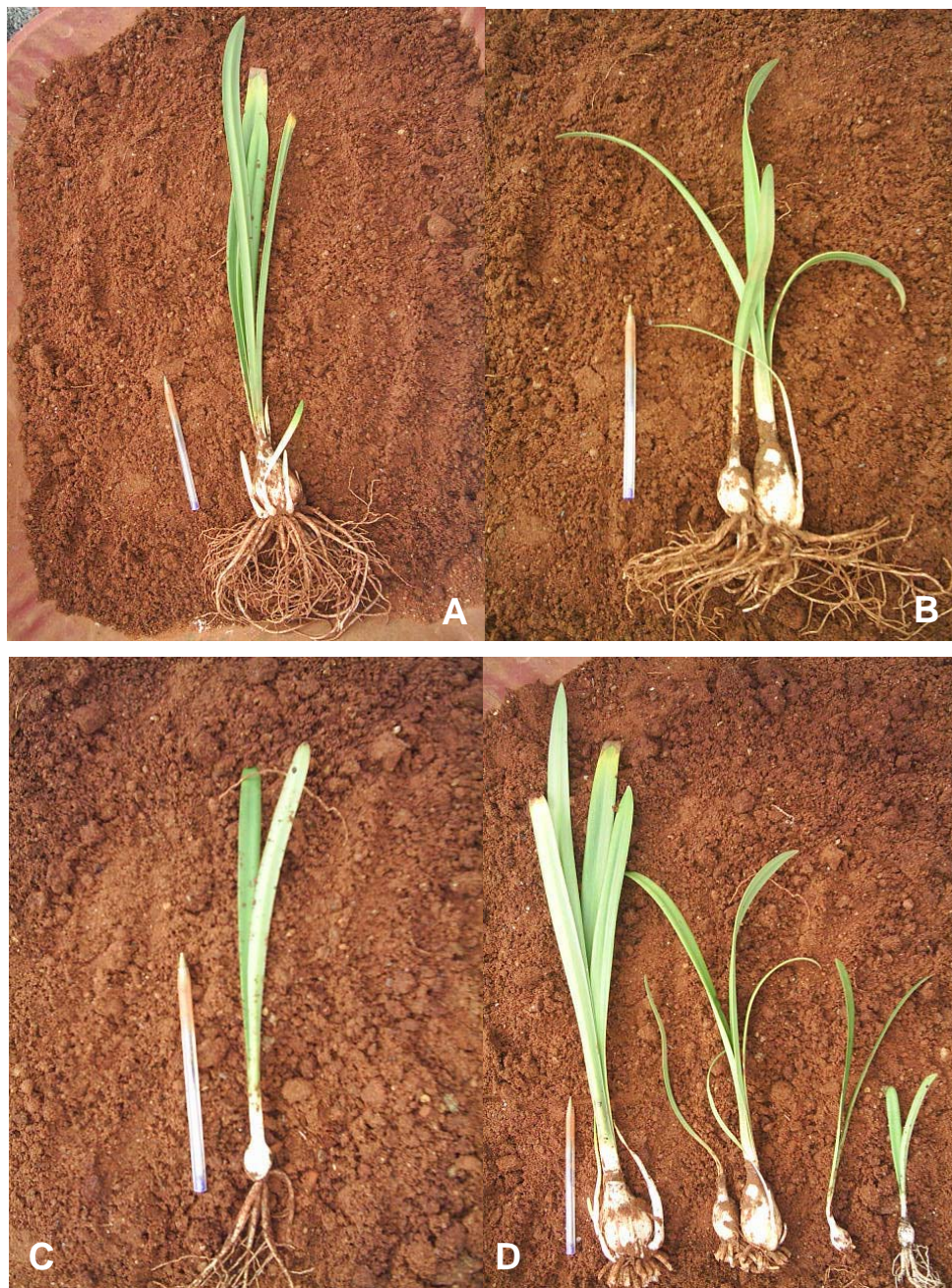


Figura 26. Mudanças de *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze após aclimação (Pereira-Silva *et al.* 5695). **A.** Mudanças com cerca de dois anos e meio depois de aclimata, evidenciando a reprodução vegetativa; **B.** Mudanças com 2 anos; **C.** Mudanças com 1 ano e meio **D.** Comparação das mudanças regeneradas *in vitro*. Da direita para a esquerda: seis meses, um ano, ca. 1 ano e 6 meses e ca. de 2 anos e 6 meses.

Na primeira e segunda etapa do processo de aclimação a porcentagem de sobrevivência foi de 100%. Já na terceira e quarta a taxa de mortalidade foi 2,87%, mostrando ser, essas duas etapas, fases críticas para a sobrevivência das plântulas micropropagadas em todo o processo de aclimação.

Ao final do processo de aclimação a taxa média de sobrevivência das plântulas foi superior a 90% (97%). A Figura 26 apresenta mudas aclimatadas de *H. puniceum* com idade variando de seis meses a dois anos e seis meses.

Resultados semelhantes foram obtidos por Ribas (1991), trabalhando com a cultivar de macieira Gala, por Pereira & Fortes (2001), trabalhando com macieira porta-enxertos 'M.111' e 'Marubakaido' e por Colombo *et al.* (2005) para um híbrido de *Cattleya*. Não há referência de trabalhos que tratem da aclimação na produção de mudas pelo cultivo *in vitro* de espécies pertencentes a Amaryllidaceae.

De acordo com Maciel *et al.* (2000), na fase de aclimação, é imprescindível a manutenção da umidade e temperaturas amenas, mas outros fatores também têm que ser controlados como luminosidade, substratos e nutrientes. A utilização de cobertura plástica nas primeiras semanas do processo de aclimação foi essencial para a manutenção dessas características imprescindíveis de sobrevivência, uma vez que em tubo de ensaio as plântulas se encontram em ambiente com temperatura e umidade ideais.

A utilização de solução nutritiva na irrigação das plântulas, após a transferência para a vermiculita, foi de grande importância para a manutenção da cultura, em virtude do tempo de permanência e da escassez de nutrientes desse substrato. Moraes *et al.* (2002) testou substratos para aclimação de plântulas de *Dendrobium nobile* Lindl. (Orchidaceae) propagadas *in vitro*, e concluiu que a vermiculita foi um dos substratos menos propícios para a aclimação de plântulas de *D. nobile*.

As plantas aclimatadas ainda não floresceram, assim como os bulbilhos produzidos por reprodução assexuada natural, proveniente de indivíduos trazidos do campo, provavelmente com a mesma idade. Em função disso, ainda não foi possível avaliar se os bulbos produzidos a partir de indivíduos de campo florescem antes ou depois dos regenerados *in vitro* e aclimatados.

Em relação à largura dos bulbos em condições naturais e dos bulbos regenerados *in vitro*, foram observadas diferenças significativas ($F=5992,4$; $p<0,05$). O teste de Tukey também mostrou diferenças ($p<0,05$) entre a largura com os diferentes tempos dos bulbos

regenerados *in vitro*. Os resultados indicaram uma tendência de aproximação das medidas dos bulbos em condições naturais (Tabela 3).

Da mesma forma, as medidas de comprimento dos bulbos em condições naturais e dos bulbos regenerados *in vitro*, também apresentaram diferenças significativas ($F=7171,98$; $p<0,05$). O teste de Tukey também mostrou diferenças ($p<0,05$) entre as medidas de comprimento com os diferentes tempos dos bulbos regenerados *in vitro*. Como para os valores de largura, os resultados indicaram uma tendência de aproximação das medidas dos bulbos em condições naturais.

Então, comparando o tamanho médio dos bulbilhos micropropagados com idade variando entre 2 anos e 6 meses e 1 ano e 6 meses, com bulbos adultos (aqueles que floresceram este ano) pertencentes à Coleção de Plantas Ornamentais da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, foi possível perceber que os bulbilhos aclimatados eram menores que os bulbos considerados adultos da Coleção (Tabela 3). O fato desses bulbilhos serem menores que os adultos pode ser um dos fatores para o não florescimento.

De qualquer modo, com base nos resultados deste trabalho e de outros mencionados na literatura, há necessidade de mais pesquisas nesta área. Aspectos como desinfestação, composição de balanços hormonais no meio de cultivo, condições de incubação, origem e tamanho dos explantes devem ser investigados com maior profundidade em trabalhos futuros.

Tabela 4. Comparação do tamanho médio dos bulbilhos aclimatados com idade variando entre 2 anos e seis meses e 1 ano e seis meses com bulbos adultos da Coleção de Plantas Ornamentais da Embrapa/Cenargen.

Dagostino Pearson	Comprimento				Largura			
	Controle	2 anos e seis meses	2 anos	1 ano e seis meses	Controle	2 anos e seis meses	2 anos	1 ano e seis meses
Tratamentos								
Tamanho da amostra	29	29	29	29	29	29	29	29
p	0,5697	0,4367	0,3131	0,2882	0,6803	0,1915	0,5312	0,7221
ANOVA Tukey								
Média	11,8172	8,8138	5,5034	2,9621	9,7828	6,031	3,0414	1,9517
Fontes de variação	GL	SQ		QM	GL	SQ		QM
Erro	112	6,754		0,06	112	6,746		0,06
F		7171,9819				5922,4227		
p		< 0.0001				< 0.0001		

V. CONCLUSÕES E RECOMENDAÇÕES

A utilização de escamas dupla unidas pela placa basal, retiradas de bulbos adultos, como explante foi capaz de produzir bulbilhos em meio sólido e formar novas plantas.

O regulador de crescimento BAP, utilizado na concentração de $0,5\text{mg.L}^{-1}$, foi muito eficiente na produção de bulbilhos, sendo que a média de bulbilhos regenerados *in vitro* foi cerca de duas vezes maior que aquela citada por outros autores, em estudos conduzidos com outras espécies de Amaryllidaceae.

A oxidação dos explantes, aparentemente, não interferiu significativamente no desenvolvimento dos bulbilhos e formação das plantas.

O processo de aclimação utilizado foi muito eficiente, sendo que uma média de 90% das plântulas regeneradas *in vitro* foram aclimatadas com sucesso.

O protocolo de regeneração desenvolvido para *H. puniceum* é mais simples e há maior formação de bulbilhos do que o desenvolvido por outros autores para espécies do gênero *Hippeastrum* e outras espécies de Amaryllidaceae.

Os bulbilhos regenerados *in vitro* não floresceram, provavelmente por ainda não haviam florescido, talvez por ainda não terem atingido a fase adulta.

Os resultados obtidos até agora foram positivos, mas com oportunidades para melhoria. Novos trabalhos deveriam ser realizados visando o aumento na taxa de regeneração e a redução no tempo de indução de novas brotações, enraizamento, e aclimação, floração para que este protocolo se torne mais eficiente e viável para produção de mudas em escala comercial.

Estudos de pré-melhoramento, visando à seleção de indivíduos, são indicados para *H. puniceum*, onde aspectos como floração em menor tempo, maior número de flores, escapos mais condensados e flores maiores, maior tempo em floração, devem ser avaliados e utilizados como parâmetros.

VI. BIBLIOGRAFIA

ALKEMA, H. Y. Vegetative propagation of daffodils by double-scaling. **Acta Hort.**, v.47, p.193-199, 1975.

ALMEIDA, S. P.; PROENÇA, C. E. B.; SANO, S. M.; RIBEIRO, J. F. **Cerrado. Espécies Vegetais Úteis**. Brasília: EMBRAPA, 1998, 464 p.

AMARAL, A. C.; SANTOS, I. R. I.; CAVALCANTI, T. B. Micropropagação de *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze. 55º Congresso Nacional de Botânica. Viçosa, Minas Gerais, 2004. p.

ARDITTI, J. & ERNST, R. **Micropropagation of orchids**. New York: John Wiley & Sons, 1992, 682 p.

AYRES, M.; AYRES JR., M.; AYRES, D. L.; SANTOS, A. A. S. **BioEstat. versão 4.0**. Belém: Sociedade Civil Mamirauá, MCT - CNPq, 2004

BAPAT, V. A. & NARAYANASWAMY, S. Growth and organogenesis in explanted tissues of *Amaryllis* in culture. **Bulletin of the Torrey Botanical Club**, v.103, n.2, 1976.

BOSE, T. K. & JANA, B. K. Regeneration of plantlets in *Hippeastrum in vitro*. **Indian Journal of Horticulture**, v.34, n.4, 1977.

BROERTJES, C. & ALKEMA, H. Y. Mutation breeding in flower bulbs. **Acta Hort.**, v.23, p.407-412, 1971.

CARVALHO, V. S. **Morfogênese *in vitro* em orquídeas do grupo *Cattleya***. 2002. 164 f. (Tese de Mestrado). Fitotecnia, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, Minas Gerais.

CASTRO, C. E. F. & MATTHES, L. A. F. Propagação vegetativa *in vitro* de *Hippeastrum* ssp.: Fontes de explantes e esterilizações eficientes. 6º Congresso Brasileiro de Floricultura e Plantas Ornamentais. Campinas: SBFPO, 1987. p.

COLOMBO, L. A.; FARIA, R. T.; ASSIS, A. M.; FONSECA, C. B. Aclimatização de um híbrido de *Cattleya* em substratos de origem vegetal sob dois sistemas de irrigação. **Acta Scientiarum Agronomy**, v.27, n.1, p.145-150, 2005.

DEBERGH, P. C. & MAENE, L. J. A scheme for commercial propagation of ornamental plants by tissue culture. **Science Horticulture**, v.14, p.335-345,, 1981.

DUNSTAN, D. I. & TURNER, K. E. The Acclimatization of Micropropagated Plants. In: (Ed.). **Cell Culture and Somatic Cell Genetic of Plants**: Academic Press, v.1, 1984. p.

GRATTAPAGLIA, D. & MACHADO, M. A. Micropropagação. In: TORRES, A. C. C. L. S. (Ed.). **Técnicas e Aplicações da Cultura de Tecidos de Plantas**. Brasília: ABCTP/Embrapa - CNPH, 1990. p. 433.

HANKS, G. R. & REES, A. R. Twin-scale propagation of *Narcissus*: a review. **Scientia Hortic**, v.10, p.1-14, 1979.

HOAGLAND, D. R. & ARNON, D. I. **The water-cultured method for growing plants without soil**. California: California Agricultural Experiment Station, 1950, 32 p.

HUANG, C. W.; OKUDO, H.; UEMOTO, S. Comparison of Bublelet Formation from Twin Scales and Single Scales in *Hippeastrum hybridum* Cultured *In Vitro*. **Science Horticulture**, v.42, p.151-160, 1990.

HUGHES, K. W. Ornamental species. In: COGER, B. V. (Ed.). **Cloning agricultural plants via in vitro techniques**. Florida: Boca Raton, 1981. p. 5-50.

HUSSEY, G. Totipotency in tissue explants and callus of some members of Liliaceae, Iridaceae, and Amaryllidaceae. **J. Exp. Bot.**, v.26, p.253-262, 1975.

ICHIHASHI, S. & KAKO, S. Studies on clonal propagation of *Cattleya* through tissue culture method: browning of cattleya. **J. Jap. Soc. Hort. Sci**, v.46, p.325, 1977.

KAKO, S. Clonal propagation of *Cattleya* through shoot meristem culture. **Japan Agric. Res. Quart**, v.7, p.109-115, 1973.

LANGHANS, R. W.; HORST, R. K.; EARLE, E. D. Disease-free plants via tissue culture propagation. **Hort Science**, v.12, n.3, p.25, 1977.

LEYTON, C. P. B. **Estudios en micropropagacion de *Rhodophiala phycelloides* (Herb.) Hunz.** 2004. 74 f. (Tese (Magíster)). Departamento de Ciencias Vegetales, Pontificia Universidad Catolica de Chile, Santiago, Chile.

LINDEMANN, E. G. P.; GUNCKEL, J. E.; DAVISON, O. W. Meristem culture of *Cattleya*. **Amer, Orchid. Soc. Bull**, v.39, p.100-127, 1970.

LORENZI, H. & SOUZA, H. M. **Plantas ornamentais no Brasil: arbustivas, herbáceas e trepadeiras.** Nova Odessa, São Paulo: Insituto Plantarum, 1999

MACIEL, A. L. R.; SILVA, A. B.; PASQUAL, M. Aclimação de plantas de violeta africana (*Saintpaulia ionantha* Wendl.) obtidas "in vitro": efeitos do substrato. **Ciência e agrotecnologia**, v.24, n.1, p.9-12, 2000.

MII, M.; MORI, T.; IWASE, N. Organ formation from the excised bulb scales of *Hippeastrum hybridum in vitro*. **Journal of Horticultural Science**, v.49, n.3, p.241-244, 1974.

MORAES, L. M.; CAVALCANTE, L. C. D.; FARIA, R. T. Substratos para aclimatização de plântulas de *Dendrobium nobile* Lindl. (Orchidaceae) propagadas in vitro. **Acta Scientiarum Agronomy**, v.24, n.5, p.1397-1400, 2002.

MOREL, G. Producing virus-free cymbidium. **American Orchid Society Bulletin**, v.29, p.495-497, 1960.

MURASHIGE, T. & SKOOG, F. A. A revised médium for rapid growth and bioassays com tabacco tissue cultures. **Physiology Plantarum**, v.15, p.473-497, 1962.

NAVES, V. C.; PAIVA, P. D. O.; PAIVA, R. P., M. & PAIVA, L. V. Avaliação de diferentes concentrações dos meios de cultura MS e Knudson para propagação *in vitro* da bromélia-imperial. **Rev. Bras. Hort. Orn.**, v.9, n.2, p.161-166, 2003.

NIEDZ, R. P. & BAUSHER, M. G. Control of *in vitro* contamination of explants from greenhouse and field-grown trees. **In Vitro Cell. Dev. Biol**, v.38, p.468-471, 2002.

PASQUAL, M.; HOFFMANN, A.; RAMOS, J. D. **Cultura de tecidos vegetais: tecnologia e aplicação.** Lavras: UFLA, 1997, 159 p.

PEREIRA, B. A. S. Flora Nativa. In: S., D. B. F. D. (Ed.). **Alternativas de Desenvolvimento dos Cerrados: Manejo e Conservação dos Recursos Naturais Renováveis**. Brasília: Funatura, 1996. p. 53-56.

PEREIRA, J. E. S. & FORTES, G. R. L. Multiplicação e a climatização da macieira influenciada pelo tipo de explante e pelo tempo de permanência em meio de cultura de enraizamento. **Rev. Bras. Frutic**, v.23, n.2, p.417-420, 2001.

PIERIK, R. L. M. **Cultivo *in vitro* de las plantas superiores**. Madrid: Ediciones Mundi-Prensa, 1990, 326 p.

REINERT, R. A. & MOHR, H. C. Propagation of *Cattleya* by tissue culture of lateral bud meristems. **Proc. Amer. Soc. Hort. Sci**, v.91, p.664-671, 1967.

RIBAS, L. L. F. **Micropropagação e estudo da parada de crescimento durante a aclimatização de mudas de macieira (*Malus domestica* Borkh.) cv. Gala, clone FZ. 1991. 142 f. (Dissertação (Mestrado)). Universidade Federal do Paraná, Curitiba.**

SCULLY, R. M. Aspects fo meristem culture in the *Cattleya* alliance. **Amer. Orchid Soc. Bull**, v.36, p.103-108, 1967.

SEABROOK, J. A. & CUMMING, B. G. The *in vitro* propagation of Amaryllis (*Hippeastrum* spp. Hybrids). **In Vitro Cell. Dev. Biol**, v.13, n.12, p.831-836, 1977.

SILVA, A. P.; SILVA, S. R.; MUNHOZ, C. B. R.; MEDEIROS, M. B. Levantamento etnobotânico na Chapada dos Veadeiros, Goiás: plantas ornamentais e medicinais de cerrado do estrato herbáceo-arbustivo. **Universitas Biociências**, v.2,, n.1, p.23-38, 2001.

STANCATO, G. C. & MAZZAFERA, P. Effects of light on the propagation and growth of bulbs of *Hippeastrum hybridum* Cv. Apple Blossom (Amaryllidaceae). **Sci. Agri**, v.52, n.2, p.331-334, 1995.

TAKAYAMA, S. & AKITA., M. Bioreactor techniques for large-scale culture of plant propagules. **Adv. Hort Sci**, v.12, p.93-100, 1998.

TAVARES, A. R.; BETANZOS, R. A.; FRANCISCO, F. A.; PEREIRA, I. T. M.; SILVEIRA, R. B. A.; AGUIAR, F. F. A. Micropropagação de *Griffinia hyacinthina* (Ker-Gaw.) Ker-Gaw.,

Amaryllidaceae nativa da Mata Atlântica. **Rev. Bras. Hort. Ornam.**, v. 5, n.1, p.87-92, 1999.

TOMBOLATO, A. C.; AZEVEDO, C.; NAGAI, V. Effects of auxin treatments on *in vivo* propagation of *Hippeastrum hybridum* Hort. by twin scaling. **HortScience**, v.29, n.5, p.922, 1994.

TOMBOLATO, A. C.; CASTRO, S. G. F.; COUTINHO, L. N.; LOURENÇÃO, A. L. *Amarílis, Hippeastrum X hybridum* Hort. In: TOMBOLATO, A. F. C. C., A.M.M (Ed.). **Cultivo comercial de plantas ornamentais**. Campinas: Instituto Agronômico, 2004. p. 211.

UESATO, K. S. Studies on the formation and development of protocorm in growth cycle of orchids. **Bull. Coll. Agric**, v.25, p.1-76, 1978.

UTINO, S.; CARNEIRO, I. F.; CHAVES, L. J. Crescimento e oxidação de explantes de bananeira prata (*Musa Aab*) *in vitro*. Concentrações de Sais, ácidos ascórbicos e freqüência de subcultivos. **Rev. Bras. Frutic**, v.23, n.2, p.409-412, 2001.

VENTURA, G. M. **Propagação *in vitro* de orquídeas do grupo *Cattleya***. 2002. 147 f. (Tese de Mestrado). Pós-graduação em Fitotecnia, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.

VUYLSTEKE, D. **Shoot-tip culture for the propagation, conservation, and exchange of *Musa* germplasm**. Rome: IBPGR, 1989, 56 p.

WHITE, P. R. **A handbook of plant tissue culture**: Lancaster: Jacques Cattel,, 1943, 277 p.

YANAGAWA, T. & SAKANISHI, Y. Regeneration of bulblet on *Hippeastrum* bulb segments excised from various parts of a parent bulb. **Journal of the Japanese Society for Horticultural Science**, v.46, n.2, p.250-260, 1977.

CAPÍTULO 3

**“INFLUÊNCIA DO TEMPO DE ARMAZENAMENTO DOS BULBOS NO
DESENVOLVIMENTO E FLORESCIMENTO DE *HIPPEASTRUM PUNICEUM*
(LAM.) KUNTZE (AMARYLLIDACEAE)”.**

ABSTRACT

Although the richness of the Brazilian flora is recognized, the Brazilian genetic resources are not valued in national level. The number of commercialized native plants is little representative in front of the existing diversity. Besides the importance of the exploration of native species for the national economy, the use of native species as ornamentals is of great importance to the conservationist point of view. In Brazil the bulbs are in the second place in the ranking of exportations. *Hippeastrum*, genus an ornamental bulbous plant, possess high ornamental value. The bulbs destined to the commercialization must be properly prepared. The applied technique that guarantees the flowering process is called of "force". This technique consists forcing the bulbs to begin the flowering process through alterations in the temperature and the time of storage. The objective of this study was to verify the influence of the time of bulbs storage of *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze, in the plant development. The bulbs from the collection of ornamental plants of the Embrapa Genetic Resources and Biotechnology has been fast dried in first the 24 hours under 3-5°C above the ambient temperature. After that, the bulbs remained for 14 days in 25°C. In the last stage of the experiment, the bulbs have been stored at 9°C for 8 and 10 weeks. The storage period affected significantly the evaluated characteristics. As longer the storage period is faster buds emergence and the flowering. Significant differences in number of leaves, leaf and peduncles length and number and diameter of flowers have not been observed.

Key word: species ornamentals, bulbs, *Hippeastrum*, forcing the bulbs to begin the flowering, storage.

RESUMO

Embora a riqueza da flora nacional seja reconhecida, os recursos genéticos brasileiros não são valorizados em nível nacional. O número de plantas nativas comercializadas é pouco representativo diante da diversidade existente. Além da importância da exploração de espécies nativas para a economia, a utilização de espécies nativas na ornamentação é de grande importância do ponto de vista conservacionista. No Brasil os bulbos estão em segundo lugar na pauta de exportações de plantas ornamentais. *Hippeastrum*, gênero com espécies bulbosas, possui elementos com grande valor ornamental pela beleza de suas flores. Os bulbos destinados à comercialização devem ser preparados de maneira que propicie o melhor florescimento depois de plantados. A técnica aplicada que garante o florescimento é denominada de forçamento, que consiste em bulbos forçados ao florescimento através de alterações na temperatura e no tempo de armazenamento. O objetivo deste estudo foi avaliar a influência do tempo de armazenamento de bulbos de *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze, uma espécie nativa, sobre o desenvolvimento da planta. Os bulbos pertencentes à coleção de plantas ornamentais da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia foram desenterrados em junho de 2006 e submetidos à secagem rápida nas primeiras 24 horas, com temperatura de 3 a 5°C acima da temperatura ambiente. Em seguida, permaneceram na fase de pós-secagem por 14 dias, à temperatura de 25°C. Na última etapa do experimento, os bulbos foram armazenados a 9°C por dois períodos diferentes, 8 e 10 semanas. O tempo de armazenamento interferiu de forma significativa nas características avaliadas, observando-se que quanto maior o tempo de armazenagem mais rápida foi a brotação, a floração e conseqüentemente, a antese. Não foram observadas diferenças significativas quanto ao comprimento e número de folhas, comprimento do escapo e número e diâmetro de flores.

Palavras-chave: Plantas ornamentais, bulbos, *Hippeastrum*, forçamento, armazenamento, floração.

I. INTRODUÇÃO

Entre as plantas nativas brasileiras que possuem valor ornamental reconhecido e são amplamente comercializadas no mercado internacional de plantas ornamentais, destacam-se as orquídeas, bromélias, cactos e plantas do cerrado (Ibama 2006).

Embora a riqueza da flora nacional seja reconhecida, os recursos genéticos brasileiros não são valorizados em nível nacional. O número de plantas nativas comercializadas é pouco representativo diante da diversidade existente (Chamas & Mathes 2000). Segundo Mello Filho (1995) existem entre 5.000 e 6.000 espécies arbóreas nativas que poderiam ser utilizadas na ornamentação de parques e na arborização urbana. Porém, observa-se no paisagismo brasileiro a utilização exaustiva de um grande número de plantas exóticas, muitas delas inadequadas às condições do nosso meio.

O Brasil ainda é pequeno no bilionário mercado de flores e plantas ornamentais, mas nos últimos anos chegou a crescer 30%. O comércio internacional de flores e plantas ornamentais movimenta US\$ 9 bilhões por ano, onde se vê, portanto, que a fatia do Brasil é bem pequena, algo próximo de 0,3% do total (Grossman 2007).

O potencial da floricultura no Brasil é enorme e ainda pouco explorado. O país tem, por exemplo, potencial de mercado para plantas como helicônias, bromélias e antúrios, que tem o chamariz de produto tropical (Matsunaga 1995). Lamentavelmente, nota-se o emprego muito reduzido de espécies nativas, seja por desinformação, falta de pesquisa e/ou divulgação (Lorenzi & Souza 1995). O cultivo de espécies nativas pode representar um considerável aumento da participação brasileira no comércio mundial de plantas ornamentais (Secex 2002).

Além da importância da exploração de espécies nativas para a economia, a utilização de espécies nativas na ornamentação é de grande importância do ponto de vista conservacionista. O estímulo ao uso de elementos da flora nativa em projetos paisagísticos é uma oportunidade para a conscientização no país da necessidade de conservá-los, uma vez que muitas delas estão sob risco de desaparecimento, permitindo sua exploração, mas de forma racional e sustentável, auxiliando na preservação (Flores 2003).

A floricultura, negócio de alta rentabilidade, encontra no Distrito Federal condições favoráveis, mas a produção é pequena, desarticulada e responde por apenas uma fração da demanda local (Grossman 2007).

No Brasil os bulbos estão em segundo lugar na pauta de exportações de plantas ornamentais (Secex 2002). Segundo De Hertogh *et al.* (1992) apesar de existir um grande número de espécies bulbosas que poderiam ser usadas como ornamentais, 90% da produção mundial restringe-se a seis gêneros: *Gladiolus*, *Hyacinthus*, *Iris*, *Lilium*, *Narcissus* e *Tulipa*.

Hippeastrum, gênero que apresenta também espécies bulbosas, engloba plantas que impressionam pelas formas exóticas e pela variedade de cores de suas flores. As espécies desse gênero possuem grande valor ornamental como flores de corte para arranjos e para cultivo em vasos, e, atualmente, têm sido muito utilizadas por profissionais da área de jardinagem e paisagismo, sendo por eles considerado um dos principais gêneros do paisagismo contemporâneo (Lorenzi & Souza 1999).

No Brasil, *Hippeastrum x hybridum* é o híbrido mais conhecido comercialmente, sendo que seu cultivo está mais voltado para a produção de bulbos, visando principalmente à exportação (75% da produção) para países como o Holanda, México, Chile e Argentina (Schoenmaker & Graziano 1995).

Para uma cultura de sucesso, deve-se garantir ao comprador que o bulbo adquirido seja capaz de gerar uma planta de boa aceitação comercial, ou seja, um bulbo do qual surjam, pelo menos dois escapos florais que se desenvolvam simultaneamente com as folhas.

Os bulbos destinados à comercialização devem ser preparados de maneira que propicie o melhor florescimento depois de plantados. A técnica aplicada que garante o florescimento é denominada de forçamento, que consiste em bulbos forçados ao florescimento através de alterações na temperatura e no tempo de armazenamento (Tombolato *et al.* 2004).

Poucos trabalhos tratam de forma detalhada do emprego dessa técnica para espécies do gênero *Hippeastrum*, sendo que a maioria, senão todos, foram realizados com híbridos, como é o caso para *Hippeastrum x hybridum*, realizados por De Hertogh (1985), Schoenmaker & Graziano (1995) e Tombolato *et al.* (2004).

Por exemplo, para espécies nativas do gênero *Hippeastrum* não existem relatos da aplicação de técnica de forçamento visando o florescimento. Este seria o primeiro trabalho realizado para espécies nativas.

De Hertogh (1985) recomenda a secagem a 23 e 25°C, com alta ventilação, por duas semanas e subsequente armazenamento a 13°C e 80% de umidade relativa sem ventilação,

por pelo menos 8 a 10 semanas. Diferente de Schoenmaker & Graziano (1995) que recomenda a secagem sob ventilação forçada nas primeiras 24 horas, com ar aquecido de 3 a 5°C acima da temperatura ambiente, seguida de câmara pós-secagem por 14 dias a temperatura ambiente e 70% de umidade relativa e armazenamento a 5 a 9°C com umidade relativa em torno de 85-90%.

II. OBJETIVOS

Avaliar a influência do tempo de armazenamento no desenvolvimento e florescimento de *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze.

Verificar a viabilidade do armazenamento de bulbos de *H. puniceum* visando a comercialização.

III. MATERIAIS E MÉTODOS

O experimento para testar o efeito da armazenagem de bulbos de espécies nativas teve início em 2005 e concluída em 2006 foi conduzido no prédio da Botânica e Ecologia, da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Distrito Federal.

III.1. ORIGEM DO MATERIAL

Os bulbos utilizados para o experimento foram obtidos da coleção de plantas ornamentais nativas da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, cultivadas em casa de vegetação.

Foram utilizados bulbos de *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze, com circunferência variando de 31,4 a 34,5 cm, provenientes do município de Cavalcanti, Goiás, realizada em outubro de 2001.

III.2. DESINFESTAÇÃO DO MATERIAL

Como os bulbos utilizados no experimento são provenientes de expedições de campo, uma leve assepsia foi realizada antes de iniciar-se o processo de secagem, em virtude do elevado número de microorganismos existentes no material de campo.

Após serem retirados dos vasos, os bulbos passaram por um processo de assepsia que teve início pela lavagem superficial, poda das raízes e da parte aérea, ainda na casa de vegetação. Já em laboratório, os bulbos foram lavados com detergente comercial e enxaguados em água corrente para a retirada do detergente. Posteriormente, sob condições assépticas os bulbos foram tratados com solução de hipoclorito de sódio 1% (água sanitária comercial, contendo 2,5% de cloro ativo), seguido de enxagues sucessivos com água destilada.

III.3. ARMAZENAGEM

O experimento para testar o efeito da armazenagem no desenvolvimento de bulbos de *H. puniceum* foi realizado em 3 etapas, conforme recomendado por Schoenmaker & Graziano (1995) e De Hartogh (1985):

- Secagem com ar aquecido de 3 a 5°C a mais que à temperatura ambiente;
- Pós-secagem à temperatura ambiente;

- Armazenagem à temperatura de 9°C.

Terminado o processo de assepsia iniciou-se a etapa de secagem. Os bulbos colhidos em junho de 2006 e devidamente assépticos foram levados para estufa com temperatura regulada para 30°C, onde permaneceram por 24 horas.

Após as 24 horas de secagem, os bulbos foram transferidos para a etapa de pós-secagem, onde foram retirados da estufa e mantidos à temperatura ambiente, em local fechado, o qual permaneceram por 14 dias.

A etapa final teve início em 28 de junho de 2006. Acondicionados em sacos de papel de 18,5x11cm, devidamente vedados, os bulbos foram armazenadas em câmara fria a temperatura de 9°C.

O primeiro lote do experimento foi retirado em 23 de agosto de 2006, após 8 semanas de armazenagem. O segundo lote foi retirado em 6 de setembro de 2006 ao final de 10 semanas de armazenagem.

III.4. PLANTIO

O plantio foi realizado em vasos plásticos com 30x30cm, utilizando como substrato solo, areia e matéria orgânica (1:1:1). Não foi adotada nenhuma prática de adubação suplementar durante o tempo do experimento. As irrigações foram realizadas pelo sistema de irrigação existente na casa de vegetação e as mondas, quando necessárias.

As avaliações foram semanais, sendo levantados os seguintes dados: dias para o aparecimento das hastes florais, dias para a antese, número e comprimento médios de folhas, comprimento médio da primeira haste florais, número e diâmetro médio das flores.

III.5. ANÁLISE ESTATÍSTICA

O teste de Shapiro-Wilk ($p < 0,05$) foi utilizado para verificar a normalidade dos dados dos bulbos de 8 e 10 semanas de armazenamento relativos ao número de dias para o surgimento do escapo floral, número de dias para antese, comprimento das folhas, comprimento do escapo, número de flores, diâmetro das flores e número de folhas. Para analisar a diferença entre os bulbos de 8 e 10 semanas de armazenamento quanto ao

número de flores e número de folhas foi utilizado o teste não paramétrico Mann-Whitney ($p < 0,05$). Para os demais caracteres, os quais apresentaram distribuição normal, foi utilizado o teste t ($p < 0,05$).

Os testes foram executados com o programa Bioestat 4.0 (Ayres *et al.* 2003).

IV. RESULTADOS E DISCUSSÃO

A meta da produção de bulbos é maximizá-la, desenvolvendo grande quantidade de bulbos de alta qualidade comercial em curto período e mantendo plantas em estoque. Além disso, é necessário também que as flores e o florescimento sejam uniformes. Então, bulbos destinados à comercialização devem ser preparados de maneira que propiciem melhor florescimento depois de plantados.

Sob condições climáticas ótimas muitas bulbosas não apresentam crescimento periódico, apenas quando sofrem grandes mudanças climáticas. Práticas culturais também impõem periodicidade à planta, como por exemplo, bulbos destinados à comercialização, onde tenta-se imitar as variações das condições ambientais em laboratório. Uma das técnicas usadas para isso é a denominada de forçamento. Essa técnica permite a muitos produtores programar a comercialização dos bulbos.

Essa técnica, tradicionalmente utilizada em híbridos, foi empregada em *Hippeastrum puniceum*, bulbosa nativa de ampla distribuição. A intenção era utilizar bulbos adultos, resultantes da multiplicação *in vitro*, onde seriam forçados ao florescimento através de variações no tempo de armazenamento e de temperatura. No entanto, os bulbos resultantes da multiplicação *in vitro* não atingiram a maturidade suficiente para que a técnica fosse empregada. Como solução utilizou-se bulbos da Coleção de Plantas Ornamentais da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia.

Os bulbos plantados após o período de armazenamento deram origem a plantas com aspecto normal. Dois bulbos floresceram quando estavam armazenados referentes ao tratamento de 8 semanas.

Tabela 5. Dados referentes às datas de início e fim do experimento.

13.06.2006	14.06.2006	28.06.2006	23.08.2006	06.09.2006
Seleção de 20 bulbos	Fim da 1ª etapa	Fim da 2ª etapa	Retirada 10 bulbos - 1º lote (8 semanas)	Retirada de 10 bulbos - 2º lote (10 semanas)
Início da 1ª etapa	Início da 2ª etapa	Início da 3ª etapa	Plantio	Plantio

Considerando-se a influência do tempo de armazenamento (8 e 10 semanas) no desenvolvimento e florescimento dos bulbos de *H. puniceum*, algumas tendências foram observadas para as variáveis analisadas (dias para o aparecimento das hastes florais, dias para a antese, número e comprimento médios de folhas, comprimento médio da primeira haste floral e número e diâmetro médio das flores).

Os bulbos apresentaram diferenças significativas ($t=4,85$; $p<0,05$) em relação ao número de dias necessários para o surgimento do escapo floral (Tabela 5). Bulbos armazenados por 8 semanas levaram, em média, 35 dias para o aparecimento do escapo, enquanto os bulbos armazenados por 10 semanas, 27 dias. Assim, observa-se que quanto maior o tempo de armazenamento dos bulbos mais rápida é a sua brotação. Estes dados corroboram os obtidos por Bose *et al.* (1979) que observaram emergência mais rápida de escapos florais em bulbos armazenados por 90 dias em relação aos demais.

Da mesma forma, houve diferença significativa ($t=10,08$; $p<0,05$) em relação ao número de dias para a antese. Tombolato (2004) afirma que quanto maior o tempo de armazenagem, mais rápida é a brotação, a floração e, conseqüentemente, a antese. Os resultados obtidos demonstram que os bulbos armazenados por 10 semanas levam, em média, 40 dias para a antese, ou seja, antecipando em 10 dias a abertura floral quando comparados aos bulbos armazenados por 8 semanas que levam, em média, 50 dias (Tabela 5). Portanto, uma desejada precocidade na abertura floral é alcançada à medida que o bulbo permanece por mais tempo armazenado.

Quanto ao número de folhas desenvolvidas e o comprimento foliar, não foram observadas diferenças significativas entre os dois tratamentos ($U=0,75$; $p>0,05$ e $t=1,48$; $p>0,05$, respectivamente). A média do número de folhas para o primeiro tratamento (8

semanas) foi de 3,7 sendo que para o segundo tratamento foi de 3,5 folhas. Em relação ao comprimento das folhas, a média foi de 20,45 cm para 8 semanas e 18,7 cm para 10 semanas de armazenamento (Tabela 2 e 3).

Resultados semelhantes foram obtidos por Schoenmaker & Graziano (1995) ao avaliarem o tempo de armazenamento em *Hippeastrum x hybridum* a uma temperatura de 9°C. Porém, ainda considerando este estudo, a uma temperatura de 5°C, quanto maior for o tempo de armazenamento maior será o número e o comprimento das folhas. Provavelmente, o fato da espécie em estudo ser uma nativa pode ter contribuído para que este comportamento não fosse observado.

Para o comprimento do escapo também não foram observadas diferenças estatísticas significativas ($t=1,21$; $p>0,05$). Bulbos armazenados por 8 semanas apresentaram em média, escapos com 40 cm e os armazenados por 10 semanas escapos com 38 cm (Tabela 2). Esses dados contrariam os obtidos por Schoenmaker & Graziano (1995), na qual bulbos armazenados a 9°C por um período maior de tempo desenvolvem escapos menores.

Finalmente, não foram observadas diferenças significativas em relação ao número ($U=0,17$; $p>0,05$) e diâmetro das flores ($t=0,92$; $p>0,05$). Nos dois tratamentos o número médio das flores foi superior a 3 enquanto o diâmetro médio foi de 12 cm (Tabela 2 e 3). Os resultados obtidos por Bose *et al.* (1979) mostraram que bulbos armazenados sob temperaturas superiores a 9°C produziram escapos, em média, com 4,5 flores. Segundo o mesmo autor, bulbos armazenados a 9°C apresentaram flores, em média, com 16 cm de diâmetro, resultados também observados por Schoenmaker & Graziano (1995). Estes resultados são esperados se levarmos em consideração que o material utilizado pelos autores acima citados é proveniente de plantas que já passou por um processo de melhoramento, visando justamente plantas que apresentam como característica marcante um maior diâmetro floral.

Os resultados deste trabalho e de outros mencionados na literatura indicam que há necessidade de mais pesquisas nesta área. Aspectos como desinfestação, diâmetro dos bulbos, tempo de secagem, temperatura de armazenamento, tempo de armazenamento, plantio devem ser mais bem investigados em trabalhos futuros.

Tabela 6. Análise estatística e comparação das médias dos dados de desenvolvimento avaliados, obtidos a partir de bulbos de *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze, submetidos a dois tempos de armazenamento (DHF = dias para o aparecimento das hastes florais, DA = dias para a antese, CF = comprimento médios de folhas, CHF = comprimento médio da primeira haste floral e DF = diâmetro médio das flores).

	DHF		DA		CF		CHF		DF	
Tratamentos (semanas)	8	10	8	10	8	10	8	10	8	10
Shapiro-Wilk (normal)										
p	0,0956	0,0971	0,5279	0,6684	0,3225	0,348	0,4468	0,6467	0,5226	0,4992
Teste t										
Tamanho da amostra	8 [▲]	10	8 [▲]	10	8 [▲]	10	8 [▲]	10	8 [▲]	10
Média	35,37	27,40	50,62	40,80	20,45	18,70	40,81	38,33	12,18	11,82
Desvio padrão	2,19	4,19	1,76	2,25	2,02	2,79	3,97	4,57	0,70	0,93
t	4,85		10,0863		1,485		1,2105		0,9185	
p	0,0002		< 0.0001		0,1569		0,2436		0,2436	

▲ Dois bulbos floresceram quando estavam armazenados.

Tabela 7. Análise estatística e comparação das médias dos dados de desenvolvimento avaliados, obtidos a partir de bulbos de *Hippeastrum puniceum* (Lam.) Kuntze, submetidos a dois tempos de armazenamento (NFO = número médios de folhas e NFL = número médio das flores).

	NFO		NFL	
Tratamentos (semanas)	8	10	8	10
Shapiro-Wilk (anormal)				
Média	3,7	3,5	3,5	3,4
Desvio padrão	0,483	0,527	0,9258	0,9661
p	0,0076	0,0084	0,0076	0,0076
Mann-Whitney				
Tamanho da amostra	10	10	8 [▲]	10
Z(U)	0,7559		0,1777	
p	0,4497		0,859	

[▲] Dois bulbos floresceram quando estavam armazenados.

V. CONCLUSÕES E RECOMENDAÇÕES

O tempo de armazenamento interferiu de forma significativa nas características avaliadas. Quanto maior o tempo de armazenagem mais rápida é a brotação, a floração e conseqüentemente, a antese.

Não foram observadas diferenças significativas quanto ao comprimento e número de folhas, comprimento do escapo, número e diâmetro de flores.

Dois bulbos floresceram antes do final do armazenamento para o tratamento de 8 semanas.

De maneira geral, em *H. puniceum* o início da brotação, da floração e da antese foram mais rápidas quando comparados com "*Hippeastrum x hybridum*" estudados por outros autores.

Independentemente do tempo de armazenamento, os bulbos de *H. puniceum*, quando plantados emitiram primeiro o escapo floral e posteriormente as folhas, não havendo simultaneidade entre flores e folhas.

Os resultados obtidos até agora são positivos, mas com oportunidades para melhoria. Novos trabalhos devem ser realizados visando o aumento no tempo de armazenamento, variação no tempo de secagem, variação na temperatura de armazenamento, aumento no número de escapos por bulbo e flores por escapo para que este protocolo se torne mais eficiente e viável para produção de mudas em escala comercial.

VI. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AYRES, M.; AYRES JR., M.; AYRES, D. L.; SANTOS, A. S. **Biostat 4.0. Aplicações estatísticas nas áreas das ciências biológicas e médicas**. Belém: Sociedade Civil Mamirauá/MCT-CNPq/Conservation International, 2003

BOSE, T. K.; JANA, B. K.; MUKHOPADYAY, T. P. Effect of storage of temperature and duration of storage of bulbs on growth and flowering in *Hippeastrum*. **The Punjab Horticultural Journal**, v.19, n.3-4, p.205-207, 1979.

CHAMAS, C. & MATHES, C. Método para levantamento de espécies nativas com potencial ornamental. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, v.6, n.1/2, p.53-63, 2000.

DE HERTOUGH, A. **Holland bulbs forcer's guide: *Amaryllis (Hippeastrum)* - Pottes plants**: Raleigh N. C. State University, 1985, 173-177 p.

DE HERTOUGH, A. E. A. Marketing opportunities for ornamental geophytes. **Acta Horticulturae**, v.325, p.319-324, 1992.

FLORES, P. S. **Propagação in vitro e in vivo de *Hippeastrum aulicum* (Ker-Gawler) Herb. (Amaryllidaceae)**. 2003. 137 f. (Tese de Mestrado). Pós-graduação em Recursos Genéticos Vegetais, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis.

GROSSMAN, L. O. Nem tudo são flores. CORREIO BRAZILIENSE. Brasília 2007.

IBAMA. **Conservação e Manejo Sustentável da Flora Nativa do Brasil**. <<http://www.ibama.gov.br>>. Acessado em: 01/12/2006.

LORENZI, H. & SOUZA, H. M. **Plantas ornamentais no Brasil: arbustivas, herbáceas e trepadeiras**. Nova Odessa: Ed. Plantarum, 1995, 736 p.

LORENZI, H. & SOUZA, H. M. **Plantas ornamentais no Brasil: arbustivas, herbáceas e trepadeiras**. Nova Odessa: nsituto Plantarum, 1999

MATSUNAGA, M. Potencial da floricultura brasileira. **Agroanalysis**, v.15, n.9, p.56, 1995.

MELLO FILHO, L. E. Botânica e arquitetura ou segundo a ordem alfabética arquitetura e botânica. **A Lavoura**, n.612, p.42-43, 1995.

SCHOENMAKER, N. J. & GRAZIANO, T. T. Influência da temperatura e do tempo de armazenamento dos bulbos no desenvolvimento de *Hippeastrum x hybridum* Hort. Apple Blossom. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, v.1, n.1, p.48-55, 1995.

SECEX, I. **Secretaria de Comércio Exterior. Panorama Setorial: Flores e Plantas Ornamentais**: SECEX, v.AnoV, 2002

TOMBOLATO, A. C.; CASTRO, S. G. F.; COUTINHO, L. N.; LOURENÇÃO, A. L. *Amarílis, Hippeastrum X hybridum* Hort. In: TOMBOLATO, A. F. C. (Ed.). **Cultivo comercial de plantas ornamentais**. Campinas: Instituto Agronômico de Campinas, 2004. p. 211.