Abril 2019

Herpetologia Brasileira

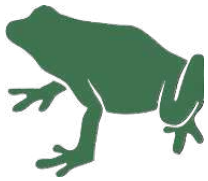


revista online
volume 8 número 1



Boana albopunctata
Castro - PR
© Haroldo Palo Jr.

Herpetologia Brasileira



Uma publicação da Sociedade Brasileira de Herpetologia

Abril de 2019

volume 8 número 1

Trachycephalus mesophaeus
Ivoti - RS
© Harolo Palo Jr.



Informações Gerais

A revista eletrônica Herpetologia Brasileira

é quadrimestral (com números em abril, agosto e dezembro) e publica textos sobre assuntos de interesse para a comunidade herpetológica brasileira.

Ela é disponibilizada em formato PDF apenas online, na página da Sociedade Brasileira de Herpetologia (www.sbherpetologia.org.br) e nas redes sociais, ou seja, não há versão impressa em gráfica. Entretanto, qualquer associado pode imprimir este arquivo.

Foto da capa:
Aparasphenodon pomba
Cataguases MG
© Pedro Peloso

Seções

Notícias da Sociedade Brasileira de Herpetologia:
Esta seção apresenta informações diversas sobre a SBH e é de responsabilidade da diretoria da Sociedade.

Notícias Herpetológicas Gerais:
Esta seção apresenta informações e avisos sobre os eventos, cursos, concursos, fontes de financiamento, bolsas, projetos, etc., de interesse para nossa comunidade. A seção também inclui informações sobre grupos de pesquisa, instituições, programas de pós-graduação, etc.

Notícias de Conservação:
Esta seção apresenta informações e avisos sobre a conservação da herpetofauna brasileira ou de fatos de interesse para nossa comunidade.

História da Herpetologia Brasileira:
Esta seção apresenta ensaios, entrevistas e curiosidades sobre a história da herpetologia Brasileira (*e.g*. congressos, histórias de campo, etc ....), buscando resgatar um pouco a história da herpetologia brasileira para os dias atuais.

Trabalhos Recentes: Esta seção apresenta resumos breves de trabalhos publicados recentemente sobre espécies brasileiras, ou sobre outros assuntos de interesse para a nossa comunidade, preferencialmente em revistas de outras áreas.

Dissertações & Teses: :
Esta seção é publicada anualmente no primeiro volume do ano (abril) e apresenta as informações sobre as dissertações e teses em qualquer aspecto da herpetologia brasileira defendidas no ano anterior. Qualquer egresso ou orientador pode entrar em contato diretamente com o editor da seção informando os seguintes dados referentes a dissertação ou tese defendida: (1) universidade e departamento/instituto; (2) graduação; (3) data da defesa/aprovação; (4) programa de pós-graduação; (5) aluno; (6) título; (7) orientador.

Seções

Métodos em Herpetologia:
Esta seção trata dos métodos clássicos e de vanguarda referentes a herpetologia. São abrangidos revisões e descrições de novos métodos empíricos relacionados aos diversos métodos de coleta e análise de dados, representando a multidisciplinaridade da herpetologia moderna.

Ensaios & Opiniões:
Esta seção apresenta ensaios históricos e biográficos, opiniões sobre assuntos de interesse geral em herpetologia.

Resenhas:
Esta seção apresenta textos que resumem e avaliam o conteúdo de livros de interesse para nossa comunidade.

Notas de História Natural & Distribuição Geográfica:
Esta seção apresenta artigos que, preferencialmente, resultam de observações de campo, de natureza fortuita, realizadas no Brasil ou sobre espécies que ocorrem no país.

Obituários:
Esta seção apresenta artigos avisando sobre o falecimento recente de um membro da comunidade herpetológica brasileira ou internacional, contendo uma descrição de sua contribuição para a herpetologia.

Listas de Espécies Brasileiras:
Periodicamente a SBH publica a lista oficial de espécies de anfíbios e répteis brasileiros.

Corpo Editorial

Editores Gerais:
Délio Baêta
(deliobaeta@gmail.com)

José P. Pombal Jr
(pombal@acd.ufrj.br)

Magno Segalla
(msegalla@gmail.com)

Notícias da SBH:
Rachel Montesinos
(kelmontesinos@gmail.com)

Gabriella Leal
(gabriellaleal7@gmail.com)

Notícias Herpetológicas Gerais:
Cinthia Aguirre Brasileiro
(cinthia_brasileiro@yahoo.com.br)

Mirco Solé
(mksole@uesc.br)

Paulo Sérgio Bernarde
(snakebernarde@hotmail.com)

Notícias de Conservação:
Luis Fernando Marin
(pulchella@gmail.com)

Débora Silvano
(deborasilvano@gmail.com)

Yeda Bataus
(yedabataus@gmail.com)
Ibere F. Machado

(iberemachado@gmail.com)
Cybele Lisboa
(cyb.lisboa@yahoo.com.br)

História da Herpetologia Brasileira
Teresa Cristina Ávila-Pires
(avilapires@museu-goeldi.br)

Délio Baêta
(deliobaeta@gmail.com)

Trabalhos Recentes:
Daniel Fernandes da Silva
(danferufrj@gmail.com)

Ariadne Fares Sabbag
(ariadne.sabbag@gmail.com)

Adriano O. Maciel
(aombiologo@yahoo.com.br)

Rafael dos Santos Henrique
(rafa.henrique.biologia@gmail.com)

Corpo Editorial

Dissertações & Teses:
Giovanna G. Montingelli
(mastigodryas@gmail.com)

Métodos em Herpetologia:
Alexandro Tozetti
(alexandro.tozetti@gmail.com)

Luis Felipe Toledo
(toledolf2@yahoo.com)

Ensaios & Opiniões:
Luciana B. Nascimento
(luna@pucminas.br)

Júlio César Moura-Leite
(jmouraleite@gmail.com)

Teresa Cristina Ávila-Pires
(avilapires@museu-goeldi.br)

Resenhas:
José P. Pombal Jr - Anfíbios
(pombal@acd.ufrj.br)

Renato Bérnils - Répteis
(renatobernils@gmail.com)

Notas de História Natural e Distribuição Geográfica:
Henrique Caldeira Costa - Répteis
(ccostah@gmail.com)

Carla Santana Cassini - Anfíbios
(carlacassini@gmail.com)

Obituários:
Francisco L. Franco
(flfranco@butantan.gov.br)

Listas de Espécies Brasileiras
Renato Bérnils - Répteis
(renatobernils@gmail.com)

Henrique Caldeira Costa - Répteis
(ccostah@gmail.com)

Magno Segalla - Anfíbios
(msegalla@gmail.com)

Paulo Christiano A. Garcia - Anfíbios
(pcagarcia@gmail.com)

Envio de Imagens:
Rodrigo Tinoco
(rodrigotinoco@herpeto.org)

Sumário

Notícias da Sociedade Brasileira de Herpetologia 13

Notícias Herpetológicas Gerais 16

Notícias de Conservação 26







Sumário

Trabalhos Recentes 31

Ensaios & Opiniões 36

Notas de História Natural 41

Lista das espécies brasileiras 65





Rhinella hoogmoedi
Morretes- PR
@ Haroldo Palo Jr.



Notícias da Sociedade Brasileira de Herpetologia

NOTA DOS EDITORES

A *Herpetologia Brasileira* (*HB*), revista eletrônica de divulgação da Sociedade Brasileira de Herpetologia, é produzida através da dedicação de membros de nossa comunidade herpetológica e busca a sincronia com as demandas da nossa comunidade herpetológica. Neste contexto a *Herpetologia Brasileira* encontra-se em um processo de mudança buscando uma revista mais dinâmica e atualizada.

A *HB* é trimestral, publicando volumes nos meses de abril, agosto e dezembro, e atualmente inclui seções não periódicas sobre: (1) *Notícias da SBH*; (2) *Notícias Herpetológicas Gerais*; (3) *Notícias de Conservação*; (4) *Dissertações & Teses*; (5) *Resenhas*; (6) *Trabalhos Recentes*; (7) *Mudanças Taxonômicas*; (8) *Métodos em Herpetologia*; (9) *Ensaios & Opiniões*; (10) *Notas de História Natural*; e (11) *Obituários*. Dentro da proposta de atualização da *HB* passaremos a publicar a partir do segundo volume deste ano uma nova seção sobre a *História da Herpetologia Brasileira*. Além disto, a *HB* passa a publicar notas de distribuição geográfica de anfíbios e répteis, reformulando a seção de *Notas de História Natural* que passa a se chamar: *Notas de História Natural e Distribuição Geográfica*.

O objetivo da seção de *História da Herpetologia Brasileira* é publicar histórias da herpetologia brasileira, fatos sobre a carreira de nossos pesquisadores, informações sobre a formação de nossas coleções herpetologia, "contos de campo", curiosidades, etc ... sobre a formação da Herpetologia Brasileira em diversos aspectos.

A seção de *Notas de História Natural e Distribuição Geográfica* (*NHN & NDG*) irá publicar além das notas de história natural, notas de distribuição geográfica. A proposta é publicar em um primeiro momento somente notas simples de distribuição geográfica das espécies dentro de uma proposta de revisão rápida e dinâmica. As *NHN & NDG* podem ser submetidas diretamente para os editores de seção Carlas S. Cassini (Anfíbios) e Henrique C. Costa (Répteis), e as normas para submissão encontram-se na contracapa de cada edição da *HB*. Em um primeiro momento a *HB* não irá publicar listas regionais de espécies, no entanto a expectativa é que futuramente as listas sejam publicadas.

A seção e *Dissertações & Teses* também irá passar por mudanças. Atualmente a publicação desta seção é dependente do envio das informações referentes as defesas por parte dos orientadores, no entanto a partir de agora qualquer egresso do mestrado ou doutorado pode enviar os dados diretamente a editora de seção, referentes a defesa de sua dissertação e tese. Esta seção passa a ser publicada **anualmente** a partir de 2020 no primeiro volume do ano, em abril, e publicará as teses e dissertações defendidas no ano anterior. As informações necessárias para publicação encontram-se na contracapa da *HB* e podem ser enviadas diretamente para a editora da seção, Giovanna G. Montingelli.

A produção das revistas da SBH só é possível graças à dedicação dos membros dos corpos editorias que dedicam seu tempo à editoração. Devido a outras exigências profissionais e pessoais, às vezes os editores são obrigados a renunciar aos cargos para poder atender a outras demandas, e permitir que outros pesquisadores passem a fazer parte dos corpos editoriais.

Agradecemos imensamente aos editores:

Bianca V. M. Berneck (Editora Geral)

Fausto E. Barbo (Notícias da SBH)

Camila Both (Métodos de Herpetologia)

Denis Andrade (Métodos de Herpetologia)

Felipe Grazziotin (Métodos de Herpetologia)

Cynthia Prado (Notas de História Natural)

Marcelo Menin (Notas de História Natural)

Marcio Borges-Martins (Notas de História Natural)

Paula Valdujo (Notas de História Natural)

Ricardo Sawaya (Notas de História Natural)

Marinus S. Hoogmoed (Obituários)

Também damos boas-vindas aos novos editores que passam a integrar a Herpetologia Brasileira:

Rodrigo Tinoco (Editor gráfico e contato para publicidade)

Gabriella Leal (Notícias da SBH)

Ibere Farina Machado (Notícias da conservação)

Cybele Lisboa (Notícias da conservação)

Daniel Fernandes da Silva (Trabalhos recentes)

Ariadne Fares Sabbag (Trabalhos recentes)

Adriano Maciel (Trabalhos recentes)

Alexandro Tozetti (Métodos em herpetologia)

Henrique Caldeira Costa - Répteis (Notas de História Natural e Distribuição Geográfica)

Carla Santana Cassini - Anfíbios (Notas de História Natural e Distribuição Geográfica)

A SBH e a *Herpetologia Brasileira* agradecem imensamente aos nossos editores que deixam o nosso corpo editorial e dá boas vindas aos novos editores.

Délio Baêta, & José P. Pombal Jr.

Editores Gerais – Herpetologia Brasileira

Notícias Herpetológicas Gerais

CONGRESSOS, REUNIÕES CIENTÍFICAS E WORKSHOPS

9º Congresso Brasileiro de Herpetologia

Data: 22 a 26 de julho de 2019.

Local: Universidade Estadual de Campinas, São Paulo.

Informações: https://9cbh.galoa.com.br/



2º Congreso Nacional de Viperidos Mexicanos y Ofidismo

Data: 20 a 24 de maio de 2019.

Local: Universidad Autónoma de Aguascalientes, Aguascalientes, Estado de Aguascalientes, Mexico.

Informações: https://www.internationalherpetologicalsymposium.com/



33ª Jornadas Argentinas de Paleontología de Vertebrados

Data: 29 a 31 de maio de 2019

Local: Museo Provincial de Ciencias Naturales “Dr. Arturo Umberto Illia” e Centro Cultural Córdoba, Córdoba, Província de Córdoba, Argentina.

Informações: 33japv.inscripcion@gmail.com



42nd International Herpetological Symposium

Data: 19 a 22 de junho de 2019.

Local: Belize City, Belize.

Informações: : https://www.internationalherpetologicalsymposium.com/

INTERNATIONAL HERPETOLOGICAL SYMPOSIUM

Biology of Pitvipers Symposium 3

Data: 11 a 14 de julho de 2019.

Local: The Geronimo Event Center, Rodeo, New Mexico, USA.

Informações: https://www.biologyofthepitvipers.com/home



Joint Meeting of Ichthyologists and Herpetologists

Data: 24 a 28 de julho de 2019.

Local: Snowbird Ski and Summer Resort, Snowbird, Utah, EUA.

Informações: https://conferences.k-state.edu/jmih/



IV Workshop de Fisiología Ecológica y del comportamiento:

respuestas de los organismos a los cambios ambientales y su rol para el manejo y la conservación

Data: 28 a 30 de agosto de 2019.

Local: CENPAT/CONICET. Puerto Madryn, Província de Chubut, Argentina.

Informações: : https://fisioclim.wordpress.com/



XX Congreso Argentino de Herpetología

Data: 15 a 18 de outubro de 2019.

Local: Complexo Universitario Islas Malvinas (CUIM) da Universidad Nacional de San Juan (www.unsj.edu.ar), Rivadavia, Provincia de San Juan, Argentina.

Data limite para envio de resumos: 15 de julho de 2019.

Primeira circular: XXCAH-Facebook, AHA-Web ou AHA-Facebook

E-mail de contato: xxcahsanjuan@gmail.com



III Congreso de Áreas Protegidas de Latinoamérica y el Caribe - III CAPLAC

Data: 14 a 17 de outubro de 2019.

Local: Centro de Convenciones, Lima, Perú.

Informações: www.areasprotegidas-latinoamerica.org/

E-mail de contato: info@areasprotegidas-latinoamerica.org



VI Congreso Nacional de Conservación de la Biodiversidad

Data: 15 a 18 de outubro de 2019.

Local: Universidad Nacional de La Rioja, La Rioja, Provincia de La Rioja, Argentina.

Data limite para envio de resumos:
4 de março a 9 de agosto de 2019.

Informações:

https://congreso-biodiversidad.com/

E-mail de contato: info.cnb6@gmail.com



1° Congreso Paraguayo de Zoología (ICPZ)

Data: 25 a 29 de novembro de 2019.

Local: Asunción, Paraguay.

Data limite para envio de resumos: 25 de agosto de 2019

Informações: https://congrezoopy.wixsite.com/congrezoopy ou Facebook - 1CPZ

E-mail: congrezoopy@gmail.com

Reunión de Comunicaciones de la Asociación Paleontológica Argentina

Data: 27 a 29 de novembro de 2019.

Local: Universidad Nacional de La Plata (Edificio Sergio Karakachoff y Museo de La Plata), La Plata, Província de Buenos Aires, Argentina.

Data limite para envio de resumos: 1 de setembro de 2019.

Informações: https://rcapa2019.fcnym.unlp.edu.ar/



9th World Congress of Herpetology

Data: 5 a 10 de janeiro de 2020.

Local: Dunedin, New Zealand.

Informações: www.wchnz.com/wch2020



Cursos

Curso de Pós Graduação

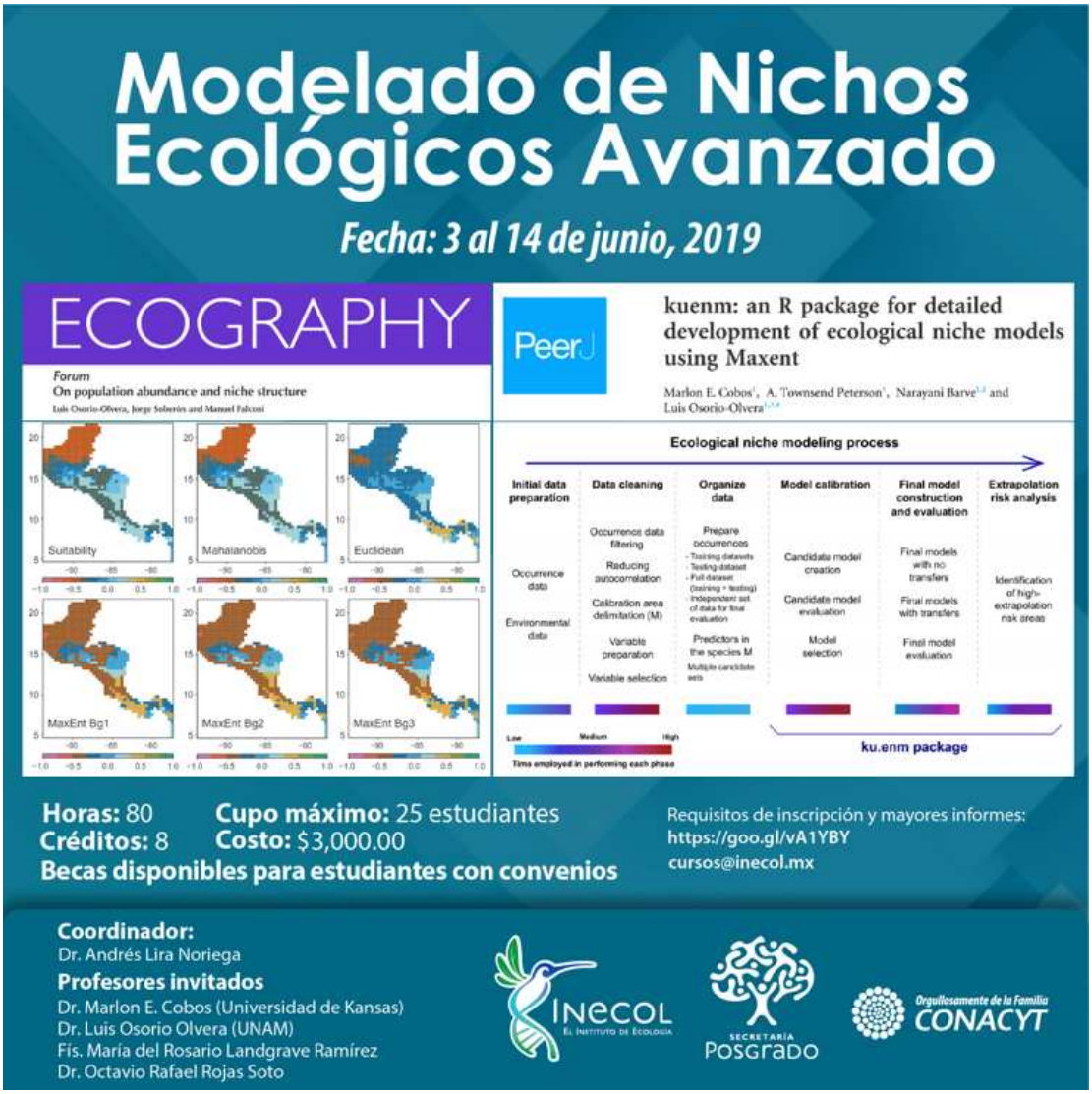
Curso de pós-graduação: Modelos de Nichos Ecológicos Avanzados.

Data: 3 a 14 de junho de 2019.

Coordenadores: Andrés Lira Noriega.

Profesores convidados: Luis Osorio Olvera; María del Rosario Landgrave Ramírez; Octavio Rafael Rojas Soto; e Marlon E. Cobos.

Sitio web: posgrado.inecol.edu.mx



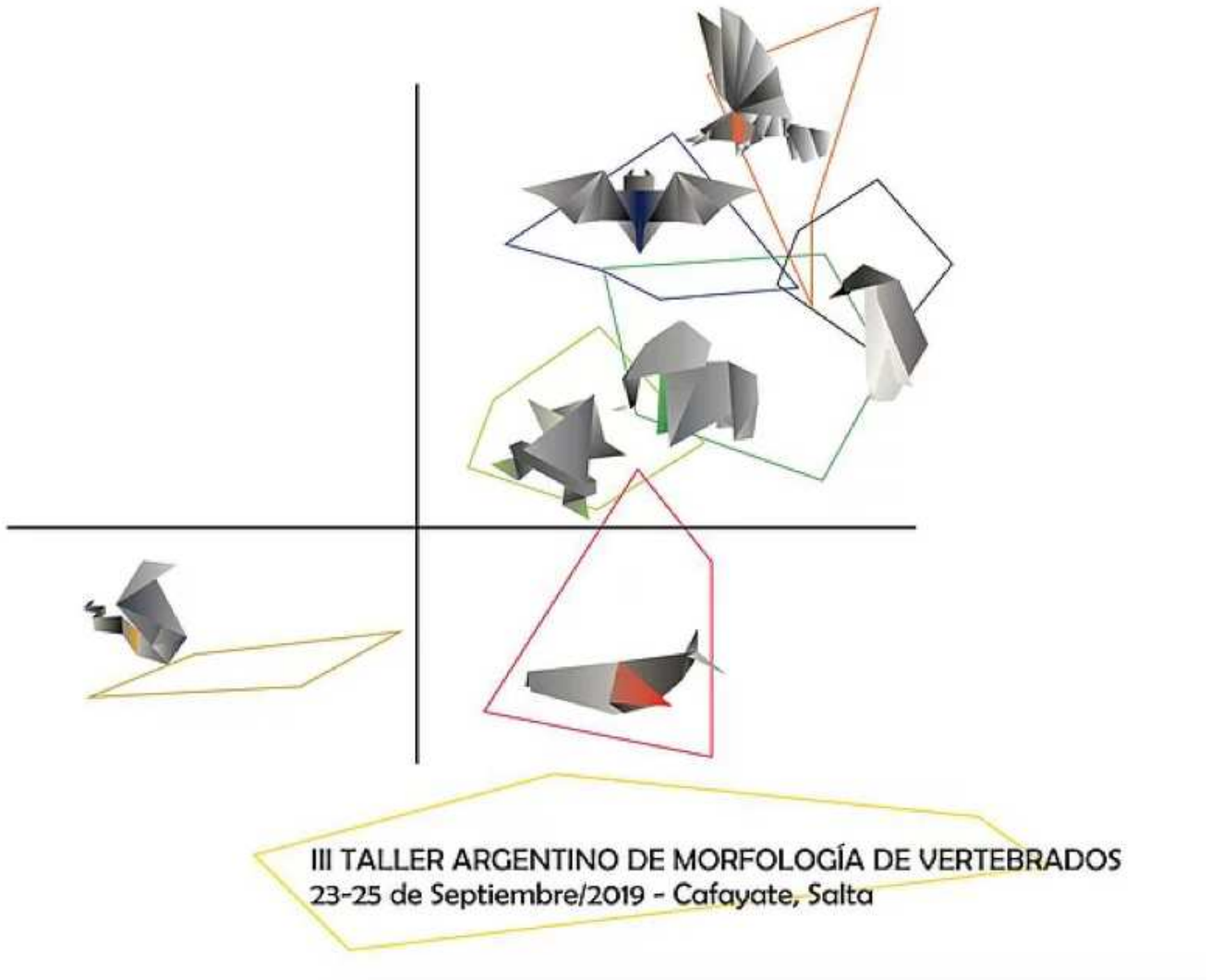
Workshops

III Taller Argentino de Morfología de Vertebrados

Data: 23 a 25 de setembro de 2019.

Local: Instituto de Bio y GeoCiencias del NOA (IBIGEO-CONICET), Cafayate, Província de Salta, Argentina.

Sitio web: https://tallermorfovertebr.wixsite.com/website



Notícias de Conservação

Fotografia da conservação na herpetologia: um ensaio sobre os anfíbios ameaçados de extinção no Brasil

Pedro L. V. Peloso[1], Ibere Machado[2], Guilherme Becker[3]

Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Pará (pedropeloso@gmail)
Instituto Boitatá de Etnobiologia e Conservação da Fauna (iberemachado@institutoboitata.org)
Department of Biological Sciences, The University of Alabama (guibecker.br@gmail.com)

A Fotografia da Conservação (Conservation Photography) é uma disciplina que envolve a produção de imagens com o objetivo de aumentar a conscientização do público sobre a importância de problemas ambientais. Além de documentar a biodiversidade e informar ao público sobre os crescentes impactos antropogênicos, a disciplina busca expor a importância da interconexão entre o bem estar humano e a saúde das espécies e do meio ambiente. É uma das finalidades da fotografia da conservação inspirar as pessoas para que elas tomem atitudes ou mudem seus comportamentos em prol de uma causa (Mittermeier, 2005; Ward, 2008). A fotografia tem sido usada como ferramenta na conservação há muitos anos; a fotografia da conservação, contudo, só passou a ser reconhecida como disciplina a partir do início do milênio (Ward, 2008).

Em sua essência, a fotografia da conservação une a fotografia da natureza, com informações científicas ligadas à ecologia e evolução na tentativa de promover a preservação das espécies. Com a popularização da fotografia digital e da internet, o conhecimento e divulgação de imagens ligadas à biodiversidade mundial aumentou consideravelmente. No entanto, ainda são poucos os projetos fotográficos focados na conservação de anfíbios brasileiros. Com isso em mente, criamos o projeto DoTS (Documenting Threatened Species, ou Documentando Espécies Ameaçadas em português).

O Brasil é o país com a maior riqueza de espécies de anfíbio no mundo, com mais de 1000 espécies (uma em cada 8 espécies de anfíbios do mundo ocorre no Brasil). Segundo a avaliação nacional mais recente, o Brasil possui pelo menos 42 espécies de anfíbio ameaçadas de extinção (ICMBio, 2014). Para muitas dessas espécies a quantidade de informações biológicas é muito pequena caracterizando grandes lacunas de conhecimento sobre as mesmas. Para a maioria dessas espécies poucas ou nenhuma imagem estão disponíveis. O DoTS busca suprir essa demanda, através de um projeto de Fotografia da Conservação, cujo principal objetivo é documentar e divulgar para o Brasil e o mundo as nossas espécies de anfíbio em perigo de extinção.
(Figuras 1–3).

O projeto DoTS vai além de documentar as espécies. O projeto visa compreender quais as ameaças imediatas às espécies ameaçadas (Figura 4). Através de uma parceria com a

Universidade do Alabama o DoTS irá realizar um estudo detalhado sobre possíveis infecções nas espécies ameaçadas de extinção por um patógeno de suma importância para a conservação dos anfíbios: o fungo quitrídio—Batrachochytrium dendrobatidis (Bd). Até o momento (Fevereiro de 2019), o DoTS documentou nove das 42 espécies de anfíbios em perigo de extinção no Brasil. Compreender o status de conservação e as principais ameaças às populações das espécies ameaçadas pode ajudar na arrecadação de fundos para o estudo e proteção das espécies, além de auxiliar a elaboração de planos de ação mais efetivos retirar essas espécies do caminho da extinção.

O projeto tem como objetivo documentar todas as espécies, e pretendemos realizar esforços concentrados para encontrar populações de espécies consideradas como possivelmente extintas. A divulgação ampla de iniciativas de conservação e de imagens impactantes das espécies ameaçadas poderá mudar a percepção da maioria das pessoas sobre os anfíbios. Quanto mais pessoas estiverem a favor da preservação desses animais, maiores serão nossas chances de prevenir a extinção das espécies atualmente ameaçadas, além de prevenir que espécies que estão fora de risco possam se tornar ameaçadas em um futuro próximo.
Para conhecer e acompanhar o projeto, visite o site www.projetodots.org/ e o instagram @projeto_dots.

Agradecimentos

O projeto Documenting Threatened Species recebeu apoio financeiro da Fresno Chaffee Wildlife Conservation Fund. A identidade visual do projeto foi criada em conjunto com o Projeto Mantis (facebook.com/projetomantis/).

Referências

ICMBio. 2016. Livro vermelho da fauna Brasileira ameaçada de extinção. Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, Brasília, 75p.

Mittermeier, C. G. 2005. Conservation Photography: art, ethics, and action. International Journal of Wilderness, 11: 8-13.

Ward. C. Conservation Photography. Dissertação de mestrado, University of Florida, Miami, 105p.



Figura 1. A Salamandra-do-Pará, *Bolitoglossa paraensis* é a única espécie de Caudata do Brasil atualmente considerada ameaçada de extinção no Brasil.



Figura 2. A belíssima perereca-de-capacete *Aparasphenodon pomba* só é conhecida de uma única localidade em Minas Gerais. A espécie é considerada como Criticamente em Perigo de extinção.



Figura 3. Um dos anfíbios ameaçados de extinção mais conhecidos do Brasil é o *Melanophryniscus admirabilis*. Este sapo só é conhecido de um trecho de 500m no rio Forqueta, Rio Grande do Sul—sua presença ali resultou no cancelamento de um projeto de construção de uma barragem no rio.

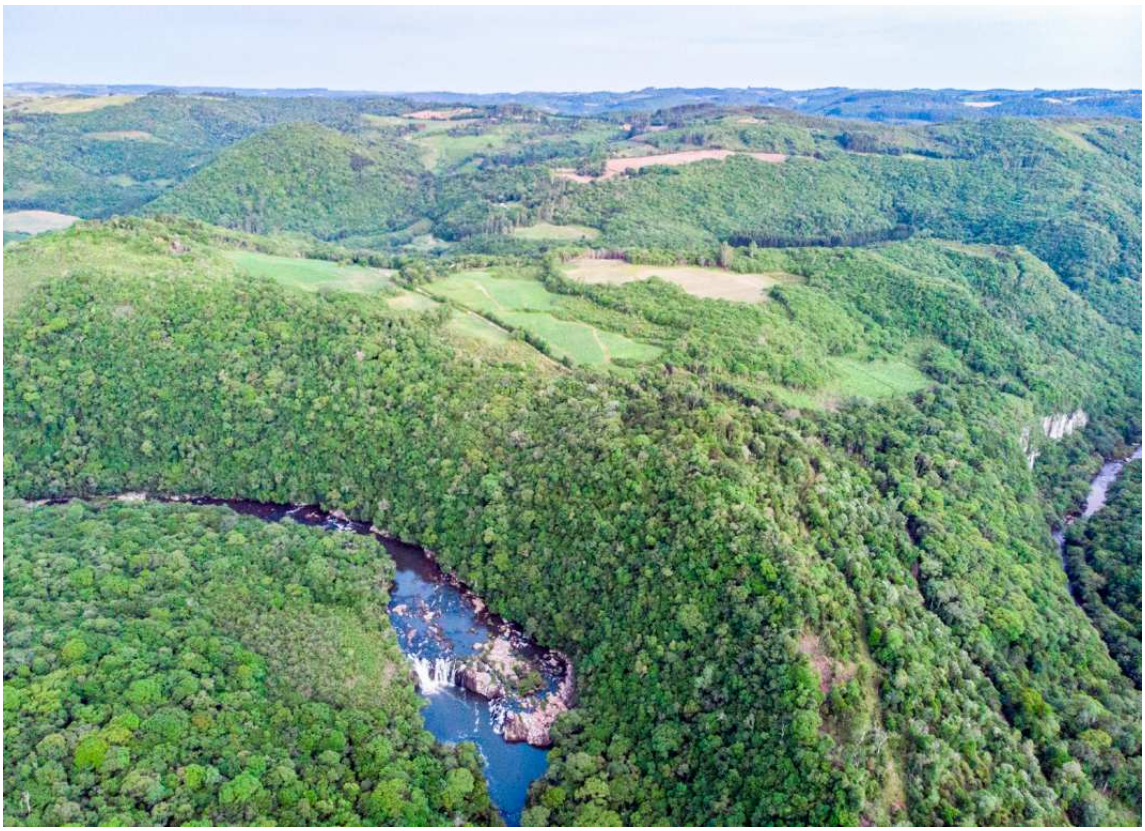


Figura 4. Região do Perau de Janeiro, em Arvorezinha, Rio Grande do Sul, mostrando um trecho do Rio Forqueta, habitat do *Melanophryniscus admirabilis*, criticamente em perigo, e evidenciando o desmatamento da região anexa ao habitat do anfíbio.

Polychrus acutirostris
São Carlos - SP
@ Haroldo Palo Jr.



Trabalhos Recentes

Alves, R.R.N., B.M.C. de Araújo, I.S. Policarpo, H.M. Pereira, A.K.M. Borges, W.L.S Vieira & A. Vasconcellos. 2019. Keeping reptiles as pets in Brazil: Ethnozoological and conservation aspects. Journal for Nature Conservation 49:9-21. doi: https://doi.org/10.1016/j.jnc.2019.02.002.

Independentemente de muitas restrições legais, a manutenção e o comércio de répteis como pets vem aumentando no Brasil ao longo dos últimos anos. Os autores apresentam uma análise do comércio e do uso de répteis como pets no Brasil e discutem suas implicações.

Dados foram obtidos através de questionários semiestruturados aplicados à 719 proprietários, que foram contatados em grupos de proprietários de répteis na rede social Facebook. Um total de 69 espécies de répteis foram reportadas como pets no Brasil, das quais 39 são serpentes, 17 são lagartos, 12 são quelônios e 1 espécie de crocodiliano. Das espécies reportadas, 46 são nativas do Brasil e 23 são exóticas, incluindo espécies ameaçadas. Os proprietários estão distribuídos em pelo menos 24 estados, com maior concentração no Sudeste do Brasil e Distrito Federal. Os proprietários geralmente adquirem os animais através de compra, embora os preços variam e são altos para algumas espécies, o que torna a propriedade de répteis mais comum entre indivíduos de alta renda. Os preços são afetados por fatores como beleza, padrão de coloração, tamanho, sexo e até raridade. A manutenção de répteis como pets gera preocupações de conservação ao passo que a prática impacta diretamente populações exploradas e é um potencial caminho de introdução de espécies invasoras, incluindo espécies exóticas que já foram registradas em habitats naturais no Brasil. Uma discussão completa, abrangendo várias partes interessadas — nomeadamente, proprietários, comerciantes e autoridades ambientais — é muito necessária para abordar estratégias de gestão e propor soluções factíveis. ONGs de conservação e de bem estar animal também devem ser envolvidas nesse processo.
Editor: R. Henrique.

Dornas, R.A.P., F. Teixeira, G. Gonsioroski & R.A.A Nóbrega. 2019. Strain by the train: Patterns of toad fatalities on a Brazilian Amazonian railroad. Science of the Total Environment 660:493-500. doi: https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.12.371.

As infraestruturas de transporte são diretamente responsáveis pela morte de bilhões de animais no mundo todo.

Embora o entendimento sobre o impacto de rodovias tenha aumentado recentemente, o impacto de ferrovias na vida silvestre tem recebido menor atenção. O conhecimento atual sobre os impactos de ferrovias se concentram principalmente em grandes mamíferos embora anfíbios podem ser afetados. O presente estudo tem como objetivo desvendar os padrões temporais e espaciais das fatalidades de sapos do gênero *Rhinella* em uma ferrovia da Amazônia brasileira, compreender como sapos são mortos e estimar a magnitude das fatalidades dos sapos. A coleta de dados foi realizada trimestralmente entre junho de 2013 a março 2017 na Estrada de Ferro Carajás, monitorando um segmento de 871 km da ferrovia inserido na Floresta Amazônica. Foram realizadas 16 amostragens em oito segmentos de aproximadamente 110 km cada na ferrovia. potenciais para as fatalidades: atropelamento, ressecamento ou sinais de barotrauma. Foi estimada uma probabilidade surpreendente alta de persistência de carcaça de 38 dias. Depois de corrigir o viés da detecção e remoção de carcaças, foi estimado que aproximadamente 10.000 sapos são mortos por ano (≈ 11 fatalidades/km/ano). Um modelo GLM mostrou que sapos foram mais propensos a serem mortos na transição entre o seco e o úmido. Foram identificadas zonas críticas de fatalidades e e essas zonas foram priorizadas de acordo com suas intensidades. Os segmentos altamente críticos abrangem >10% de todas as fatalidades embora eles cobrem apenas 1,5% da ferrovia. O estudo é o primeiro a abordar a detecção e a persistência de carcaças em ferrovias e desvendar os padrões de fatalidade de uma espécie de anfíbio em um clima tropical. Um melhor entendimento dos padrões de fatalidades de animais em ferrovias é de fundamental importância para gerenciar e mitigar esse impacto.

Editor: R. Henrique.

Loebens, L., C.D. Hendges, S,M. Almeida-Santos & S.Z. Cechin. 2019. Morphological variation and sexual dimorphism in two sympatric dipsadine snakes from Southern Brazil. Zoological Anzeiger. doi: https://doi.org/10.1016/j.jcz.2019.03.004.

Serpentes apresentam grande variação morfológica, inclusive entre sexos. A maioria dessas variações são evidenciadas apenas por medidas lineares, que são geralmente restritas a atributos de tamanho. Usando métodos morfométricos tradicionais e geométricos, os autores analisaram como os atributos de tamanho do corpo, e tamanho e forma da cabeça variam entre sexos e espécies de duas serpentes Tachymenini simpátricas, *Thamnodynastes strigatus* e *Tomodon dorsatum*. Foram mensurados o tamanho corpóreo de 87 espécimes de *T. strigatus* e 83 espécimes de *T. dorsatum*. Também forama alisadoso tamanho e a forma da cabeça de 146 espécimes de *T. strigatus* e 146 espécimes de *T. dorsatum*. Os resultados indicaram diferenças sexuais em alguns atributos de tamanho corporal e de tamanho e forma da cabeça. Fêmeas de ambas as espécies apresentaram maiores comprimento-rostro cloacal, massa corporal, largura da cabeça, largura do corpo e cabeças que machos. No entanto, *T. strigatus* não é sexualmente dimórfica em tamanho da cabeça. Fêmeas de *T. strigatus* também exibiram um alargamento da região parietal comparadas aos machos, enquanto que fêmeas de *T. dorsatum* exibiram focinho mais largo que machos. Essas diferenças sexuais podem ser resultado de seleção de fecundidade e também podem indicar que fêmeas consumem presas maiores que machos coespecíficos. Ao nível de espécie, *T. strigatus* é maior em tamanho do corpo e da cabeça que *T. dorsatum*. A forma da cabeça de *T. strigatus* é caracterizada por uma cabeça mais alongada com escamas frontal e prefrontal maiores e focinho esguio comparadas a *T. dorsatum*. Diferenças na forma entre essas duas serpentes provavelmente evoluíram em associação com divergências no uso do habitat (*e.g.* terrestre e arborícola) e especialização na dieta (*e.g.* piscivoria e malacofagia).

Editor: R. Henrique.

Ramalho, W.P., R.F. Jorge, T.V.C. Guimarães, R.A.P. Pires, A.P. Peña & V. Guerra. 2019. Structure and regional representativeness of the herpetofauna from Parque Estadual da Serra de Caldas Novas, Cerrado, Central Brazil. Neotropical Biodiversity 5:10-21. Doi: http://doi.org/10.1080/23766808.2019.1583305.

Anfíbios e répteis são diversificados no bioma Cerrado mas tem sido ameaçados pela perda e fragmentação de habitat, assim como pela falta de compreensão da suas distribuições.

Portanto, coleta e organização de informação sobre espécies em ambientes naturais são essenciais para conservação, especialmente em áreas protegidas (APs) e suas zonas adjacentes. Os autores apresentam informações sobre a composição e estrutura da herpetofauna do Parque Estadual da Serra de Caldas Novas (PESCAN) e sua representatividade em comparação a outras áreas protegidas (APs) do Cerrado. O trabalho de campo foram conduzido em 12 sítios amostrais de fevereiro de 2009 a fevereiro de 2010, utilizando busca ativa e armadilhas de interceção e queda (*pitfall traps*). Foram registradas 41 espécies de anfíbios, com a maior riqueza em áreas com vegetação aberta e corpos d'água. Répteis foram representados por 32 espécies, com maior riqueza de espécies em ambientes abertos do Cerrado. Ambas as comunidades de répteis e anfíbios foram mais semelhantes a comunidades de APs mais próximas geograficamente e localizadas na região central do Cerrado (estado de Goiás e Distrito Federal). O PESCAN possui 24,85% e 17,98% de espécies de anfíbios e répteis ocorrendo em APs do Cerrado, respectivamente. Essa grande representatividade e alto número de endemismo (18 anfíbios e 7 répteis) enfatizam a importância do PESCAN, junto com outras APs, para a manutenção da biodiversidade regional. Além disso, os autores também encorajam pesquisadores a avaliar as comunidades de anfíbios e répteis fora de APs, como reservas legais, e sugerem novas abordagens para o estudo da biodiversidade de áreas protegidas. *Editor: R. Henrique.*

Iguana iguana
Barão de Melgaço - MT
@Haroldo Palo Jr.



Ensaios e opiniões

A herpetologia na Amazônia paraense da Região do Baixo Tocantins: oportunidades para um professor universitário e herpetólogo na região.

Ricardo Arturo Guerra-Fuentes (raguerraf@gmail.com)

Universidade Federal do Pará
Campus Universitário do Tocantins-Cametá
Trav. Pe. Antônio Franco, 2617 - Bairro da Matinha
Cametá, PA, Brasil, 68400000

Sou professor da Faculdade de Ciências Naturais, do Campus Universitário do Tocantins-Cametá/CUNTINS, da Universidade Federal do Pará/FAPESPA.

O Campus está localizado no Município de Cametá, que juntamente com outros dez municípios, integra a unidade administrativa Região de Integração Tocantins. A região ocupa parte do leito do Rio Tocantins delimitada ao sul pela Barragem de Tucuruí e a ao norte pela desembocadura do Rio Acará, na Baía do Capim. No Pará esta região é popularmente denominada de Baixo Tocantins (Brasil. Secretaria de Desenvolvimento Territorial, 2009).

Durante quatro séculos o Rio Tocantins tem sido usado como via de comunicação, trânsito, desenvolvimento e integração de bens e de pessoas entre o norte e o centro-oeste do Brasil. Ao longo desse período o Baixo Tocantins foi sendo ocupado e explorado cada vez mais intensamente e nele foram desenvolvidos sucessivos ciclos agrícolas (borracha, pimenta, dendê, açaí) e, mais recentemente, as atividades de mineração e de produção de energia (Brasil. Secretaria de Desenvolvimento Territorial, 2009).

Na região do Baixo Tocantins há uma abundância de paisagens naturais. A região inclui a planície de inundação do Rio Tocantins, e possui uma paisagem em mosaico dominada por formações florestais entremeadas por formações savânicas, e que são regionalmente denominadas de “campos de natureza”, ademais de extensas áreas de várzea (Mapa de vegetação do Brasil, 2004). Durante o Plio-Pleistoceno/Holoceno a parte baixa da drenagem amazônica, que inclui o Baixo Tocantins, sofreu alterações devido às atividades tectônicas e às flutuações marinhas. A paisagem em mosaico é produto desses processos, os quais afetaram os pa-

drões atuais da biodiversidade (Rossetti & Toledo, 2006). E, embora a região esteja próxima ao grande centro de Belém e tenha sido historicamente ocupada, há poucos trabalhos amostrando a diversidade de vertebrados terrestres. Há, portanto, muito a ser estudado. Se, por um lado, a limitação de informações sobre a fauna regional traz dificuldades, por outro representa um imenso potencial para estudos.

Há, claro, dificuldades. A maior delas neste momento é a desigualdade, a nível nacional, na distribuição dos recursos científicos. A Fundação Amazônia de Amparo a Estudos e Pesquisa do Pará/FAPESPA, que é a fundação de amparo à pesquisa estadual, é relativamente recente (fundada em 2007; Fundação Amazônia de Amparo a Estudos e Pesquisa, 2019), e seu apoio a pesquisas ainda é esporádico e instável. Aliado a isso, os trabalhos de campo na Amazônia têm um custo em geral mais elevado do que em outras regiões do país, devido à logística necessária. Afora os deslocamentos aéreos, sempre caros, os rios são as principais vias de comunicação. Para navegar é preciso ter um barco e um motor, e a depender do tamanho do barco um piloto e uma experiente equipe de bordo. O acesso a áreas de interesse é demorado, e a longa estação chuvosa dificulta este acesso. Esta realidade limita o tamanho e a capacidade das equipes deslocadas para as áreas de estudo. Considerando-se os gastos com deslocamentos, disponibilizar e manter uma infraestrutura de coleta durante várias semanas demanda um volume significativo de recursos financeiros.

A comunicação na Amazônia é outra dificuldade relevante que devemos considerar. Os avanços nas telecomunicações permitem ao pesquisador de imediato o acesso a bancos bibliográficos, o contato com outros pesquisadores, ou a transmissão de grandes volumes de informação. No entanto este avanços dependem de redes de comunicação estáveis (via cabo, satélite ou rádio). Em grandes extensões territoriais da região Norte estes serviços são muito precários ou eles inexistem.

Regionalmente os recursos científicos estavam concentrados nas capitais. A implementação de estudos e projetos para o estudo e monitoramento da diversidade biológica dependem de uma infraestrutura minimamente planejada para atender a esta demanda específica. O processo de interiorização da UFPA foi desenvolvido com grande ênfase na docência. Poucos campi no interior do Pará possuem os recursos humanos e materiais para desenvolver estes estudos, e o maior volume destes está concentrado em Belém. Este cenário está mudando a partir das demandas específicas colocadas por pesquisadores que desenvolvem seus estudos com diversos níveis da biodiversidade.

Dificuldades, contudo, trazem também oportunidades. Sou estrangeiro residente no Brasil há quase 30 anos. Durante a maior parte deste tempo trabalhei em instituições de ensino e de pesquisa no Estado de São Paulo. A Região Sudeste do Brasil concentra a maioria dos especialistas e, em decorrência disso, grande parte da produção científica em répteis e anfíbios (Sabino & Prado, 2006). No sudeste há uma intensa disputa por recursos e espaços de pensamento/ação profissional. Minha migração para o norte é uma excelente possibilidade de trabalho. No norte a amplidão do espaço geográfico é amplidão para o espaço profissional. Como docente numa universidade federal, o desenvolvimento da pesquisa em herpetofauna está integrado às minhas obrigações de docência, pesquisa e extensão.

Estamos desenvolvendo no Baixo Tocantins uma rede de trabalho para amostrar a fauna de vertebrados terrestres com ênfase na herpetofauna. Para isto estamos capacitando recursos humanos nas atividades de coleta, identificação e monitoramento faunístico. Conjuntamente estamos instalando uma infraestrutura de processamento, armazenamento e análise dos dados coletados.

Os recursos da UFPA para reformas e manutenção de espaços pedagógicos laboratoriais tem sido fundamentais para complementar a falta de recursos específicos. Muitas das práticas de disciplinas biológicas dependem de equipamentos e suplementos que são utilizados em trabalhos de amostragem de fauna. Estamos adequando os nossos espaços de ensino para atender a demanda de pesquisa tanto das nossas equipes como a de outros especialistas que devem se somar à tarefa da amostragem biológica. Uma oportunidade também para capacitar nossos discentes para o estudo da biodiversidade. O nosso público é formado por estudantes de licenciatura, o que nos permite trabalhar com uma mão de obra potencialmente influente nos ambientes formais de ensino. Os nossos alunos têm a preocupação de aprender sobre a diversidade biológica e de aprender a como ensinar sobre ela.

O sucesso destas iniciativas depende de conseguirmos estabelecer uma rede de colaboração e apoio com os atores sociais da região, incluindo as prefeituras, as lideranças regionais de comunidades tradicionais ribeirinhas, quilombolas e indígenas, e os setores privados dos empreendimentos agrícolas (p.ex., plantações de dendê e açaí), da criação pecuária e da extração legalizada de madeira. A criação de uma estrutura de amostragem de fauna terrestre na região do Baixo Tocantins influenciará na discussão e no desenvolvimento de políticas regionais para a administração e conservação ambiental. A nossa proximidade do centro de excelência Museu Paraense Emílio Goeldi nos permitirá potencializar estes estudos.

Referências bibliográficas

Fundação Amazônia de Amparo a Estudos e Pesquisa. 2019. História. Data da consulta: 11 de janeiro de 2019. http://www.fapespa.pa.gov.br/.

Mapa de vegetação do Brasil. 2004. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística.

Rossetti, D.F. & P.M. Toledo. 2006. Biodiversity from a Historical Geology Perspective: A Case Study from Marajó Island, Lower Amazon. Geobiology, 4:215–23.

Brasil. Secretaria de Desenvolvimento Territorial. 2009. Plano Territorial de Desenvolvimento Rural Sustentável Do Baixo Tocantins. Ministério Do Desenvolvimento Agrário, Brasília, 83p.

Sabino, J. & P.I., PRADO. 2006. Vertebrados. In: Lewinsohn, T.M. (Ed.). Avaliação do estado do conhecimento da biodiversidade brasileira.: Ministério do Meio Ambiente, Brasília DF, p. 53–144.

foto superior:
Dendropsophus minusculus
Baturité - CE @ Haroldo Palo Jr.

foto inferior:
Rhynella inopina
Aporé - GO @ Haroldo Palo Jr.





Notas de História Natural

Fritziana mitus Walker et al., 2018 (Anura: Hemiphractidae) a recent new species with a long history.

José A. Langone.

Departamento de Herpetología. Museo Nacional de Historia Natural. Casilla de Correo 399. Montevideo. 11.000. Uruguay. (pp.langone@gmail.com)

Recently Walker et al. (2018) describe a new species of *Fritziana* Mello-Leitão, 1937, *F. mitus,* whose distribution included localities of the Brazilian states of São Paulo, Paraná, Santa Catarina and Rio Grande do Sul. This is the species of the genus that occupies the largest geographic area and the only one so far south of the Tropic of Capricorn. The other six species described are known at present from scarce locations to the north (States of Rio de Janeiro, Minas Gerais and Espirito Santo).

The authors present a partial chresonymy (*sensu* Smith & Smith, 1972) in which they include several of the names applied to populations of *F. mitus* in post-1980 publications. However, the species has a much broader previous history.

Charles Darwin (1879) reproduce a letter send to him by Fritz Müller with remarks on a specimen of anuran determined has *"Hylodes*?" from Blumenau, State of Santa Catarina.

Although Darwin does not comment on F. Müller's observations on the amphibian, the characteristics present in the specimen, that is also figurate (see Figure 1 in Darwin, 1879), and its geographical origin leave no doubt about its identity as *F. mitus*. According to the letter of F. Müller, the specimen had been collected in a bromeliad and had counted a total of nine eggs arranged on the back (although in the figure presented there are no well-defined limits between them). This would be the first formally published observation of the female's habit of carrying eggs on the back not only in the species, but in the genus.

Goeldi (1895) republishes the observations and the figure of F. Müller, although assuming that they belong to *Hyla goeldii* Boulenger, 1895 (now *Fritziana goeldii*).

Miranda-Ribeiro (1920) took Müller's observations and cited them again, translated it into Portuguese and also includes the species *goeldii* and *ohausi* Wandolleck, 1907 in a new genus, *Fritzia* (preoccupied and now synonymous of *Fritziana*) honoring the German naturalist in this way.

Later Müller (1924) describes the morphological characteristics of three specimens collected by Wilhelm Ehrhardt from "Humboldt (Flussgebiet des Rio Corvo)" in Santa Catarina, and determined as *Hyla ohausi* (now *Fritziana ohausi*). This citation is included in the synonymic list of *Hyla goeldii* by Cochran (1955).

One of the specimens described by L. Müller is now present in the collections of the Museum für Naturkunde of Berlin (ZMB 68189) and is cited by Gutsche et al. (2007) how *Flectonotus* cf. *fissilis*. These authors also comment that: "The specimen may represent a new species rather than reflect an increasing geographic distribution range of *F. fissilis*, but more samples are necessary for a precise identification". This specimen represents *F. mitus*.

Based in a female specimen (MNHCI 2494) from Limeira, Serra da Prata, Guaratuba municipality, Segalla & Langone (2004) included *Flectonotus ohausi* in the amphibian red list of Paraná and determine that the conservation status of this species was DD (Data Deficient). This citation should also be considered as of *F. mitus*.

A complementary chresonymy to the one presented by Walker *et al.* (2018) and considering the locations that are mentioned in the literature, it would include the following applied names:

- *Hylodes*?: Müller *in* Darwin, 1879:463.
- *Hyla goeldii* (non Boulenger, 1895): Goeldi, 1895:94 (part).
- *Fritziana goeldii*: Beçak, 1968:192; Beçak *et al.*, 1975:30.
- *Fritziana cf. fissilis*: Guix *et al.*, 2000:101; Gutsche *et al.*, 2007:87; Garcia *et al.*, 2007:87 (part).
- *Flectonotus ohausi* (non Wandolleck, 1907): Bertoluci & Rodriguez, 2002:164; Segalla & Langone, 2004:552; Araujo *et al.*, 2013:245; Araujo *et al.*, 2009:198; Verdade *et al.*, 2009:584; Araujo *et al.*, 2010:261; *Forlani et al.*, 2010:280; Rossa-Feres *et al.*, 2011:51; Duellman & Trueb, 2015:fig. 9.8C.
- *Flectonotus fissilis* (non Miranda-Ribeiro, 1920): Pombal & Gordo, 2004:252; Garcia *et al.*, 2007:87 (part); Araujo *et al.*, 2009:198; Rossa-Feres *et al.*, 2011:51; Cicchi *et al.*, 2009:204; Condez *et al.*, 2009:161; Verdade *et al.*, 2009:584; Forlani *et al.*, 2010:280; Araujo *et al.*, 2013:245; Duellman & Trueb, 2015:fig. 9.8A
- *Flectonotus goeldii*: Araujo *et al.*, 2009:198; Rossa-Feres *et al.*, 2011:51.
- *Flectonotus cf. goeldii*: Cicchi *et al.*, 2009:204.
- *Flectonotus sp.*: Cunha *et al.*, 2010:129.
- *Flectonotus aff. fissilis*: Garey & Hartmann, 2012:139.

Referências

Araujo, C. D. O., C. K. Matsukuma & S. M. D. A. Santos. 2013. Composição taxonômica e distribuição de anuros no Alto e Médio Paranapanema, estado de São Paulo. Biota Neotropica 13(3):241-258.

Beçak, M. L. 1968. Chromosomal analysis of eighteen species of Anura. Caryologia 21(3):191-208.

Beçak, M. L., W. Beçak, T. R. Chen & R. N. Shoffener. 1975. Chromosome Atlas: Fish, Reptiles And Birds 3 Vols.. New Yourk, Springer Verlag.

Bertoluci, J. & M. T. Rodriguez. 2002. Seasonal patterns of breeding activity of Atlantic Rainforest anurans at Boracéia, Southeastern Brazil. Amphibia-Reptilia 23(2):161-167.

Cicchi, P. J. P., H. Serafim, M. A. Sena, M. A., F. C. Centeno & J. Jim. 2009. Herpetofauna em uma área de Floresta Atlântica na Ilha Anchieta, município de Ubatuba, sudeste do Brasil. Biota Neotropica 9(2):201-212.

Cochran, D. M. 1955. Frogs of southeastern Brazil. Bulletin of the United States National Museum 206:i-xvi + 1-409.

Cunha, A. K., I. S. Oliveira & M. T. Hartmann. 2010. Anurofauna da Colônia Castelhanos, na Área de Proteção Ambiental de Guaratuba, Serra do Mar paranaense, Brasil. Biotemas 23(2):123-134.

Darwin, C. 1879. On a frog having eggs on its back. On the abortlon of the hairs on the legs of certain coddis-flies (*Phryganiden*). Nature 19(490):462-464.

Duellman, W. E. & L. Trueb. 2015. Marsupial frogs. Gastrotheca & Allied Genera. Johns Hopkins University Press, Baltimore, 407 p.

Forlani, M. C., P. H. Bernardo, C. F. B. Haddad & H. Zaher. 2010. Herpetofauna do Parque Estadual Carlos Botelho, São Paulo, Brasil. Biota Neotropica 10(3):265-309.

Garcia, P. C. A., E. Lavilla, J. Langone & M. Segalla. 2007. Anfíbios da região subtropical da América do Sul. Padrões de distribuição. Ciencia & Ambiente 35: 64-100.

Garey, M. V. & M. T. Hartmann. 2012. Anuros da Reserva Natural Salto Morato, Guaraqueçaba, Paraná, Brasil. Biota Neotropica 12(4):137-145.

Goeldi, E. A. 1895. Contribution to the knowledge of the breeding habits of some tree frogs (Hylidae) of the Serra dos Orgãos, Rio de Janeiro, Brazil. Proceedings of the Zoological Society of London 1895(1):89-97.

Guix, J. C., G. Llorente, A. Montori, M. A. Carretero & X. Santos. 2000. Una nueva área de elevada riqueza de anuros en el bosque lluvioso atlántico de Brasil. Boletín de la Asociación Herpetológica Española 11(2):100-105.

Gutsche, A., A. Kwet, C. Kucharzewski, R. Lingnau & R. Günther. 2007. Wilhelm Ehrhardt and an evaluation of his amphibians and reptiles held in the Herpetological Collection of the Museum für Naturkunde, Berlin. Mitteilungen aus dem Museum für Naturkunde in Berlin - Zoologische Reihe 83(1):80-93.

Miranda-Ribeiro, A. de. 1920. As Hylas coelonotas do Museu Paulista. Revista do Museu Paulista 12:321-328.

Müller, L. 1924. Neue Laubfrösche aus dem Staate Santa Catarina, S.O. Brasilien. Zoologischer Anzeiger 59(9/10):233-238.

Pombal Jr., J. P. & M. Gordo. 2004. Anfibios anuros da Juréia; pp. 243-256. *In*: Marques, O. A. V. & Duleba, W. (Eds.). Estação Ecológica Juréia-Itatins. Ambiente Físico, Flora e Fauna, Holos Editora, Ribeirao Preto.

Rossa-Feres, D. C., R. J Sawaya, J. Faivovich, J. G. R. Giovanelli, C. A. Brasileiro, L. Schiesari, J. Alexandrino & C. F. B. Haddad. 2011. Anfíbios do Estado de São Paulo, Brasil: conhecimento atual e perspectivas. Biota Neotropica 11(1):47-66.

Smith, H. M. & R. B. Smith. 1972. Chresonymy ex synonymy. Systematic Zoology 21(4):445.

Verdade, V. K., M T. Rodrigues & D. Pavan. 2009. Anfíbios anuros da região da Estação Biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba; pp. 579-603. *In*: Lopes, M. I. M. S., M. Kirizawa & M. M. D. R. F. de Melo (Eds.). Patrimônio da Reserva Biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba: A Antiga Estação Biológica do Alto da Serra. Instituto de Botânica, São Paulo.

Walker, M., M. Wachlevski, P. Nogueira-Costa, P. C. A. Garcia & C. F. B. Haddad. 2018. A new species of *Fritziana* Mello-Leitão 1937 (Amphibia: Anura: Hemiphractidae) from the Atlantic Forest, Brazil. Herpetologica 74(4):329-341.

Notes on the lizard community at a restinga protected area in the state of Rio de Janeiro, southeastern Brazil.

Roberta A. Murta-Fonseca[1*], Angele R. Martins[1,5], Jéssica Fratani[2], Camila Mattedi[1], Rafael Pontes[1], Amaurício L. R. Brandão[3], Roberta R. Pinto[4]

1 - Universidade Federal do Rio de Janeiro, Museu Nacional, Departamento de Vertebrados, Setor de Herpetologia, Quinta da Boa Vista, 20940-040 Rio de Janeiro, RJ, Brazil.
2 - Instituto de Herpetología, Fundación Miguel Lillo-CONICET, Miguel Lillo, 2514000 San Miguel de Tucumán, Argentina.
3 - Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Ceará, Campus Acaraú. Avenida Desembargador Armando de Sales Louzada, Monsenhor Edson Magalhães, 62580000, Acaraú, CE, Brazil.
4 – Laboratório de Diversidade de Anfíbios e Répteis, Museu de Arqueologia da Universidade Católica de Pernambuco, Rua Oliveira Lima, 824, Boa Vista, 50055-390 Recife, PE, Brazil.
5 – Laboratório de Anatomia Comparativa de Vertebrados, Departamento de Ciências Fisiológicas, Campus Darcy Ribeiro, Universidade de Brasília, 70910900 Brasília, DF, Brazil.

*Corresponding author
Correspondence:
robertamfonseca@outlook.com;
angelemartins@gmail.com;
jessicafratani@gmail.com;
ca.mattedi@gmail.com;
rafaelcunhapontes@hotmail.com;
amauriciolopes87@yahoo.com.br;
robertarich@gmail.com.

Abstract

Restingas are ecosystems of complex types of coastal vegetation inserted in the Atlantic Forest biome which have been subjected to intense human impact and degradation in the last decades. Studies on the ecological factors that shape lizard communities remain as a remarkable initiative of better understanding such complex types of habitats. In this study we analyze the natural history aspects of the lizard community in four areas within Parque Estadual da Costa do Sol, Rio de Janeiro, Brazil. We gathered data on the composition, distribution of species, and microhabitat usage during a short-term fieldwork. For such purposes, we conducted four quarterly field expeditions from May 2012 to January 2013, and data was gathered through the use of time constrained active search. Seven species of lizards were recorded in the area, with a relative abundance of 1.45 individuals/hour. Lizard species abundance was higher in Dunas and Massambaba areas, compared to Área de Proteção Ambiental Pau Brasil (A.P.A. Pau Brasil). Species richness

was equal for both rainy and dry seasons. Lizard microhabitat occupancy was categorized into seven ranks that varied between species in each of the four studied areas. The lizard community found within the studied areas is similar to those from previous studies carried out in restinga habitats and dry forests along the Brazilian coast. Our results highlight the importance on the conservation of such areas in order to ensure the viability of lizard populations found therein.

Keywords:

Natural history; microhabitat use; Parque Estadual da Costa do Sol; reptiles; spatial distribution; temporal distribution.

Introduction

Environmental resources are partitioned in three basic ways: temporally, spatially, and trophically; that is, species differ in time, rate and period of activity, habitats exploited, and/or prey ingested (Pianka, 1973). Ectotherm animals have the ability to link their life-history traits to environmental fluctuations, thus spatial and temporal heterogeneity in thermal regimes will generate corresponding variation in body temperatures, rates of feeding, growth, and reproduction (Shine, 2005). This ability turns reptiles to display more spatiotemporal heterogeneity in their life-history traits in comparison to endothermic vertebrates (Shine, 2005).

Microhabitat usage influences the general ecology of lizards, and preferences are pronounced even within subterranean, terrestrial or arboreal species (Pianka, 1973), with the election of particular substrates, perch height, vegetation densities or other aspects of habitat structure (Pianka, 1973; Adolph, 1990; Dias & Rocha 2004; Van Sluys *et al.*, 2004; Vrcibradic & Rocha, 2005). Habitat usage by each lizard species reflects the most appropriate niche that is both thermal and morphologically suitable, and that also suits its behavioral preferences (Adolph, 1990). As for habitat use, distinct temporal distribution also leads to exploitation of different resources, reducing competition among lizard species (Pianka, 1973; Bergallo & Rocha 1993; Hatano *et al.*, 2001). Thus, sympatric lizards are known to usually partition the spatial and temporal resources in a wide variety of habitats and climatic conditions (Bergallo & Rocha 1993; Hatano *et al.*, 2001; Dias & Rocha, 2004).

Restingas are ecosystems of complex types of coastal vegetation inserted in the Atlantic Forest biome (IBGE 2004), characterized by sandy soil and xeric-like vegetation with low canopy profile under high oceanic influence (Assumpção & Nascimento, 2000).

This ecosystem has been subjected to intense human impact and degradation in the last decades (Rocha *et al.*, 2005), thus natural history researches on the living organisms are fundamental for establishing conservation measures in such areas. Although many ecological studies in this sense have been carried out in restinga habitats, (e.g., Costa *et al.*, 1990; Araújo, 1991; Rocha, 2000; Rocha *et al.*, 2000; Rocha *et al.*, 2004; Carvalho *et al.*, 2007; Martins *et al.*, 2012; Rocha *et al.*, 2014), more efforts must be applied to achieve a better understanding of the lizard communities found in these environments, especially those of special concern regarding their conservation. In that sense, studies on the ecological factors of lizard communities remain as a remarkable way of better understanding such complex types of habitats (Rocha *et al.*, 2003). Therefore, the aim of the present study is to provide notes on the natural history aspects of the lizard community at Parque Estadual da Costa do Sol and surrounding areas, gathering data on the composition, distribution of species, and microhabitat usage during the conduction of our study.

Material and Methods

Study area

The Parque Estadual da Costa do Sol (PECS) is a legally protected area inserted in the political region known as Região dos Lagos, in northeastern Rio de Janeiro state, Brazil. The fragments included in the area cover 98.4km² and are subdivided into four macro-areas (Atalaia-Dama Branca, Massambaba, Pau Brasil, and Sapiatiba) covering the municipalities of Saquarema, Araruama, São Pedro da Aldeia, Cabo Frio, Arraial do Cabo, and Armação dos Búzios. Such macro-areas harbor different and complex types of coastal Atlantic Forest vegetation, including forested areas and xeric-like restinga vegetation. In Região dos Lagos, the climate is considered peculiar due to rainfall deficit; annual temperature mean ranges from 18–23°C, while amplitude varies from 9–50°C, and relative air humidity average is around 83% (Bernardes, 1952; Dantas *et al.*, 2001; Bohrer *et al.*, 2009). Both dry and rainy seasons are well established and clearly observable, with the dry season extending from April to September, with rainfall rates varying from 0–300 mm; and rainy season extending from October to March, with rainfall rates ranging from 900 mm to 1,800 mm (fig. 1; this study; Golfari & Mossmayer, 1980; Barbieri, 1984).

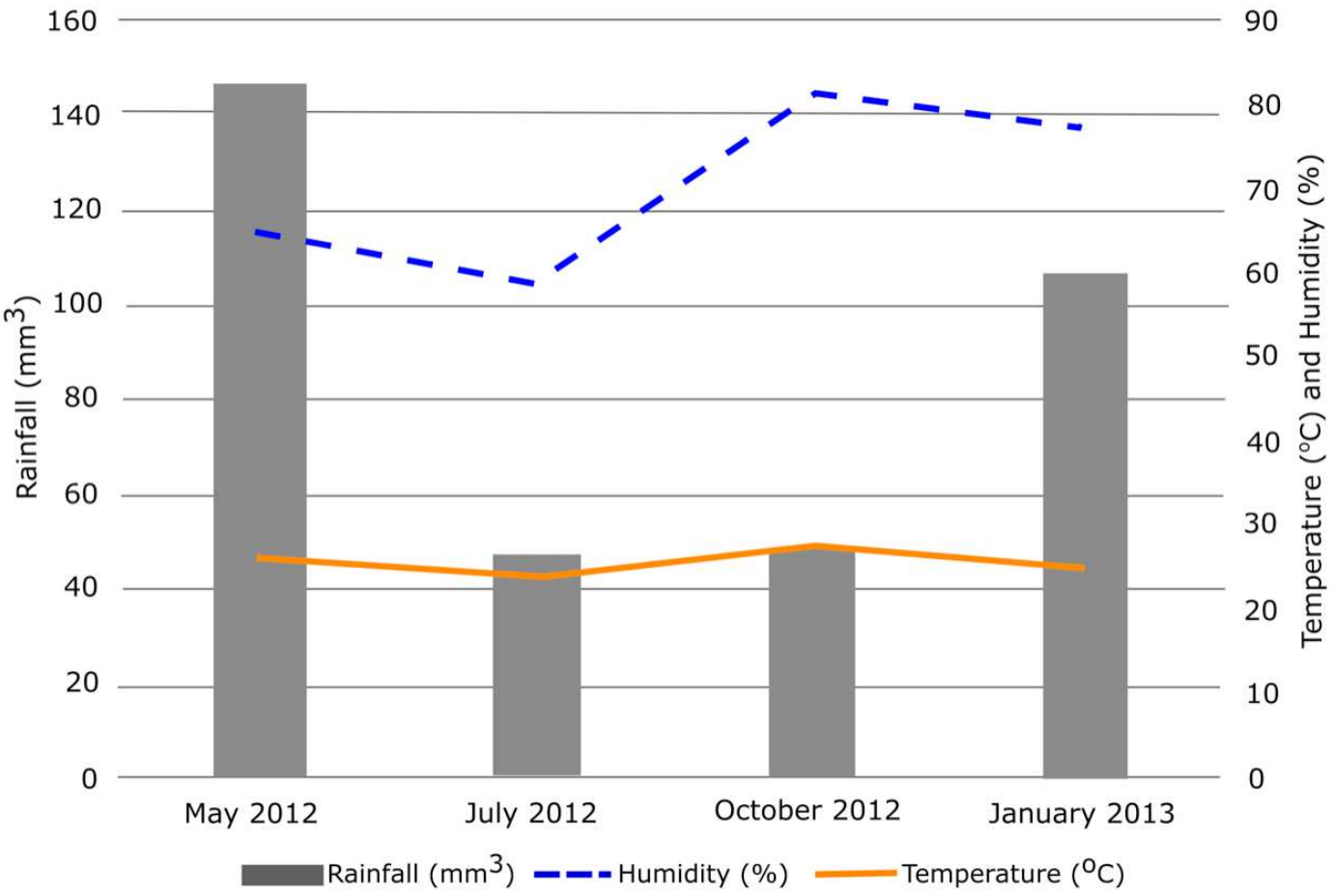


Figure 1. Averages of abiotic variables gathered in the present study during May 2012 to January 2013 in four sites at Parque Estadual da Costa do Sol (PECS) and surroundings. Rainfall data were obtained through a meteorological station located at Arraial do Cabo municipality (INMET, 2013).

We sampled four sites with distinct environmental patterns – mainly vegetation, solar input, water availability and substrate (fig. 2) – as follows:

Dunas (22°54'43"S; 42°02"45W, WGS84): Located in the municipality of Cabo Frio, this area corresponds to the second sand dune system parallel to ocean. Most of the area is covered by sandy soil with high solar input, and no leaf litter. The vegetation occurs sparsely in blotches of restinga vegetation, shrubby in its most, being composed by bromeliads, cacti, and arboreal species with low profile (1–2 m) which acts as refugee for species. In depressed areas, temporary and even permanent ponds occur, being surrounded by herbaceous vegetation. The microhabitats investigated in this area were sand, bromeliads, trunks, branches, and leaves (see data analysis).

A.P.A. Pau Brasil (22°48'S, 41°56'W WGS84): Located in the municipality of Armação dos Búzios, the area encompasses the largest remnant of Semide-

cidual Forest in the region. It is covered by low relief profile, sloped near the coast, arboreal vegetation, with canopy layers reaching 3–7 m and dense understory composed by woody vines, cacti, bromeliads, and herbaceous species with dense and thick leaf litter. Solar input is relatively low in comparison to other areas due to high canopy cover, and high density of vegetation, which rarely exhibits large open areas (Bohrer *et al.*, 2009), except for those affected by human deforestation. At A.P.A. Pau Brasil, the microhabitats investigated were bromeliads, leaf litter, trunks, branches, leaves, and ground, as well as some disturbed areas, such as human habitations and roads.

Massambaba: Located in the Municipality of Arraial do Cabo (22°56'S, 42°05' W WGS84), the area consists of a narrow sandy stripe between the Atlantic Ocean and Lagoa de Araruama, composed of low sandy dunes with predominance of restinga halophilous-psamophilous reptant vegetation. It is covered by sparsely distributed and moderate-size patches of bush vegetation, bromeliads, cacti, and succulent species, yet not reaching 1.5 m high, except by arboreal exotic species as casuarina trees (*Casuarina equisetifolia* Forst. & Forst.) (Maia-Carneiro *et al.*, 2012). Out of clusters of vegetation, the soil is mostly composed by sand with high solar input. Temporary or permanent water bodies are absent in these open areas. The investigated microhabitats were sand, bromeliads, leaf litter (among clusters of vegetation), trunks, branches, leaves, and some demolished houses, herein considered as disturbed areas.

Peró: Located in the municipality of Cabo Frio (22°51′ S, 41°58′ W WGS84), the area is between the two fragments of A.P.A Pau Brasil. It corresponds to beach cliffs fragments with elevation ranging from 0.5–4 m above sea level. To the mainland, and after the beach stripe, the sandy soil supports only herbaceous and shrubby vegetation formed by low profile woody plant species with succulent leaves. Cacti and bromeliads can also be found in abundance. Large patches of arboreal vegetation are observed near sandy dunes region with arboreal species reaching 1.5–2 m. Out of the patches of vegetation, the soil is mostly sandy, but with occurrence of grass and low-profile vegetation, and high solar input (Cordeiro, 2005). The microhabitats investigated were sand, bromeliads, leaf litter, trunks, branches, and leaves.

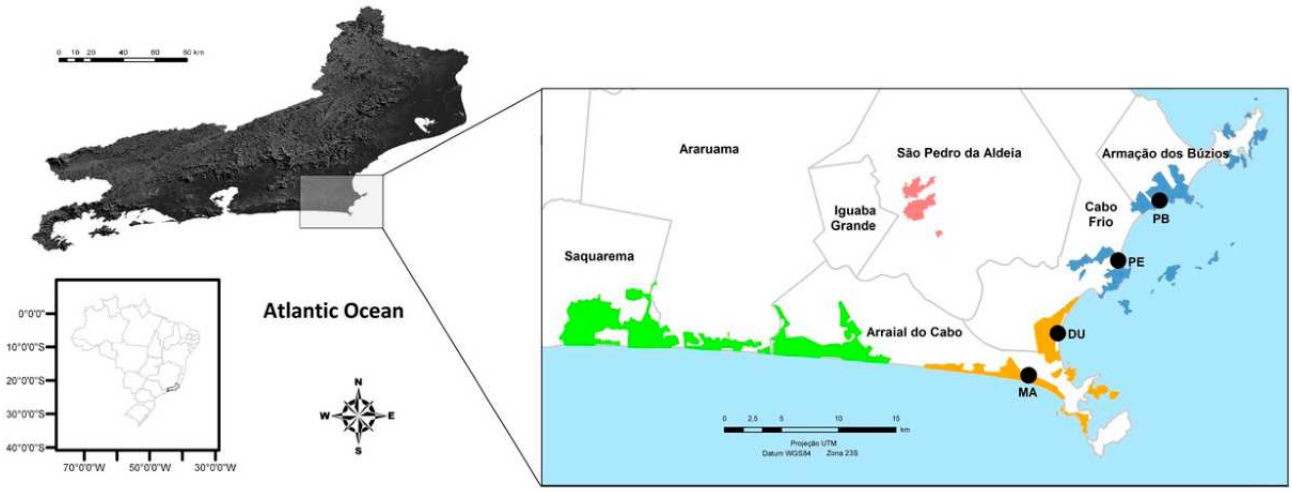


Figure 2. Studied areas and delimitation of the Parque Estadual da Costa do Sol (colored in green, orange, blue and pink). Green: Massambaba; orange: Atalaia-Dama Branca; blue: Pau-Brasil; pink: Sapiatiba, Rio de Janeiro state, Brazil. Legend: MA – Massambaba; DU – Dunas; PE – Peró; PB – A.P.A. Pau Brasil. Municipalities are provided inside grey limits.

Data collection

Fieldwork was carried out quarterly from May 2012 to January 2013, resulting in four field expeditions, being the fieldworks of May and July considered within the dry season and those of October and January within the rainy season (see "Study area" season characterization). Each expedition lasted four days, one for each site, using the method of time constrained active search in three different periods of the day: morning (beginning about two hours after the sunrise), crepuscular (half an hour before the sunset), and nocturnal (two hours after the sunset). The method consisted of a team of five researchers investigating available microhabitats (e.g., emergent vegetation, bromeliads, burrows, tree trunks, rock logs) during a period of 1 hour. For each specimen recorded we collected information on the microhabitat usage. Total effort applied was 15 person-hour per area, 60 person/hour per field expedition, and 240 person/hour considering all sampling period. A pilot fieldwork was carried out in October 2011, with the same methodology. The specimens recorded on the pilot expedition and individuals recorded by other methods (e.g., occasional encounters) were accounted only for generating the species list and microhabitat usage analyses, but not for abundance. Species with diurnal habits registered at night were not considered for activity data, as we were not available to distinguish whether activity was researcher-induced or not. Therefore, activity was considered mostly when individuals were foraging, thermoregulating or feeding. Air temperature and relative humidity were taken on the be-

ginning and the end of the field work using a digital thermohigrometer to nearest 0.1°C and 0.1%, respectively. Rainfall rates were obtained through a meteorological station located at Arraial do Cabo municipality (INMET, 2013), which is the closest station from most sampled localities and thus we assume it has experienced similar climatic conditions.

Voucher specimens were collected according to licenses for scientific activities issued by ICMBio and INEA, fixed following the standard procedures of McDiarmid (1994), and deposited at the reptile collections of Museu Nacional / Universidade Federal do Rio de Janeiro (MNRJ) (Appendix 1). Non-euthanized specimens were released in the same area of collection at the end of each day. Examined specimens are listed in Appendix 1. Specimens were classified following the nomenclature adopted by Uetz *et al.* (2018) and identified by direct comparisons with literature data and specimens in the reptile collections of MNRJ.

Data analysis

According to field observations and microhabitat usage recorded for individuals, seven categories of microhabitats were selected to account for spatial distribution: sand (SA), bromeliads (BR), leaf litter (LL), trunks and branches (TR), leaves (LE), disturbed area (DA), and ground (GR). A specimen was considered occupying a habitat when recorded or captured on it.

We applied chi-square tests in order to test the preferences for certain types of microhabitats by *Tropidurus torquatus* (Wied, 1820) (Tropiduridae). The test was applied only for this species because sample size for other species was very small (see table 2), and statistical analysis would be subjected to sampling biases. We considered results significant when $p < 0.5$.

Two Mabuyidae species are known to occur in sympatry along the restingas of southeastern Brazil (Vrcibradic & Rocha 1996, 2002a,b): *Brasiliscincus agilis* (Raddi, 1823) and *Psychosaura macrorhyncha* (Hoge, 1946). Because the identification and distinction of both taxa are hampered by visual record solely, specimens that were not captured were not identified to species level. Therefore, "Mabuyidae spp." is represented by both *B. agilis* (presence confirmed by collected specimens) and *P. macrorhynca* (presence confirmed by photographs). However, readers must be aware that when referring to Mabuyidae spp. for abundance, microhabitat use, and temporal and spatial distribution, it might refer to (1) both *B. agilis* and *P. machrorhyncha*, (2) only *B. agilis*, or (3) only *P. macrorhyncha*. These possibilities reflect the fact that most mabuyid specimens were recorded only by visual records.

Results

Seven lizard species were recorded in the area, distributed in Anguidae (1 sp.): *Ophiodes fragilis* (Raddi, 1826); Gekkonidae (1 sp.): *Hemidactylus mabouia* (Moreau de Jonnès, 1818); Liolaemidae (1 sp.): *Liolaemus lutzae* Mertens, 1938; Mabuyidae (2 spp.): *Brasiliscincus agilis* (Raddi, 1826) and *Psychosaura macrorhyncha* (Hoge, 1946); Teiidae (1 sp.): *Ameiva ameiva* (Linnaeus, 1758); and Tropiduridae (1 sp.): *Tropidurus torquatus* (Wied, 1820). *Ophiodes fragilis* was recorded through a single carcass found by occasional encounter.

Field expeditions resulted in an abundance of 1.45 individual/hour. During the dry season, lizard abundance was 1.03 individual/hour, and during the rainy season 1.86 individual/hour (see abundance data in Table 1).

Species	May/12			Jul/12			Oct/12				Jan/13			
	PE	MA	PB	PE	MA	PB	PE	DU	MA	PB	PE	DU	MA	PB
Ameiva ameiva	6	-	-	-	-	-	5	1	-	1*	-	-	-	-
Hemidactylus mabouia	10	7	-	4	2	-	3	-	1	1	6	3	3	2
Liolaemus lutzae	-	16	-	-	-	-	-	2	5	-	-	-	-	-
Mabuyidae spp.	2	1	-	2	1	-	3	-	1	-	4	-	-	-
Tropidurus torquatus	-	6	-	-	16	-	2	43	46	-	1	70	21	-

Table 1. Number of individuals registered at Parque Estadual da Costa do Sol and surroundings with the active search methodology, from May 2012 to January 2013, in the four sites studied, at Rio de Janeiro state, Brazil. Legend: PE – Peró; DU – Dunas; MA – Massambaba; PB – A.P.A. Pau Brasil. *Specimen found dead.

Appendix 1

Analyzed specimens

BRAZIL: Rio de janeiro: Ameiva ameiva (n = 1): Cabo Frio, MNRJ 23376; Brasiliscincus agilis (n = 2): Cabo Frio, MNRJ 23375, MNRJ 23617; Hemidactylus mabouia (n = 5): Cabo Frio, MNRJ 22919-23; Tropidurus torquatus (n = 5): Arraial do Cabo, MNRJ 22925-27, 22934; Cabo Frio, MNRJ 22933.

Regarding species richness, Peró, Dunas and Massambaba accounted for four species each, with *Hemidactylus mabouia* being recorded in all macro-areas. At A.P.A. Pau Brasil, in turn, only *H. mabouia* and *Ameiva ameiva* were recorded. Considering richness differences among seasons, no differences were found, with all species being recorded in both seasons. When analyzing each area distinctively, Dunas, Peró and A.P.A. Pau Brasil were richer in the rainy season, but differences were not fount for Massambaba. No lizard species was recorded in A.P.A. Pau Brasil in the dry season.

The major diversity (n=6) of used microhabitats was recorded in Massambaba macro-area, while Peró, Dunas and A.P.A. Pau Brasil accounted for four different categories. The microhabitats occupied by each species are represented in Figure 3. *Ameiva ameiva* and *Tropidurus torquatus* were mostly found on the sand, while *Liolaemus lutzae* used exclusively this habitat. *Hemidactylus mabouia* was mostly found on bromeliads and Mabuyidae ssp. on leaf litter. The chi-square tests revealed a significant preference of *T. torquatus* for sand ($n = 281, \chi^2 = 814.9$) and leaf litter ($n = 281, \chi^2 = 40.2$) microhabitats.

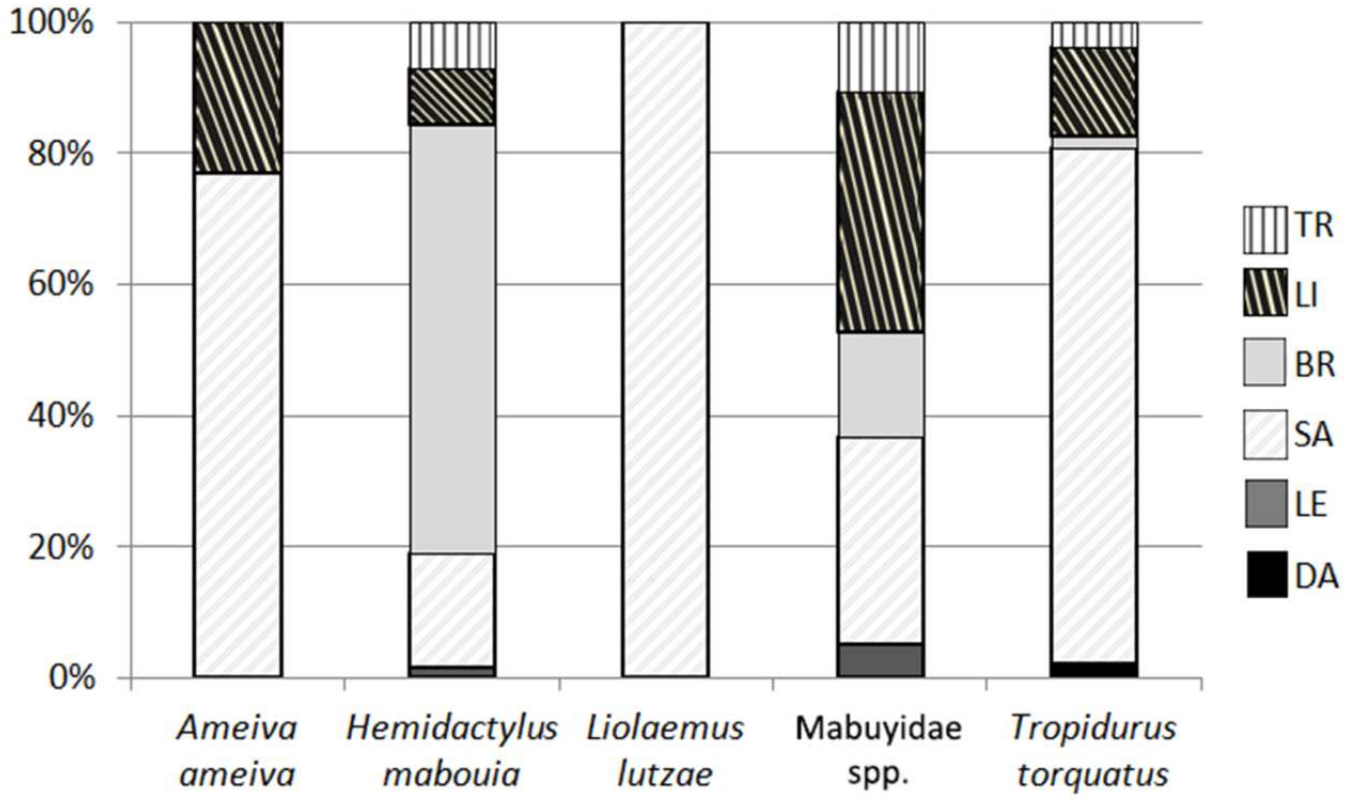


Figure 3. Percentage of microhabitats occupied by each species at Parque Estadual da Costa do Sol and surroundings, Rio de Janeiro state, Brazil. Legend: DA – disturbed area; LE – leaves; TR – trunks and branches; LL – leaf litter; BR – bromeliads; SA – sand.

Regarding lizards' time of activity within PECS and surrounding areas, we recorded all taxa in the morning, one taxon at sunset and two at night. Lizard abundance decreased from morning to night, with only fifteen records at night (*vs.* 288 in the morning and 39 at sunset). Records for *Tropidurus torquatus* and Mabuyidae in sunset and night were not included as time of activity considering we were not able to assess rather individuals dislocation were researcher induced of not. However, data for the total number of individuals are provided below. The most abundant species, *Tropidurus torquatus*, was recorded active in the morning, even though we found 7 individuals dislocating at sunset (4.7%) and at night (1.6%). *Hemidactylus mabouia* was also found during the three periods, with 4.7% (n = 2) of specimens recorded in the morning, 62.8% (n = 27) at sunset, and 32.5% (n = 14) at night. Mabuyidae spp. had twelve individuals recorded in the morning (85.7%), and two at night (14.3%). Finally, *Ameiva ameiva* and *Liolaemus lutzae* were found only during the morning. Species time of activity did not change according to different macro-areas within PECS (table 2).

Summarized natural history aspects are shown in table 3.

	Peró			Dunas			Massambaba			A.P.A.		
	M	**S**	**N**	**M**	**S**	**N**	**M**	**S**	**N**	**M**	**S**	**N**
Ameiva ameiva	11	-	-	1	-	-	-	-	-	1*	-	-
Hemidactylus mabouia	1	15	7	-	4	-	-	6	7	1	2	-
Liolaemus lutzae	-	-	-	2	-	-	21	-	-	-	-	-
Mabuyidae spp.	10	-	1**	-	-	-	2	-	1**	-	-	-
Tropidurus torquatus	3	-	-	158	5	-	78	7	4**	-	-	-

Table 2. Number of individuals registered at each active search/area during all fieldwork at Parque Estadual da Costa do Sol and surroundings, Rio de Janeiro state, Brazil. Legend: M – morning; S – sunset; and N – night. *Specimen found dead. **Registers not included in the "time activity" analyses – individuals of *Tropidurus torquatus* and Mabuyidae registered at sunset and night were found dislocating, thus we were not able to assess whether dislocation was an active pattern or researcher induced.

Species	Activity	Area				Habit	Micro-habitat
		Peró	Dunas	Massambaba	APA		
Ameiva ameiva	Diurnal	x	x		x*	Terrestrial	SA, LI
Hemidactylus mabouia	Crepuscular and nocturnal	x	x	x	x	Terrestrial, Bromelicolous	SA, BR, LI, LE, TR
Liolaemus lutzae	Diurnal		x	x		Terrestrial	SA
Mabuyidae spp.	Diurnal and nocturnal	x		x		Terrestrial, Bromelicolous	SA, BR, LI, LE, TR
Ophiodes fragilis	*				x	Terrestrial	*
Tropidurus torquatus	Diurnal	x	x	x		Terrestrial	DA, SA, BR, LI, TR

Table 3. Natural history aspects of lizard species registered at Parque Estadual da Costa do Sol, Rio de Janeiro state, Brazil. Legend: SA – sand; LI – leaf litter; GR – ground; BR – bromeliads; LE – leaves; TR – trunks and branches; DA – disturbed area, *specimens found dead.

Discussion

The lizard community is composed by seven lizard species (families Anguidae, Gekkonidae, Liolaemidae, Mabuydae, Teiidae and Tropiduridae), resembling the composition of other studies conducted in restinga habitats along the southeastern coast of Brazil (e.g., Costa *et al.*, 1990; Martins *et al.*, 2012; Rocha *et al.*, 2014). However, species richness (n=7spp.) found herein is lower than that found in most of the studies (Araújo, 1991; Rocha, 2000; Rocha *et al.*, 2000; Rocha *et al.*, 2004; Carvalho *et al.*, 2007).

Considering data gathered from herpetological collections and fieldwork, 15 lizard species are known for Região dos Lagos, and eight at PECS (Martins *et al.*, submitted). From the eighth species not included in the present work, one (*Enyalius brasiliensis*) was registered by one of the authors by occasional encounter. The use of additional and diverse data collection methods (such as pitfall traps) as well as long-term studies in the area may increase knowledge on the species richness of PECS. The present work, however, did not aim to make an inventory of lizard species, but to gather notes on ecological factors affecting the lizard community, such as temporal and spatial distribution of species.

According to previous studies (Costa *et al.*, 1990; Araújo, 1991; Rocha, 2000; Rocha *et al.*, 2000; Rocha *et al.*, 2004; Carvalho *et al.*, 2007), *Tropidurus torquatus* and *Ameiva ameiva* may be the only species that occur in nearly all restingas in southeastern Brazil (except for *T. torquatus* in Martins *et al.*, 2012). Also, *T. torquatus* was the most abundant species in all areas within PECS, except for A.P.A. Pau Brasil, and such findings seem to result from the considerable generalization of several aspects of the species ecology, such as diet, activity and reproductive traits (Araújo, 1984; Bergallo & Rocha, 1993; Rocha & Bergallo, 1994; Gandolfi & Rocha, 1998; Teixeira-Filho *et al.*, 2003), which probably allow *T. torquatus* to maintain a high population size in restingas (Rocha & Bergallo, 1994). The low abundance (n = 14) of Mabuyidae spp. recorded in this study is most likely to be due to sampling effort and biases. Some species of this family occur on the ground level, as *Brasiliscincus agilis*, which occupy especially the leaf litter (Vrcibradic & Rocha, 1996), where they remain sheltered, and adopt both active and sit-and-wait foraging strategies (Vrcibradic & Rocha, 1996). This species could probably be better sampled through pitfall traps (e.g., Martins *et al.*, 2012).

Regarding abundance differences among the studied areas, Dunas and Massambaba had the highest values, with 49% and 36% of total abundance, respectively. These areas seem to exhibit high similarities of soil composition and vegetation, which allow both Mabuyidae spp. and *Tropidurus torquatus* to increase their population number (and thus increase total abundance of species). The high prevalence of cacti in Dunas and Massambaba may also influence the exclusive record of Mabuyidae spp., because *Brasiliscincus agilis* and *Psychosaura macrorhyncha* are frequently associated to such vegetation (Vrcibradic & Rocha, 2002a,b).

The area of A.P.A. Pau Brasil exhibits a distinguishable climate, flora, and soil composition in comparison to the other studied areas. Although it is composed of a higher variety of habitats and microclimates — which could allow the occurrence of a more complex biota (Rocha *et al.*, 2004) — the abundance (n = 4) and richness (n = 2; *Hemidactylus mabouia* and *Ameiva ameiva*) found herein was extremely low. Most likely, vegetation complexity present in A.P.A. Pau Brasil may have hampered the visual encounter of lizard species that occupy different microhabitats, and additional sampling with the use of combined methods (such as pitfall traps) might prove more effective in this area. Alternatively, low abundance in the area might have been caused by low abundances of individuals due to microhabitat preference (e.g. *Tropidurus torquatus*). Therein forested areas may still harbor species such as *Ophiodes fragilis* (Costa *et al.*, 2009), found only in this area through a deceased individual, and *Polychrus marmoratus*

(Linnaeus, 1758) (Polychrotidae) (Mattison, 1999), previously registered in the area by one of us (R. Pontes; occasional encounter, 2013).

Tropidurus torquatus was found in five different categories of microhabitat, and was the only species found in disturbed areas. Species of the *Tropidurus torquatus* group are known to be microhabitat generalists and can even occur in areas altered by human activities (Rodrigues, 1987; Van Sluys *et al.*, 2004). Besides *T. torquatus*, *Hemidactylus mabouia* and Mabuyidae spp. occupied five categories of microhabitats. The gekkonid *H. mabouia*, although widely distributed in Brazil, is an alien species, native from central and east Africa (Carranza & Arnold, 2006; Rödder *et al.*, 2008). This species is relatively abundant in disturbed environments of several biomes and has also been found in bromeliads in previous works (Vanzolini, 1968). The high number of microhabitats occupied by the species in the present study, which has already been reported by other authors (e.g., Carvalho *et al.*, 2007), corroborate the idea of the species being very adaptable and an effective colonizer (Meshaka, 2000; Carranza & Arnold, 2006; Rocha *et al.*, 2011), especially in open areas such as *restingas* (Telles *et al.*, 2015, Rocha *et al.*, 2011). In Brazil, *H. mabouia* competes with native lizard species, such as *Gymnodactylus darwinii* (Teixeira, 2002), and could even lead to local extinction or population reduction of some species.

The mabuyids *Psychosaura macrorhyncha* and *Brasiliscincus agilis*, on the other hand, are native species commonly found in sympatry in coastal areas of southeastern Brazil (Vrcibradic & Rocha, 1996, 2002a,b). These species are known to differ considerably in the use of microhabitat, with *P. macrorhyncha* being mostly found in bromeliads, while *B. agilis* uses mainly leaf litter on the ground (Vrcibradic & Rocha, 1996). *Ameiva ameiva* was found in two types of microhabitat: sand and leaf litter, being most correlated with the sand. These results corroborate previous findings that *A. ameiva* is usually found on the ground, hardly climbing off in search of prey (Vitt & Colli, 1994). *Liolaemus lutzae*, found only in the sand stripes close to the sea at Massambaba and Dunas, is a lizard with restricted and specialized habits and a relatively small geographic distribution, being endemic from restingas of Rio de Janeiro state (Rocha, 2000; Rocha *et al.*, 2005; Rocha *et al.*, 2009). Most of the restinga areas where *L. lutzae* inhabits, including those here studied, have been under intense anthropogenic disturbance (Rocha *et al.*, 2005), leading to the decline of several populations of the species, resulting in its inclusion as a "critically endangered" taxon in the state of Rio de Janeiro (Bergallo *et al.*, 2000; Rocha *et al.*, 2009), and critically endangered in Brazil (Rocha, 2000). The occurrence of *L. lutzae* within the area of PECS and surroundings highlights the importance of this protected area to ensure the maintenance of

these populations. The only recorded individual of *O. fragilis* was found dead along the trail, and by this reason it was not possible to point its microhabitat occupancy. However, previous studies have indicated the species with cryptozoic habits, occurring in grassy and herbaceous vegetation (Montechiaro *et al.*, 2011). The heterogeneous distribution of lizard species within the habitats strengthens the role of differentiated and structurally complex environments in the maintenance of species richness, as also demonstrated by other studies (Rambaldi & Oliveira, 2003; Carvalho *et al.*, 2007).

Although sample sizes were small for *Ameiva ameiva* and *Liolaemus lutzae* in the present study, the exclusiveness of these species in the morning period corroborates previous ecological studies (see Vitt & Colli, 1994; Rocha, 1995). *Tropidurus torquatus* and Mabuyidae spp. were found during the day, as previously recorded for the species (Carvalho *et al.*, 2007). *Hemidactylus mabouia* was mostly found in the sunset and at night, with also some individuals recorded during the morning (n = 2). The individuals recorded in the morning were, however, inactive and sheltered in bromeliads. Notwithstanding, although this species has traditionally been taken as nocturnal (see Rocha & Anjos, 2007; Rocha *et al.*, 2011), other authors have already found both diurnal and nocturnal activity for *H. mabouia*, when daily temperatures are low (Hatano *et al.*, 2001; Carvalho *et al.*, 2007).

Activity and seasonality are often intrinsically associated to species belonging to the herpetofauna given their metabolic dependence on sunlight, warmth and precipitation regime (Zug *et al.*, 2001). However, unlike temperate environments, the seasonality is less marked in the tropical region, presenting temperature and rainfall regimes relatively constant over the hydrological cycles (Crump & Scott, 1994). The atypical seasonal panorama found during the study period (rainy season with lower rainfall indexes when compared to the dry season) associated to the less marked seasonality may have led to higher abundances of *Liolaemus lutzae* and *Hemidactulys mabouia* in the dry season than in the rainy season, and for a similar species abundance of *Ameiva ameiva* in both seasons. Rocha (1998) argues that *L. lutzae* reproduces seasonally, with individuals recruitment and increase of food availability occurring in the months between January and May. We only recorded specimens in May (n = 16; dry season) and October (n = 5; rainy season). Considering species population trends, another possibility for the higher abundance of individuals in the dry season may be probably directly associated to the recruitment and food availability in May. Although the *A. ameiva* population seems to increase in the rainy season (Colli, 1991), this species appears to adapt its reproductive cycle according to rainfall rate, and reproduction is continuous when water is available throughout the year or where rainfall

is unpredictable (Colli 1992), which seems to be the present case. Despite *A. ameiva* being considered as one of the most abundant species in restingas (Silva & Araujo, 2008), we registered a relatively low abundance of the species in the study area. Thus, more focused and long-term studies are still necessary in order to provide additional data regarding our results. Several ecological factors along with restinga formation history as well as data on lizard species competition and space-partition are still needed to achieve a greater understanding for the ecological determinants and historical factors of the variation between areas in lizard communities. The remarkable increase of *T. torquatus* abundance in the rainy season (180 registers in the rainy *vs*. 66 in the dry) is much likely associated to species recruitment between February and May (Kiefer, 2003, Silva & Araujo, 2008). Also, higher temperatures during the rainy season may have significantly influenced the total abundance of the lizard community of PECS.

Acknowlegments

We are grateful to Fundação Grupo Boticário de Proteção à Natureza for financial support of this study (process number 0915_20112); Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) and Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) for scholarship grant of the authors; and Fundação Carlos Chagas Filho de Amparo a Pesquisa do Estado do Rio de Janeiro (FAPERJ) for financial support to MN/UFRJ. We thank ICMBio and INEA for the licenses for scientific activities issued (No.30559-1/2011 and No.048/2011, respectively). We are also thankful to Daniel Bastos Maciel, Luciana Ramos, and Ana Carolina Calijorne Lourenço for support in fieldwork. Angele Martins was supported by Fundação Carlos Chagas Filho de Amparo à Pesquisa no Estado do Rio de Janeiro (FAPERJ, E-26/202.403/2017).

Literature cited

Adolph, S. C. 1990. Influence of behavioral thermoregularion on microhabitat use by two *Sceloporus* lizards. Ecology 71(1):315-327.

Araújo, A. F. B. 1984. Padrões de divisão em uma comunidade de Lagartos de Restinga; pp. 327-342. *In* L.D. Lacerda, D.S.D. Araújo, R. Cerqueira, B. Turco (Eds.), Restingas, Origem, Estrutura e Processos. Centro Editorial da Universidade Federal Fluminense, Niterói.

Araújo, A. F. B. 1991. Structure of a white sand-dune lizard community of Coastal Brazil. Revista Brasileira de Biologia 54(4):857-865.

Assumpção, J. & M. T. Nascimento. 2000. Estrutura e composição florística de quatro formações vegetais de restinga no complexo lagunar Grussaí/ Iquipari, São João da Barra, RJ, Brasil. Acta Botanica Brasilica 14(3):301-315.

Barbieri, E. B. 1984. Cabo Frio e Iguaba Grande: dois microclimas distintos a um curto intervalo espacial; pp. 3-13. *In* L.D. Lacerda, D.S.D. Araújo, R. Cerqueira, B. Turco (Eds.), Restingas, Origem, Estrutura e Processos. Centro Editorial da Universidade Federal Fluminense, Niterói.

Bergallo, H. G. & C. D. F. Rocha. 1993. Activity patterns and body temperatures of two sympatric lizards (*Tropidurus torquatus* and *Cnemidophorus ocellifer*) with different foraging tactics in southeastern Brazil. Amphibia-Reptilia 14(3):312-315.

Bergallo, H. G., C. D. F. Rocha, M. A. S. Alves & M. Van Sluys. 2000. A fauna ameaçada de extinção do estado do Rio de Janeiro. Editora Universidade do Estado do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 166 pp.

Bernardes, L. M. C. 1952. Tipos de clima do Estado do Rio de Janeiro. Revista Brasileira de Geografia 14(1):57-80.

Bohrer, C. B. A., H. G. R. Dantas, F. M. Cronemberger, R. S. Vicens & S. F. Andrade. 2009. Mapeamento da vegetação e do uso do solo no Centro de Diversidade Vegetal de Cabo Frio, Rio de Janeiro, Brasil. Rodriguésia 60(1):01-23.

Carranza, S. & E. N. Arnold. 2006. Systematics, biogeography, and evolution of *Hemidactylus geckos* (Reptilia: Gekkonidae) elucidated using mitochondrial DNA sequences. Molecular Phylogeny and Evolution 38(2):531-545.

Carvalho, A. L. G., A. F. B. Araújo & H. R. Silva. 2007. Lagartos da Marambaia, um remanescente insular de restinga e floresta atlântica no estado do Rio de Janeiro. Biota Neotropica 7(2):220-226.

Colli, G.R. 1991. Reproductive Ecology of *Ameiva ameiva* (Sauria, Teiidae) in the Cerrado of Central Brazil. Copeia 1991(4): 1002-1012.

Cordeiro, S.Z. 2005. Composição e distribuição da vegetação herbácea em três áreas com fitofisionomias distintas na Praia do Peró, Cabo Frio, RJ, Brasil. Acta Botanica Brasilica 19(4):679-693.

Costa, H. C., V. D. Fernandes, A. C. Rodrigues & R. N. Feio. 2009. Lizards and Amphibaenians, municipality of Viçosa, state of Minas Gerais, southeastern Brazil. Check List 5(3):732-745.

Crump, M.L. & H. J. Scott Jr. 1994. Visual encounter surveys; pp. 84-92. *In*: W.R. Heyer, M.A. Donnelly, R.W. McDiarmid, L. Hayek & M.S. Foster. (Eds.), Measuring and monitoring biological diversity: Standard methods for amphibians. Smithsonian Institution Press, Washington.

Dantas, M.E., E. Shinzato, A. I. M. Medina, C. R. Silva, J. Pimentel, J. F. Lumbreras & S. B. Calderano. 2001. Diagnóstico geoambiental do estado do Rio de Janeiro. CPRM, Brasília, 33 p.

Dias, E. J. R. & C. F. D. Rocha. 2004. Thermal ecology, activity patterns, and microhabitat use by two sympatric whiptail lizards (*Cnemidophorus abaetensis* and *Cnemidophorus ocellifer*) from northeastern Brazil. Journal of Herpetology 38(4):586-588.

Gandolfi, S. M. & C. F. D. Rocha. 1998. Orientation of thermoregulating *Tropidurus torquatus* (Sauria: Tropiduridae) on termite mounds. Amphibia-Reptilia 19(3):319–323.

Golfari, L. & H. Moosmayer. 1980. Manual de reflorestamento do Estado do Rio de Janeiro. Banco de Desenvolvimento do Estado do Rio de Janeiro / Secretaria de Planejamento e Coordenação Geral, Rio de Janeiro, 382 p.

Heyer, W.R., M. A. Donelly, R. W. McDiarmid, L. A. C. Hayek & M. S. Foster. 1994. Measuring and monitoring biological diversity: Standard methods for amphibians. Smithsonian Institution Press, Washington, 384 p.

Instituto Nacional de Meteorologia – INMET. 2013. [Online] Available: http://www.inmet.gov.br/ [Accessed: 18 June 2013].

Maia-Carneiro, T., T. Dorigo & C. F. D. Rocha. 2012. Influences of seasonality, thermal environment and wind intensity on the thermal ecology of Brazilian sand lizards in a restinga remnant. South American Journal of Herpetology 7(3):241-251.

Martins, A. R. M., S. F. B. Bruno & A. Q. N. Navegantes. 2012. Herpetofauna of Núcleo Experimental de Iguaba Grande, Rio de Janeiro state, Brazil. Brazilian Journal of Biology 72(3):553-562.

Mattison, C. 1999. Lizards of the world. Blandford, London, 192 p.

McDiarmid, R. W. 1994. Preparing amphibians as scientific specimens; pp. 289-297. *In*: W.R. Heyer, M.A. Donnelly, R.W. McDiarmid, L. Hayek & M.S. Foster. (Eds.), Measuring and monitoring biological diversity: Standard methods for amphibians. Smithsonian Institution Press, Washington.

Meshaka, W. E. 2000. Colonization Dynamics of Two Exotic Geckos (*Hermidactylus garnotii* and *H. mabouia*) in Everglades National Park. Journal of Herpetology 34(1):163-168.

Pianka, E. R. 1973. The structure of lizard communities. Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics 4:53-74.

Rambaldi, D. M., & D. A. S. Oliveira. 2003. Fragmentação de Ecossistemas: causas, efeitos sobre a Biodiversidade e recomendações de políticas públicas. MMA/SBF, Brasília, 508 p.

Rocha, C. F. D. 1995. Ecologia termal de *Liolaemus lutzae* (Sauria: Tropiduridae) em uma área de restinga do sudeste do Brasil. Revista Brasileira de Biologia 55(3):481-489.

Rocha, C. F. D. 2000. Biogeografia de Répteis de Restingas: Distribuição, Ocorrências e Endemismos; pp. 99-116. *In*: F.A. Esteves & L.D. Lacerda (Eds.). Ecologia de Restingas e Lagoas Costeiras. NUPEM/UFRJ, Macaé.

Rocha, C. F. D. & L. A. Anjos. 2007. Feeding ecology of a nocturnal invasive alien species, *Hemidactylus mabouia* Moreau de Jonnès, 1818 (Gekkonidae), living in an outcrop rocky area in southeastern Brazil. Brazilian Journal of Biology 67(3):485-491.

Rocha, C. F. D. & H. G. Bergallo. 1994. *Tropidurus torquatus* (Collared lizard) Diet. Herpetological Review 25(2):69.

Rocha, C. F. D., L. A. Anjos & H. G. Bergallo. 2011. Conquering Brazil: the invasion by the exotic gekkonid lizard *Hemidactylus mabouia* (Squamata) in Brazilian natural environments. Zoologia 28(6):747–754.

Rocha, C. F. D., C. C. Siqueira & C. V. Ariani. 2009. The endemic and threatened lizard *Liolaemus lutzae* (Squamata: Liolaemidae): current geographic distribution and areas of occurrence with estimated population densities. Zoologia 26(3):454–460.

Rocha, C. F. D., D. Vrcibradic & A. F. B. Araújo. 2000. Ecofisiologia de répteis de restingas brasileiras; pp. 117-149. *In*: F.A. Esteves & L.D. Lacerda (Eds.). Ecologia de Restingas e Lagoas Costeiras. NUPEM/UFRJ, Macaé.

Rocha, C. F. D., H. G. Bergallo, M. Van Sluys & M. A. S. Alves. 2003. A biodiversidade nos grandes remanescentes florestais no Estado do Rio de Janeiro e nas restingas da Mata Atlântica. RiMa, São Carlos, 160 p.

Rocha, C. F. D., M. Van Sluys, H. G. Bergallo & M. A. S. Alves. 2005. Endemic and threatened tetrapods in the restingas of the biodiversity corridors of Serra do Mar and of the central da Mata Atlântica in eastern Brazil. Brazilian Journal of Biology 65(1):159-168.

Rocha, C. F. D., M. Van Sluys, D. Vrcibradic, F. H. Hatano, C. A. B. Galdino, M. Cunha-Barros & M. C. Kiefer. 2004. A comunidade de répteis da restinga de Jurubatiba; pp. 179-198. *In*: C.F.D. Rocha, F.A. Esteves, F.R. Scarno (Eds.), Pesquisas ecológicas de longa duração na restinga de Jurubatiba: ecologia, história natural e conservação. RiMa, São Carlos.

Rocha, C. F. D., D. Vrcibradic, M. C. Kiefer, V. A. Menezes, A. F. Fontes, F. H. Hatano, C. A. B. Galdino, H. G. Bergallo & M. Van Sluys. 2014. Species composition, richness and nestedness of lizard assemblages from Restinga habitats along the brazilian coast. Brazilian Journal of Biology 74(2):349-354.

Rödder, D., M. Solé & W. Böhme. 2008. Predicting the potential distributions of two alien invasive housegeckos (Gekkonidae: *Hemidactylus frenatus*, *Hemidactylus mabouia*). North-Western Jounal of Zoology 4(2):236-246.

Rodrigues, M. T. 1987. Sistemática, Ecologia e Zoogeografia dos *Tropidurus* do grupo *torquatus* ao Sul do Rio Amazonas (Sauria, Iguanidae). Arquivos de Zoologia 31(3):105-230.

Shine, R. 2005. Life-History Evolution in Reptiles. Annual Review of Ecology, Evolution and Systematics 36:23-46.

Silva, V. N. & A. F. B. Araújo. 2008. Ecologia dos Lagartos Brasileiros. Technical Books, Rio de Janeiro, 271 p.

Teixeira, R. L. 2002. Aspectos ecológicos de *Gymnodactylus darwinii* (Sauria: Gekkonidae) em Pontal do Ipiranga, Linhares, Espírito Santo, Sudeste do Brasil. Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão 14:21-31.

Teixeira-Filho, P., C. F. D. Rocha & S. Ribas. 2003. Relative feeding specialization may depress ontogenetic, seasonal and sexual variations in diet: the endemic lizard *Cnemidophorus littoralis*. Brazilian Journal of Biology 63(2):321-328.

Uetz, P., P. Freed, J. Hosek. 2018. The Reptile Database. [Online] Available: http://www.reptile-database.org [Accessed: 10 September 2018].

Van Sluys, M., C. F. D. Rocha, D. Vrcibradic, C. A. B. Galdino & A. F. Fonte. 2004. Diet, Activity and Microhabitat use of two syntopic *Tropidurus* species (Lacertilia: Tropiduridae) in Minas Gerais, Brazil. Journal of Herpetolology 38(4):606-611.

Vanzolini, P. E. 1968. Lagartos Brasileiros da Família Gekkonidae (Sauria). Arquivos de Zoologia 17(1):1-84.

Vitt, L. J. & G. R. Colli. 1994. Geographical ecology of a Neotropical lizard: *Ameiva ameiva* (Teiidae) in Brazil. Canadian Journal of Zoology 72(11):1986-2008.

Vrcibradic, D. & C. F. D. Rocha. 1996. Ecological Differences in Tropical Sympatric Skinks (*Mabuya machorhyncha* and *Mabuya agilis*) in Southeatern Brazil. Journal of Herpetolology 30(2):60-67.

Vrcibradic, D. & C. F. D. Rocha. 2002a. Ecology of *Mabuya agilis* (Raddi) (Lacertilia, Scincidae) at the restinga of Grumari, Rio de Janeiro, southeastern Brazil. Revista Brasileira de Zoologia 2:19- 29.

Vrcibradic, D. & C. F. D. Rocha. 2002b. Use of cacti as heat sources by thermoregulating *Mabuya agilis* (Raddi) and *Mabuya macrorhyncha* Hoge (Lacertilia, Scincidae) in two restinga habitats in southeastern Brazil. Revista Brasileira de Zoologia 19(2):77-83.

Vrcibradic, D. & C. D. F. Rocha. 2005. Observations on the natural history of the lizard *Mabuya macrorhyncha* Hoge (Scincidae) in Queimada Grande island, São Paulo, Brazil. Revista Brasileira de Zoologia 22(4):1185-1190.

Zar, J. H. 1999. Biostatistical Analysis, 4th Edition. Prentice Hall International Inc, New Jersey, 929 p.

Zug, G. R., L. J. Vitt & J. P. Caldwell. 2001. Herpetology: an introductory biology of amphibians and reptiles. Academic Press, San Diego, 630 p.

Lista de espécies brasileiras

Brazilian Amphibians: **List of Species**

Magno V. Segalla[1*], Ulisses Caramaschi[2], Carlos Alberto Gonçalves Cruz[2], Paulo Christiano de Anchietta Garcia[3], Taran Grant[4], Célio F. B. Haddad[5], Diego J. Santana[6], Luís Felipe Toledo[7], José A. Langone[8].

1. Laboratório de Herpetologia. Museu de História Natural Capão da Imbuia, 82810-080, Curitiba, PR, Brazil.
2. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Museu Nacional, Departamento de Vertebrados, Quinta da Boa Vista, São Cristóvão, 20940-040, Rio de Janeiro, RJ, Brazil.
3. Departamento de Zoologia, Instituto de Ciências Biológicas; Universidade Federal de Minas Gerais, Avenida Antônio Carlos, 6627, Pampulha, 31270-901, Belo Horizonte, MG, Brazil.
4. Departamento de Zoologia, Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, 05508-090, São Paulo, SP, Brazil.
5. Departamento de Zoologia e Centro de Aquicultura (CAUNESP), Instituto de Biociências, Universidade Estadual Paulista, Caixa Postal 199, 13506-906, Rio Claro, SP, Brazil.
6. Laboratório de Zoologia, Instituto de Biociências. Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, Cidade Universitaria, 79.070-900, Campo Grande, MS, Brazil.
7. Laboratório de História Natural de Anfíbios Brasileiros (LaHNAB), Departamento de Biologia Animal, Instituto de Biologia, UNICAMP, 13083-862, Campinas, SP, Brazil.
8. Departamento de Herpetología, Museo Nacional de Historia Natural, Casilla de Correo 399, CP 11.000, Montevideo, Uruguay.

* Corresponding author. Email: msegalla@gmail.com

The following list includes all recognized species of amphibians, known by vouchers or published information to occur within the political borders of Brazil (until February 26th, 2019). The taxonomy follows Frost (2019). The known amphibian fauna of Brazil comprises 1137 species. The vast majority of species are anurans, including 1093 species (2 exotic invasives) representing 20 families and 105 genera, followed by caecilians, with 38 species in four families and 12 genera, and salamanders, with five species in a single family and genus.

ORDER ANURA

Family Allophrynidae

1. *Allophryne relicta* Caramaschi, Orrico, Faivovich, Dias & Solé, 2013
2. *Allophryne resplendens* Castroviejo-Fisher, Pérez-Peña, Padial & Guayasamin, 2012
3. *Allophryne ruthveni* Gaige, 1926

Family Alsodidae

4. *Limnomedusa macroglossa* (Duméril & Bibron, 1841)

Family Aromobatidae (Allobatinae)

5. *Allobates bacurau* Simões, 2016
6. *Allobates brunneus* (Cope, 1887)
7. *Allobates carajas* Simões, Rojas & Lima, 2019
8. *Allobates caeruleodactylus* (Lima & Caldwell, 2001)
9. *Allobates conspicuus* (Morales, 2002)
10. *Allobates crombiei* (Morales, 2002)
11. *Allobates femoralis* (Boulenger, 1884)
12. *Allobates flaviventris* Melo-Sampaio, Souza & Peloso, 2013
13. *Allobates fuscellus* (Morales, 2002)
14. *Allobates gasconi* (Morales, 2002)
15. *Allobates goianus* (Bokermann, 1975)
16. *Allobates grillisimilis* Simões, Sturaro, Peloso & Lima, 2013
17. *Allobates hodli* Simões, Lima & Farias, 2010
18. *Allobates juami* Simões, Gagliardi-Urrutia, Rojas-Runjaic & Castroviejo-Fisher, 2018
19. *Allobates magnussoni* Lima, Simões & Kaefer, 2014
20. *Allobates marchesianus* (Melin, 1941)
21. *Allobates masniger* (Morales, 2002)
22. *Allobates myersi* (Pyburn, 1981)
23. *Allobates nidicola* (Caldwell & Lima, 2003)
24. *Allobates olfersioides* (A. Lutz, 1925)
25. *Allobates paleovarzensis* Lima, Caldwell, Biavati & Montanarin, 2010
26. *Allobates subfolionidificans* (Lima, Sanchez & Souza, 2007)
27. *Allobates sumtuosus* (Morales, 2002)
28. *Allobates tapajos* Lima, Simões & Kaefer, 2015
29. *Allobates tinae* Melo-Sampaio, Oliveira & Prates, 2018
30. *Allobates trilineatus* (Boulenger, 1884)
31. *Allobates vanzolinius* (Morales, 2002)

Family Aromobatidae (Anomaloglossinae)

32. *An*omaloglossus *apiau* Fouquet, Souza, Nunes, Kok, Curcio, Carvalho, Grant & Rodrigues, 2015
33. *Anomaloglossus baeobatrachus* (Boistel & de Massari, 1999)
34. *Anomaloglossus stepheni* (Martins, 1989)
35. *Anomaloglossus tamacuarensis* (Myers & Donelly, 1997)
36. *Anomaloglossus tepequem* Fouquet, Souza, Nunes, Kok, Curcio, Carvalho, Grant & Rodrigues, 2015

Family Brachycephalidae

37. *Brachycephalus actaeus* Monteiro, Condez, Garcia, Comitti, Amaral & Haddad, 2018
38. *Brachycephalus albolineatus* Bornschein, Ribeiro, Blackburn, Stanley & Pie, 2016
39. *Brachycephalus alipioi* Pombal & Gasparini, 2006
40. *Brachycephalus atelopoide* Miranda-Ribeiro, 1920
41. *Brachycephalus auroguttatus* Ribeiro, Firkowski, Bornschein & Pie, 2015
42. *Brachycephalus boticario* Pie, Bornschein, Firkowski, Belmonte-Lopes & Ribeiro 2015
43. *Brachycephalus brunneus* Ribeiro, Alves, Haddad & Reis, 2005
44. *Brachycephalus bufonoides* Miranda-Ribeiro, 1920
45. *Brachycephalus coloratus* Ribeiro, Blackburn, Stanley, Pie & Bornschein, 2017
46. *Brachycephalus crispus* Condez, Clemente-Carvalho, Haddad, & Reis 2014
47. *Brachycephalus curupira* Ribeiro, Blackburn, Stanley, Pie & Bornschein, 2017
48. *Brachycephalus darkside* Guimarães, Luz, Rocha & Feio, 2017
49. *Brachycephalus didactylus* (Izecksohn, 1971)
50. *Brachycephalus ephippium* (Spix, 1824)
51. *Brachycephalus ferruginus* Alves, Ribeiro, Haddad & Reis, 2006
52. *Brachycephalus fuscolineatus* Pie, Bornschein, Firkowski, Belmonte-Lopes & Ribeiro, 2015
53. *Brachycephalus garbeanus* Miranda-Ribeiro, 1920
54. *Brachycephalus guarani* Clemente-Carvalho, Giaretta, Condez, Haddad & Reis, 2012
55. *Brachycephalus hermogenesi* (Giaretta & Sawaya, 1998)
56. *Brachycephalus izecksohni* Ribeiro, Alves, Haddad & Reis, 2005
57. *Brachycephalus leopardus* Ribeiro, Firkowski & Pie, 2015
58. *Brachycephalus margaritatus* Pombal & Izecksohn, 2011
59. *Brachycephalus mariaterezae* Bornschein, Morato, Firkowski, Ribeiro & Pie, 2015
60. *Brachycephalus mirissimus* Pie, Ribeiro, Confetti, Nadaline & Bornschein, 2018
61. *Brachycephalus nodoterga* Miranda-Ribeiro, 1920
62. *Brachycephalus olivaceus* Bornschein, Morato, Firkowski, Ribeiro & Pie, 2015
63. *Brachycephalus pernix* Pombal, Wistuba & Bornschein, 1998

64. *Brachycephalus pitanga* Alves, Sawaya, Reis & Haddad, 2009
65. *Brachycephalus pombali* Alves, Ribeiro, Haddad & Reis, 2006
66. *Brachycephalus pulex* Napoli, Caramaschi, Cruz & Dias, 2011
67. *Brachycephalus quiririensis* Pie & Ribeiro, 2015
68. *Brachycephalus sulfuratus* Condez, Monteiro, Comitti, Garcia, Amaral & Haddad, 2016
69. *Brachycephalus toby* Haddad, Alves, Clemente-Carvalho & Reis, 2010
70. *Brachycephalus tridactylus* Garey, Lima, Hartmann & Haddad, 2012
71. *Brachycephalus verrucosus* Ribeiro, Firkowski, Bornschein & Pie, 2015
72. *Brachycephalus vertebralis* Pombal, 2001
73. *Ischnocnema abdita* Canedo & Pimenta, 2010
74. *Ischnocnema bolbodactyla* (A. Lutz, 1925)
75. *Ischnocnema colibri* Taucce, Canedo, Parreiras, Drummond, Nogueira-Costa & Haddad, 2018
76. *Ischnocnema concolor* Targino, Costa & Carvalho-e-Silva, 2009
77. *Ischnocnema epipeda* (Heyer, 1984)
78. *Ischnocnema erythromera* (Heyer, 1984)
79. *Ischnocnema feioi* Taucce, Canedo & Haddad, 2018
80. *Ischnocnema garciai* Taucce, Canedo & Haddad, 2018
81. *Ischnocnema gehrti* (Miranda-Ribeiro, 1926)
82. *Ischnocnema gualteri* (B. Lutz, 1974)
83. *Ischnocnema guentheri* (Steindachner, 1864)
84. *Ischnocnema henselii* (Peters, 1870)
85. *Ischnocnema hoehnei* (B. Lutz, 1958)
86. *Ischnocnema holti* (Cochran, 1948)
87. *Ischnocnema izecksohni* (Caramaschi & Kisteumacher, 1989)
88. *Ischnocnema juipoca* (Sazima & Cardoso, 1978)
89. *Ischnocnema karst* Canedo, Targino, Leite & Haddad, 2012
90. *Ischnocnema lactea* (Miranda-Ribeiro, 1923)
91. *Ischnocnema manezinho* (Garcia, 1996)
92. *Ischnocnema melanopygia* Targino, Costa & Carvalho-e-Silva, 2009
93. *Ischnocnema nanahallux* Brusquetti, Thomé, Canedo, Condez & Haddad, 2013
94. *Ischnocnema nasuta* (A. Lutz, 1925)
95. *Ischnocnema nigriventris* (A. Lutz, 1925)
96. *Ischnocnema octavioi* (Bokermann, 1965)
97. *Ischnocnema oea* (Heyer, 1984)
98. *Ischnocnema paranaensis* (Langone & Segalla, 1996)
99. *Ischnocnema parnaso* Taucce, Canedo, Parreiras, Drummond, Nogueira-Costa & Haddad, 2018
100. *Ischnocnema parva* (Girard, 1853)
101. *Ischnocnema penaxavantinho* Giaretta, Toffoli & Oliveira, 2007
102. *Ischnocnema pusilla* (Bokermann, 1967)

103. *Ischnocnema randorum* (Heyer, 1985)
104. *Ischnocnema sambaqui* (Castanho & Haddad, 2000)
105. *Ischnocnema spanios* (Heyer, 1985)
106. *Ischnocnema surda* Canedo, Pimenta, Leite & Caramaschi, 2010
107. *Ischnocnema venancioi* (B. Lutz, 1958)
108. *Ischnocnema verrucosa* (Reinhardt & Lütken, 1862)
109. *Ischnocnema vizottoi* Martins & Haddad, 2010

Family Bufonidae

110. *Amazophrynella bokermanni* (Izecksohn, 1994)
111. *Amazophrynella manaos* Rojas, Carvalho, Gordo, Ávila, Farias & Hrbek, 2014
112. *Amazophrynella minuta* (Melin, 1941)
113. *Amazophrynella moisesii* Rojas-Zamora, Fouquet, Ron, Hernández-Ruz, Melo -Sampaio, Chaparro, Vogt, Carvalho, Pinheiro, Ávila, Farias, Gordo & Hrbek, 2018
114. *Amazophrynella teko* Rojas-Zamora, Fouquet, Ron, Hernández-Ruz, Melo-Sampaio, Chaparro, Vogt, Carvalho, Pinheiro, Ávila, Farias, Gordo & Hrbek, 2018
115. *Amazophrynella vote* Ávila, Carvalho, Gordo, Kawashita-Ribeiro & Morais, 2012
116. *Amazophrynella xinguensis* Rojas-Zamora, Fouquet, Ron, Hernández-Ruz, Melo -Sampaio, Chaparro, Vogt, Carvalho, Pinheiro, Ávila, Farias, Gordo & Hrbek, 2018
117. *Atelopus flavescens* Duméril & Bibron, 1841
118. *Atelopus hoogmoedi* Lescure, 1974
119. *Dendrophryniscus berthalutzae* Izecksohn, 1994
120. *Dendrophryniscus brevipollicatus* Jiménez de la Espada, 187
121. *Dendrophryniscus carvalhoi* Izecksohn, 1994
122. *Dendrophryniscus krausae* Cruz & Fusinatto, 2008
123. *Dendrophryniscus leucomystax* Izecksohn, 1968
124. *Dendrophryniscus oreites* Recoder, Teixeira, Cassimiro, Camacho & Rodrigues, 2010
125. *Dendrophryniscus organensis* Carvalho-e-Silva, Mongin, Izecksohn & Carvalho-e -Silva, 2010
126. *Dendrophryniscus proboscideus* (Boulenger, 1882)
127. *Dendrophryniscus skuki* (Caramaschi, 2012)
128. *Dendrophryniscus stawiarskyi* Izecksohn, 1994
129. *Frostius erythrophthalmus* Pimenta & Caramaschi, 2007
130. *Frostius pernambucensis* (Bokermann, 1962)
131. *Melanophryniscus admirabilis* Di Bernardo, Maneyro & Grillo, 2006
132. *Melanophryniscus alipioi* Langone, Segalla, Bornschein & de Sá, 2008
133. *Melanophryniscus atroluteus* (Miranda-Ribeiro, 1920)
134. *Melanophryniscus biancae* Bornschein, Baldo, Pie, Firkowski, Ribeiro & Corrêa, 2015
135. *Melanophryniscus cambaraensis* Braun & Braun, 1979

136. *Melanophryniscus devincenzii* Klappenbach, 1968
137. *Melanophryniscus dorsalis* (Mertens, 1933)
138. *Melanophryniscus fulvoguttatus* (Mertens, 1937)
139. *Melanophryniscus klappenbachi* Prigioni & Langone, 2000
140. *Melanophryniscus macrogranulosus* Braun, 1973
141. *Melanophryniscus milanoi* Baldo, Bornschein, Pie, Firkowski, Ribeiro, Belmonte -Lopes, 2015
142. *Melanophryniscus montevidensis* (Philippi, 1902)
143. *Melanophryniscus moreirae* (Miranda-Ribeiro, 1920)
144. *Melanophryniscus pachyrhynus* (Miranda-Ribeiro, 1920)
145. *Melanophryniscus peritus* Caramaschi & Cruz, 2011
146. *Melanophryniscus sanmartini* Klappenbach, 1968
147. *Melanophryniscus setiba* Peloso, Faivovich, Grant, Gasparini & Haddad, 2012
148. *Melanophryniscus simplex* Caramaschi & Cruz, 2002 116.
149. *Melanophryniscus spectabilis* Caramaschi & Cruz, 2002
150. *Melanophryniscus tumifrons* (Boulenger, 1905)
151. *Melanophryniscus vilavelhensis* Steinback-Padilha, 2009
152. *Melanophryniscus xanthostomus* Baldo, Bornschein, Pie, Ribeiro, Firkowski, & Morato, 2015
153. *Oreophrynella quelchii* Boulenger, 1895
154. *Oreophrynella weiassipuensis* Señaris, DoNascimento & Villarreal, 2005
155. *Rhaebo ecuadorensis* Mueses-Cisneros, Cisneros-Heredia & McDiarmid, 2012
156. *Rhaebo guttatus* (Schneider, 1799)
157. *Rhinella abei* (Baldissera-Jr, Caramaschi & Haddad, 2004)
158. *Rhinella achavali* (Maneyro, Arrieta & de Sá, 2004)
159. *Rhinella acutirostris* (Spix, 1824)
160. *Rhinella arenarum* (Hensel, 1867)
161. *Rhinella azarai* (Gallardo, 1965)
162. *Rhinella bergi* (Céspedez, 2000)
163. *Rhinella casconi* Roberto, Brito & Thomé, 2014
164. *Rhinella castaneotica* (Caldwell, 1991)
165. *Rhinella ceratophrys* (Boulenger, 1882)
166. *Rhinella cerradensis* Maciel, Brandão, Campos & Sebben, 2007
167. *Rhinella crucifer* (Wied, 1821)
168. *Rhinella dapsilis* (Myers & Carvalho, 1945)
169. *Rhinella diptycha* (Cope, 1862)
170. *Rhinella dorbignyi* (Duméril & Bibron, 1841)
171. *Rhinella fernandezae* (Gallardo, 1957)
172. *Rhinella gildae* Vaz-Silva, Maciel, Bastos & Pombal, 2015
173. *Rhinella granulosa* (Spix, 1824)
174. *Rhinella henseli* (A. Lutz, 1934)
175. *Rhinella hoogmoedi* Caramaschi & Pombal, 2006

176. *Rhinella icterica* (Spix, 1824)
177. *Rhinella inopina* Vaz-Silva, Valdujo & Pombal, 2012
178. *Rhinella jimi* (Stevaux, 2002)
179. *Rhinella magnussoni* Lima, Menin & Araújo, 2007
180. *Rhinella major* (Muller & Helmich, 1936)
181. *Rhinella margaritifera* (Laurenti, 1768)
182. *Rhinella marina* (Linnaeus, 1758)
183. *Rhinella martyi* Fouquet, Gaucher, Blanc & Vélez-Rodriguez, 2007
184. *Rhinella merianae* (Gallardo, 1965)
185. *Rhinella mirandaribeiroi* (Gallardo, 1965)
186. *Rhinella nattereri* (Bokermann, 1967)
187. *Rhinella ocellata* (Günther, 1858)
188. *Rhinella ornata* (Spix, 1824)
189. *Rhinella paraguayensis* Ávila, Pansonato & Strüssmann, 2010
190. *Rhinella poeppigii* (Tschudi, 1845)
191. *Rhinella proboscidea* (Spix, 1824)
192. *Rhinella pygmaea* (Myers & Carvalho, 1952)
193. *Rhinella rubescens* (A. Lutz, 1925)
194. *Rhinella scitula* (Caramaschi & Niemeyer, 2003)
195. *Rhinella sebbeni* Vaz-Silva, Maciel, Bastos & Pombal, 2015
196. *Rhinella veredas* (Brandão, Maciel & Sebben, 2007)

Family Centrolenidae (Centroleninae)

197. *Teratohyla adenocheira* (Harvey & Noonan, 2005)
198. *Teratohyla midas* (Lynch & Duellman, 1973)
199. *Vitreorana baliomma* Pontes, Caramaschi & Pombal, 2014
200. *Vitreorana eurygnatha* (A. Lutz, 1925)
201. *Vitreorana franciscana* Santana, Barros, Pontes & Feio, 2015
202. *Vitreorana parvula* (Boulenger, 1895)
203. *Vitreorana ritae* (B. Lutz in B. Lutz & Kloss, 1952)
204. *Vitreorana uranoscopa* (Müller, 1924)

Family Centrolenidae (Hyalinobatrachinae)

205. *Hyalinobatrachium cappellei* (van Lidth de Jeude, 1904)
206. *Hyalinobatrachium carlesvilai* Castroviejo-Fisher, Padial, Chaparro, Aguayo & De la Riva, 2009
207. *Hyalinobatrachium iaspidiense* (Ayarzaguena, 1992)
208. *Hyalinobatrachium mondolfii* Señaris & Ayarzaguena, 2001
209. *Hyalinobatrachium muiraquitan* Oliveira & Hernández-Ruz, 2017
210. *Hyalinonatrachium munozorum* (Lynch & Duellman, 1973)

Family Ceratophryidae

211. *Ceratophrys aurita* (Raddi, 1823)
212. *Ceratophrys cornuta* (Linnaeus, 1758)
213. *Ceratophrys cranwelli* Barrio, 1980
214. *Ceratophrys joazeirensis* Mercadal de Barrio, 1986
215. *Ceratophrys ornata* (Bell, 1843)
216. *Lepidobatrachus asper* Budgett, 1899

Family Craugastoridae (Craugastorinae)

217. *Haddadus aramunha* (Cassimiro, Verdade & Rodrigues, 2008)
218. *Haddadus binotatus* (Spix, 1824)
219. *Haddadus plicifer* (Boulenger, 1888)
220. *Strabomantis sulcatus* (Cope, 1874)

Family Craugastoridae (Holoadeninae)

221. "*Eleutherodactylus" bilineatus* (Bokermann, 1975) – Incertae sedis
222. *Barycholos ternetzi* (Miranda Ribeiro, 1937)
223. *Euparkerella brasiliensis* (Parker, 1926)
224. *Euparkerella cochranae* Izecksohn, 1988
225. *Euparkerella cryptica* Hepp, Carvalho-e-Silva, Carvalho-e-Silva & Folly, 2015
226. *Euparkerella robusta* Izecksohn, 1988
227. *Euparkerella tridactyla* Izecksohn, 1988
228. *Holoaden bradei* B. Lutz, 1958
229. *Holoaden luederwaldti* Miranda-Ribeiro, 1920
230. *Holoaden pholeter* Pombal, Siqueira, Dorigo, Vrcibradic & Rocha, 2008
231. *Holoaden suarezi* Martins & Zaher, 2013
232. *Noblella myrmecoides* (Lynch, 1976)
233. *Oreobates antrum* Vaz-Silva, Maciel, Andrade & Amaro, 2018
234. *Oreobates crepitans* (Bokermann, 1965)
235. *Oreobates heterodactylus* (Miranda-Ribeiro, 1937)
236. *Oreobates quixensis* Jiménez de la Espada, 1872
237. *Oreobates remotus* Teixeira, Amaro, Recoder, Sena & Rodrigues, 2012

Family Craugastoridae (Pristimantinae)

238. *Ceuthomantis cavernibardus* (Myers & Donnelly, 1997)
239. *Pristimantis academicus* Lehr, Moravec & Gagliardi-Urrutia, 2010
240. *Pristimantis acuminatus* (Shreve, 1935)
241. *Pristimantis altamazonicus* (Barbour & Dunn, 1921)
242. *Pristimantis aureolineatus* (Guayasamin, Ron, Cisneros-Heredia, Lamar & McCracken, 2006)
243. *Pristimantis buccinator* (Rodriguez, 1994)
244. *Pristimantis carvalhoi* (B. Lutz in B. Lutz & Kloss, 1952)

245. *Pristimantis chiastonotus* (Lynch & Hoogmoed, 1977)
246. *Pristimantis conspicillatus* (Günther, 1858)
247. *Pristimantis delius* (Duellman & Mendelson, 1995)
248. *Pristimantis diadematus* (Jiménez de la Espada, 1875)
249. *Pristimantis dundeei* (Heyer & Muñoz, 1999)
250. *Pristimantis eurydactylus* (Hedges & Schlüter, 1992)
251. *Pristimantis fenestratus* (Steindachner, 1864)
252. *Pristimantis gutturalis* (Hoogmoed, Lynch & Lescure, 1977)
253. *Pristimantis inguinalis* (Parker, 1940)
254. *Pristimantis lacrimosus* (Jiménez de la Espada, 1875)
255. *Pristimantis lanthanites* (Lynch, 1975)
256. *Pristimantis latro* Oliveira, Rodrigues, Kaefer, Pinto & Hernández-Ruz, 2017
257. *Pristimantis luscombei* (Duellman & Mendelson, 1995)
258. *Pristimantis malkini* (Lynch, 1980)
259. *Pristimantis marmoratus* (Boulenger, 1900)
260. *Pristimantis martiae* (Lynch, 1974)
261. *Pristimantis memorans* (Myers & Donelly, 1997)
262. *Pristimantis ockendeni* (Boulenger, 1912)
263. *Pristimantis orcus* Lehr, Catenazzi & Rodriguez, 2009
264. *Pristimantis paulodutrai* (Bokermann, 1975)
265. *Pristimantis peruvianus* (Melin, 1941)
266. *Pristimantis ramagii* (Boulenger, 1888)
267. *Pristimantis reichlei* Padial & De La Riva, 2009
268. *Pristimantis skydmainos* (Flores & Rodriguez, 1997)
269. *Pristimantis toftae* (Duellman, 1978)
270. *Pristimantis variabilis* (Lynch, 1968)
271. *Pristimantis ventrigranulosus* Maciel, Vaz-Silva, Oliveira & Padial, 2012
272. *Pristimantis ventrimarmoratus* (Boulenger, 1912)
273. *Pristimantis vilarsi* (Melin, 1941)
274. *Pristimantis vinhai* (Bokermann, 1975)
275. *Pristimantis zeuctotylus* (Lynch & Hoogmoed, 1977)
276. *Pristimantis zimmermanae* (Heyer & Hardy, 1991)

Family Cycloramphidae

277. *Cycloramphus acangatan* Verdade & Rodrigues, 2003
278. *Cycloramphus asper* Werner, 1899
279. *Cycloramphus bandeirensis* Heyer, 1983
280. *Cycloramphus bolitoglossus* (Werner, 1897)
281. *Cycloramphus boraceiensis* Heyer, 1983
282. *Cycloramphus brasiliensis* (Steindachner, 1864)
283. *Cycloramphus carvalhoi* Heyer, 1983
284. *Cycloramphus catarinensis* Heyer, 1983

285. *Cycloramphus cedrensis* Heyer, 1983
286. *Cycloramphus diringshofeni* Bokermann, 1957
287. *Cycloramphus dubius* (Miranda-Ribeiro, 1920)
288. *Cycloramphus duseni* (Andersson, 1914)
289. *Cycloramphus eleutherodactylus* (Miranda-Ribeiro, 1920)
290. *Cycloramphus faustoi* Brasileiro, Haddad, Sawaya & Sazima, 2007
291. *Cycloramphus fuliginosus* Tschudi, 1838
292. *Cycloramphus granulosus* A. Lutz, 1929
293. *Cycloramphus izecksohni* Heyer, 1983
294. *Cycloramphus juimirim* Haddad & Sazima, 1989
295. *Cycloramphus lithomimeticus* Silva & Ouvernay 2012
296. *Cycloramphus lutzorum* Heyer, 1983
297. *Cycloramphus migueli* Heyer, 1988
298. *Cycloramphus mirandaribeiroi* Heyer, 1983
299. *Cycloramphus ohausi* (Wandolleck, 1907)
300. *Cycloramphus organensis* Weber, Verdade, Salles, Fouquet & Carvalho-e-Silva, 2011
301. *Cycloramphus rhyakonastes* Heyer, 1983
302. *Cycloramphus semipalmatus* (Miranda-Ribeiro, 1920)
303. *Cycloramphus stejnegeri* (Noble, 1924)
304. *Cycloramphus valae* Heyer, 1983
305. *Thoropa lutzi* Cochran, 1938
306. *Thoropa megatympanum* Caramaschi & Sazima, 1984
307. *Thoropa miliaris* (Spix, 1824)
308. *Thoropa petropolitana* (Wandolleck, 1907)
309. *Thoropa saxatilis* Cocroft & Heyer, 1988
310. *Thoropa taophora* (Miranda-Ribeiro, 1923)
311. *Zachaenus carvalhoi* Izecksohn, 1983
312. *Zachaenus parvulus* (Girard, 1853)

Family Dendrobatidae (Colostethinae)

313. *Ameerega berohoka* Vaz-Silva & Maciel, 2011
314. *Ameerega braccata* (Steindachner, 1864)
315. *Ameerega flavopicta* (A. Lutz, 1925)
316. *Ameerega hahneli* (Boulenger, 1884)
317. *Ameerega macero* (Rodriguez & Myers, 1993)
318. *Ameerega munduruku* Neves, Silva, Akieda, Cabrera, Koroiva & Santana, 2017
319. *Ameerega petersi* (Silverstone, 1976
320. *Ameerega picta* (Bibron in Tschudi, 1838)
321. *Ameerega pulchripecta* (Silverstone, 1976)
322. *Ameerega trivittata* (Spix, 1824)

Family Dendrobatidae (Dendrobatinae)

323. *Adelphobates castaneoticus* (Caldwell & Myers, 1990)
324. *Adelphobates galactonotus* (Steindachner, 1864)
325. *Adelphobates quinquevittatus* (Steindachner, 1864)
326. *Dendrobates leucomelas* Steindachner, 1864
327. *Dendrobates tinctorius* (Cuvier, 1797)
328. *Ranitomeya amazonica* (Schulte, 1999)
329. *Ranitomeya defleri* Twomey & Brown, 2009
330. *Ranitomeya sirensis* (Aichinger, 1991)
331. *Ranitomeya toraro* Brown, Caldwell, Twomey, Melo-Sampaio & Souza, 2011
332. *Ranitomeya uakarii* Brown, Schulte & Summers, 2006
333. *Ranitomeya vanzolinii* (Myers, 1982)
334. *Ranitomeya variabilis* (Zimmermann & Zimmermann, 1988)

Family Dendrobatidae (Hyloxalinae)

335. *Hyloxalus chlorocraspedus* (Caldwell, 2005)

Family Eleutherodactylidae (Eleutherodactylinae)

336. *Eleutherodactylus johnstonei* Barbour, 1914 – INVASIVE SPECIES

Family Eleutherodactylidae (Phyzelaphryninae)

337. *Adelophryne adiastola* Hoogmoed & Lescure, 1984
338. *Adelophryne baturitensis* Hoogmoed, Borges & Cascon, 1994
339. *Adelophryne glandulata* Lourenço-de-Moraes, Ferreira, Fouquet & Bastos, 2014
340. *Adelophryne gutturosa* Hoogmoed & Lescure, 1984
341. *Adelophryne maranguapensis* Hoogmoed, Borges & Cascon, 1994
342. *Adelophryne meridionalis* Santana, Fonseca, Neves & Carvalho 2012
343. *Adelophryne michelin* Lourenço-de-Moraes, Dias, Mira-Mendes, Oliveira, Barth, Ruas, Vences, Solé & Bastos, 2018
344. *Adelophryne mucronata* Lourenço-de-Moraes, Solé & Toledo, 2012
345. *Adelophryne pachydactyla* Hoogmoed, Borges & Cascon, 1994
346. *Phyzelaphryne miriamae* Heyer, 1977
347. *Phyzelaphryne nimio* Simões, Costa, Rojas-Runjaic, Gagliardi-Urrutia, Sturaro, Peloso & Castroviejo-Fisher, 2018

Family Hemiphractidae

348. *Fritziana fissilis* (Miranda Ribeiro, 1920)
349. *Fritziana goeldii* (Boulenger, 1895)
350. *Fritziana izecksohni* Folly, Hepp & Carvalho-e-Silva, 2018
351. *Fritziana mitus* Walker, Wachlevski, Nogueira-Costa, Garcia & Haddad, 2018
352. *Fritziana ohausi* (Wandolleck, 1907)
353. *Fritziana tonimi* Walker, Gasparini & Haddad, 2016

354. *Fritziana ulei* (Miranda-Ribeiro, 1926)
355. *Gastrotheca albolineata* (A. Lutz & B. Lutz, 1939)
356. *Gastrotheca ernestoi* Miranda Ribeiro, 1920
357. *Gastrotheca fissipes* (Boulenger, 1888)
358. *Gastrotheca flamma* Juncá & Nunes, 2008
359. *Gastrotheca fulvorufa* (Andersson, 1911)
360. *Gastrotheca megacephala* Izecksohn, Carvalho-e-Silva & Peixoto, 2009
361. *Gastrotheca microdiscus* (Andersson in Lönnberg & Andersson, 1910)
362. *Gastrotheca prasina* Teixeira, Dal Vechio, Recoder, Carnaval, Strangas, Damasceno, Sena & Rodrigues, 2012
363. *Gastrotheca pulchra* Caramaschi & Rodrigues, 2007
364. *Gastrotheca recava* Teixeira, Dal Vechio, Recoder, Carnaval, Strangas, Damasceno, Sena & Rodrigues, 2012
365. *Hemiphractus helioi* Sheil & Mendelson, 2001
366. *Hemiphractus scutatus* (Spix, 1824)
367. *Stefania neblinae* Carvalho, MacCulloch, Bonora & Vogt, 2010
368. *Stefania tamacuarina* Myers & Donnelly, 1997

Family Hylidae

369. "*Hyla" imitator* (Barbour & Dunn, 1921) – Incertae sedis
370. *Aparasphenodon arapapa* Pimenta, Napoli & Haddad, 2009
371. *Aparasphenodon bokermanni* Pombal, 1993
372. *Aparasphenodon brunoi* Miranda-Ribeiro, 1920
373. *Aparasphenodon pomba* Assis, Santana, Silva, Quintela & Feio, 2013
374. *Aparasphenodon venezolanus* (Mertens, 1950)
375. *Aplastodiscus albofrenatus* (A. Lutz, 1924)
376. *Aplastodiscus albosignatus* (A. Lutz & B. Lutz, 1938)
377. *Aplastodiscus arildae* (Cruz & Peixoto, 1987)
378. *Aplastodiscus cavicola* (Cruz & Peixoto, 1985)
379. *Aplastodiscus cochranae* (Mertens, 1952)
380. *Aplastodiscus ehrhardti* (Müller, 1924)
381. *Aplastodiscus eugenioi* (Carvalho-e-Silva & Carvalho-e-Silva, 2005)
382. *Aplastodiscus flumineus* (Cruz & Peixoto, 1985)
383. *Aplastodiscus ibirapitanga* (Cruz, Pimenta & Silvano, 2003)
384. *Aplastodiscus leucopygius* (Cruz & Peixoto, 1985)
385. *Aplastodiscus lutzorum* Berneck, Giaretta, Brandão, Cruz & Haddad, 2017
386. *Aplastodiscus musicus* (B. Lutz, 19498)
387. *Aplastodiscus perviridis* A. Lutz in B. Lutz, 1950
388. *Aplastodiscus sibilatus* (Cruz, Pimenta & Silvano, 2003)
389. *Aplastodiscus weygoldti* (Cruz & Peixoto, 1987)
390. *Boana albomarginata* (Spix, 1824)
391. *Boana albopunctata* (Spix, 1824)

392. *Boana atlantica* (Caramaschi & Velosa, 1996)
393. *Boana bandeirantes* (Caramaschi & Cruz, 2013)
394. *Boana beckeri* (Caramaschi & Cruz, 2004)
395. *Boana benitezi* (Rivero, 1961)
396. *Boana bischoffi* (Boulenger, 1887)
397. *Boana boans* (Linnaeus, 1758)
398. *Boana botumirim* (Caramaschi, Cruz & Nascimento, 2009)
399. *Boana buriti* (Caramaschi & Cruz, 1999)
400. *Boana caiapo* Pinheiro, Cintra, Valdujo, Silva, Martins, Silva & Garcia, 2018
401. *Boana caingua* (Carrizo, 1991)
402. *Boana caipora* (Antunes, Faivovich & Haddad, 2008)
403. *Boana calcarata* (Troschel in Schomburgk, 1848)
404. *Boana cambui* (Pinheiro, Pezzuti, Leite, Garcia, Haddad & Faivovich, 2016)
405. *Boana cinerascens* (Spix, 1824)
406. *Boana cipoensis* (B. Lutz, 1968)
407. *Boana crepitans* (Wied, 1824)
408. *Boana curupi* (Garcia, Faivovichi & Haddad, 2007)
409. *Boana cymbalum* (Bokermann, 1963)
410. *Boana dentei* (Bokermann, 1967)
411. *Boana diabolica* (Fouquet, Martinez, Zeidler, Courtois, Gaucher, Blanc, Lima, Souza, Rodrigues & Kok, 2016)
412. *Boana ericae* (Caramaschi & Cruz, 2000)
413. *Boana exastis* (Caramaschi & Rodriguez, 2003)
414. *Boana faber* (Wied, 1821)
415. *Boana fasciata* (Günther, 1858)
416. *Boana freicanecae* (Carnaval & Peixoto, 2004)
417. *Boana geographica* (Spix, 1824)
418. *Boana goiana* (B. Lutz, 1968)
419. *Boana guentheri* (Boulenger, 1886)
420. *Boana hobbsi* (Cochran & Goin, 1970)
421. *Boana icamiaba* Peloso, Oliveira, Sturaro, Rodrigues, Lima, Bitar, Wheeler & Aleixo, 2018
422. *Boana jaguariaivensis* (Caramaschi, Cruz & Segalla, 2010)
423. *Boana joaquini* (B. Lutz, 1968)
424. *Boana lanciformis* (Cope, 1871)
425. *Boana latistriata* (Caramaschi & Cruz, 2004)
426. *Boana leptolineata* (P. Braun & C. Braun, 1977)
427. *Boana leucocheila* (Caramaschi & Niemeyer, 2003)
428. *Boana lundii* (Burmeister, 1856)
429. *Boana maculateralis* (Caminer & Ron, 2014)
430. *Boana marginata* (Boulenger, 1887)
431. *Boana microderma* (Pyburn, 1977)

432. *Boana multifasciata* (Günther, 1859)
433. *Boana nympha* (Faivovich, Moravec, Cisneros-Heredia & Köhler, 2006)
434. *Boana ornatissima* (Noble, 1923)
435. *Boana paranaiba* (Carvalho, Giaretta & Facure, 2010)
436. *Boana pardalis* (Spix, 1824)
437. *Boana phaeopleura* (Caramaschi & Cruz, 2000)
438. *Boana poaju* (Garcia, Peixoto & Haddad, 2008)
439. *Boana polytaenia* (Cope, 1870)
440. *Boana pombali* (Caramaschi, Pimenta & Feio, 2004)
441. *Boana prasina* (Burmeister, 1856)
442. *Boana pulchella* (Duméril & Bibron, 1841)
443. *Boana punctata* (Schneider, 1799)
444. *Boana raniceps* (Cope, 1862)
445. *Boana secedens* (B. Lutz, 1963)
446. *Boana semiguttata* (A. Lutz, 1925)
447. *Boana semilineata* (Spix, 1824)
448. *Boana stellae* (Kwet, 2008)
449. *Boana stenocephala* (Caramaschi & Cruz, 1999)
450. *Boana tepuniana* (Barrio-Amorós & Brewer-Carias, 2008)
451. *Boana wavrini* (Parker, 1936)
452. *Boana xerophyla* (Duméril & Bibron, 1841)
453. *Bokermannohyla ahenea* (Napoli & Caramaschi, 2004)
454. *Bokermannohyla alvarengai* (Bokermann, 1956)
455. *Bokermannohyla astartea* (Bokermann, 1967)
456. *Bokermannohyla capra* Napoli & Pimenta, 2009
457. *Bokermannohyla caramaschii* (Napoli, 2005)
458. *Bokermannohyla carvalhoi* (Peixoto, 1981)
459. *Bokermannohyla circumdata* (Cope, 1871)
460. *Bokermannohyla claresignata* (A. Lutz & B. Lutz, 1939)
461. *Bokermannohyla clepsydra* (A. Lutz, 1925)
462. *Bokermannohyla diamantina* Napoli & Juncá, 2006
463. *Bokermannohyla flavopicta* Leite, Pezzuti & Garcia, 2012
464. *Bokermannohyla gouveai* (Peixoto & Cruz, 1992)
465. *Bokermannohyla hylax* (Heyer, 1985)
466. *Bokermannohyla ibitiguara* (Cardoso, 1983)
467. *Bokermannohyla ibitipoca* (Caramaschi & Feio, 1990)
468. *Bokermannohyla itapoty* Lugli & Haddad, 2006
469. *Bokermannohyla izecksohni* (Jim & Caramaschi, 1979)
470. *Bokermannohyla juiju* Faivovich, Lugli, Lourenço & Haddad, 2009
471. *Bokermannohyla langei* (Bokermann, 1965)
472. *Bokermannohyla lucianae* (Napoli & Pimenta, 2003)
473. *Bokermannohyla luctuosa* (Pombal & Haddad, 1993)

474. *Bokermannohyla martinsi* (Bokermann, 1964)
475. *Bokermannohyla nanuzae* (Bokermann & Sazima, 1973)
476. *Bokermannohyla napolii* Carvalho, Giaretta & Magrini, 2012
477. *Bokermannohyla oxente* Lugli & Haddad, 2006
478. *Bokermannohyla pseudopseudis* (Miranda-Ribeiro, 1937)
479. *Bokermannohyla ravida* (Caramaschi, Napoli & Bernardes, 2001)
480. *Bokermannohyla sagarana* Leite, Pezzuti & Drummond, 2011
481. *Bokermannohyla sapiranga* Brandão, Magalhães, Garda, Campos, Sebben & Maciel, 2012
482. *Bokermannohyla saxicola* (Bokermann, 1964)
483. *Bokermannohyla sazimai* (Cardoso & Andrade, 1982)
484. *Bokermannohyla vulcaniae* (Vasconcelos & Giaretta, 2005)
485. *Corythomantis galeata* Pombal, Menezes, Fontes, Nunes, Rocha & Van Sluys, 2012
486. *Corythomantis greeningi* Boulenger, 1896
487. *Dendropsophus acreanus* (Bokermann, 1964)
488. *Dendropsophus anataliasiasi* (Bokermann, 1972)
489. *Dendropsophus anceps* (A. Lutz, 1929)
490. *Dendropsophus araguaya* (Napoli & Caramaschi, 1998)
491. *Dendropsophus berthalutzae* (Bokermann, 1962)
492. *Dendropsophus bifurcus* (Andersson, 1945)
493. *Dendropsophus bipunctatus* (Spix, 1824)
494. *Dendropsophus bokermanni* (Goin, 1960)
495. *Dendropsophus branneri* (Cochran, 1948)
496. *Dendropsophus brevifrons* (Duellman & Crump, 1974)
497. *Dendropsophus bromeliaceus* Ferreira, Faivovich, Beard & Pombal, 2015
498. *Dendropsophus cachimbo* (Napoli & Caramaschi, 1999)
499. *Dendropsophus cerradensis* (Napoli & Caramaschi, 1998)
500. *Dendropsophus counani* Fouquet, Orrico, Ernest, Blanc, Martinez, Vacher, Rodrigues, Ouboter, Jairam & Ron, 2015
501. *Dendropsophus cruzi* (Pombal & Bastos, 1998)
502. *Dendropsophus decipiens* (A. Lutz, 1925)
503. *Dendropsophus dutrai* (Gomes & Peixoto, 1996)
504. *Dendropsophus elegans* (Wied, 1824)
505. *Dendropsophus elianeae* (Napoli & Caramaschi, 2000)
506. *Dendropsophus gaucheri* (Lescure & Marty, 2000)
507. *Dendropsophus giesleri* (Mertens, 1950)
508. *Dendropsophus haddadi* (Bastos & Pombal, 1996)
509. *Dendropsophus haraldschultzi* (Bokermann, 1962)
510. *Dendropsophus jimi* (Napoli & Caramaschi, 1999)
511. *Dendropsophus kamagarini* Rivadeneira, Venegas & Ron, 2018
512. *Dendropsophus koechlini* (Duellman & Trueb, 1989)
513. *Dendropsophus leali* (Bokermann, 1964)

514. *Dendropsophus leucophyllatus* (Beireis, 1783)
515. *Dendropsophus limai* (Bokermann, 1962)
516. *Dendropsophus mapinguari* Peloso, Orrico, Haddad, Lima-Filho & Sturaro, 2016
517. *Dendropsophus marmoratus* (Laurenti, 1768
518. *Dendropsophus melanargyreus* (Cope, 1887)
519. *Dendropsophus meridianus* (B. Lutz, 1954)
520. *Dendropsophus microcephalus* (Cope, 1886)
521. *Dendropsophus microps* (Peter, 1872)
522. *Dendropsophus minimus* (Ahl, 1933)
523. *Dendropsophus minusculus* (Rivero, 1971)
524. *Dendropsophus minutus* (Peters, 1872)
525. *Dendropsophus miyatai* (Vigle & Goberdhan-Vigle, 1990)
526. *Dendropsophus nahdereri* (B. Lutz & Bokermann, 1963)
527. *Dendropsophus nanus* (Boulenger, 1889)
528. *Dendropsophus nekronastes* Dias, Haddad, Argôlo & Orrico, 2017
529. *Dendropsophus novaisi* (Bokermann, 1968)
530. *Dendropsophus oliveirai* (Bokermann, 1963)
531. *Dendropsophus ozzyi* Orrico, Peloso, Sturaro, Silva, Neckel-Oliveira, Gordo, Faivovich & Haddad, 2014
532. *Dendropsophus parviceps* (Boulenger, 1882)
533. *Dendropsophus pauiniensis* (Heyer, 1977)
534. *Dendropsophus pseudomeridianus* (Cruz, Caramaschi & Dias, 2000)
535. *Dendropsophus reticulatus* (Jiménez de la Espada, 1870)
536. *Dendropsophus rhea* (Napoli & Caramaschi, 1999)
537. *Dendropsophus rhodopeplus* (Günther, 1858)
538. *Dendropsophus riveroi* (Cochran & Goin, 1970)
539. *Dendropsophus rossalleni* (Goin, 1959)
540. *Dendropsophus rubicundulus* (Reinhardt & Lütken, 1862)
541. *Dendropsophus ruschii* (Weygoldt & Peixoto, 1987)
542. *Dendropsophus sanborni* (Schmidt, 1944)
543. *Dendropsophus sarayacuensis* (Shreve, 1935)
544. *Dendropsophus schubarti* (Bokermann, 1963)
545. *Dendropsophus seniculus* (Cope, 1868)
546. *Dendropsophus soaresi* (Caramaschi & Jim, 1983)
547. *Dendropsophus studerae* (Carvalho-e-Silva, Carvalho-e-Silva & Izecksohn, 2003)
548. *Dendropsophus timbeba* (Martins & Cardoso, 1987)
549. *Dendropsophus tintinnabulum* (Melin, 1941)
550. *Dendropsophus triangulum* (Günther, 1869)
551. *Dendropsophus tritaeniatus* (Bokermann, 1965)
552. *Dendropsophus walfordi* (Bokermann, 1962)
553. *Dendropsophus werneri* (Cochran, 1952)
554. *Dendropsophus xapuriensis* (Martins & Cardoso, 1987)

555. *Dryaderces inframaculatus* (Boulenger, 1882)
556. *Dryaderces pearsoni* (Gaige, 1929)
557. *Itapotihyla langsdorffii* (Duméril & Bibron, 1841)
558. *Julianus pinimus* (Bokermann & Sazima, 1973)
559. *Julianus uruguayus* (Schmidt, 1944)
560. *Lysapsus bolivianus* Gallardo, 1961
561. *Lysapsus caraya* Gallardo, 1964
562. *Lysapsus laevis* (Parker, 1935)
563. *Lysapsus limellum* Cope, 1862
564. *Ololygon agilis* (Cruz & Peixoto, 1983)
565. *Ololygon albicans* (Bokermann, 1967)
566. *Ololygon alcatraz* (B. Lutz, 1973)
567. *Ololygon angrensis* (B. Lutz, 1973)
568. *Ololygon arduous* (Peixoto, 2002)
569. *Ololygon argyreornata* (Miranda-Ribeiro, 1926)
570. *Ololygon ariadne* (B. Lutz, 1973)
571. *Ololygon aromothyella* (Faivovich, 2005)
572. *Ololygon atrata* (Peixoto, 1989)
573. *Ololygon belloni* (Faivoivch, Gasparini & Haddad, 2010)
574. *Ololygon berthae* (Barrio, 1962)
575. *Ololygon brieni* (Witte, 1930)
576. *Ololygon caissara* (Lourenço, Zina, Catroli, Kasahara, Faivovich & Haddad, 2016)
577. *Ololygon canastrensis* (Cardoso & Haddad, 1982)
578. *Ololygon carnevallii* Caramaschi & Kisteumacher, 1989
579. *Ololygon catharinae* (Boulenger, 1888)
580. *Ololygon centralis* (Pombal & Bastos, 1996)
581. *Ololygon cosenzai* (Lacerda, Peixoto & Feio, 2012)
582. *Ololygon faivovichi* (Brasileiro, Oyamaguchi & Haddad, 2007)
583. *Ololygon flavoguttata* (A. Lutz & B. Lutz, 1939)
584. *Ololygon goya* Andrade, Santos, Rocha, Pombal & Vaz-Silva, 2018
585. *Ololygon heyeri* Peixoto & Weygoldt, 1986
586. *Ololygon hiemalis* (Haddad & Pombal, 1987)
587. *Ololygon humilis* (A.Lutz & B. Lutz in B. Lutz, 1954)
588. *Ololygon insperata* (Silva & Alves-Silva, 2011)
589. *Ololygon kautskyi* Carvalho-e-Silva & Peixoto, 1991
590. *Ololygon jureia* (Pombal & Gordo, 1991)
591. *Ololygon littoralis* (Pombal & Gordo, 1991)
592. *Ololygon littoreus* Peixoto, 1988
593. *Ololygon longilinea* (B. Lutz, 1968)
594. *Ololygon luizotavioi* Caramaschi & Kisteumacher, 1989
595. *Ololygon machadoi* (Bokermann & Sazima, 1973)
596. *Ololygon melanodactyla* (Lourenço, Luna & Pombal, 2014)

597. *Ololygon melloi* Peixoto, 1989
598. *Ololygon muriciensis* (Cruz, Nunes & Lima, 2011)
599. *Ololygon obtriangulata* (B. Lutz, 1973)
600. *Ololygon peixotoi* (Brasileiro, Haddad, Sawaya & Martins, 2007)
601. *Ololygon perpusilla* (A. Lutz & B. Lutz, 1939)
602. *Ololygon pombali* (Lourenço, Carvalho, Baêta, Pezzuti & Leite, 2013)
603. *Ololygon ranki* (Andrade & Cardoso, 1987)
604. *Ololygon rizibilis* (Bokermann, 1964)
605. *Ololygon skaios* (Pombal, Carvalho, Canelas & Bastos, 2010)
606. *Ololygon skuki* (Lima, Cruz & Azevedo, 2011)
607. *Ololygon strigilata* (Spix, 1824)
608. *Ololygon tripui* (Lourenço, Nascimento & Pires, 2010)
609. *Ololygon trapicheiroi* (A. Lutz & B. Lutz in B. Lutz, 1954)
610. *Ololygon tupinamba* (Silva & Alves-Silva, 2008)
611. *Ololygon v*-signata (B. Lutz, 1968)
612. *Osteocephalus buckleyi* (Boulenger, 1882)
613. *Osteocephalus cabrerai* (Cochran & Goin, 1970)
614. *Osteocephalus camufatus* Jungfer, Verdade, Faivovich & Rodrigues, 2016
615. *Osteocephalus castaneicola* Moravec, Aparicio, Guerrero-Reinhard, Calderón, Jungfer & Gvoždík, 2009
616. *Osteocephalus deridens* Jungfer, Ron, Seipp & Almendariz, 2000
617. *Osteocephalus helenae* (Ruthven, 1919)
618. *Osteocephalus leprieurii* (Duméril & Bibron, 1841)
619. *Osteocephalus oophagus* Jungfer & Schiesari, 1995
620. *Osteocephalus planiceps* Cope, 1874
621. *Osteocephalus subtilis* Martins & Cardoso, 1987
622. *Osteocephalus taurinus* Steindachner, 1862
623. *Osteocephalus vilarsi* (Melin, 1941)
624. *Phyllodytes acuminatus* Bokermann, 1966
625. *Phyllodytes amadoi* Vörös, Dias & Solé, 2017
626. *Phyllodytes brevirostris* Peixoto & Cruz, 1988
627. *Phyllodytes edelmoi* Peixoto, Caramaschi & Freire, 2003
628. *Phyllodytes gyrinaethes* Peixoto, Caramaschi & Freire, 2003
629. *Phyllodytes kautskyi* Peixoto & Cruz, 1988
630. *Phyllodytes luteolus* (Wied, 1824)
631. *Phyllodytes maculosus* Cruz, Feio & Cardoso, 2007
632. *Phyllodytes megatympanum* Marciano, Lantyer-Silva & Solé, 2017
633. *Phyllodytes melanomystax* Caramaschi, Silva & Britto-Pereira, 1992
634. *Phyllodytes praeceptor* Orrico, Dias & Marciano, 2018
635. *Phyllodytes punctatus* Caramaschi & Peixoto, 2004
636. *Phyllodytes tuberculosus* Bokermann, 1966
637. *Phyllodytes wuchereri* (Peters, 1873)

638. *Pseudis bolbodactyla* A. Lutz, 1925
639. *Pseudis cardosoi* Kwet, 2000
640. *Pseudis fusca* Garman, 1883
641. *Pseudis minuta* Günther, 1858
642. *Pseudis paradoxa* (Linnaeus, 1758)
643. *Pseudis platensis* Gallardo, 1961
644. *Pseudis tocantins* Caramaschi & Cruz, 1998
645. *Scarthyla goinorum* (Bokermann, 1962)
646. *Scinax acuminatus* (Cope, 1862)
647. *Scinax alter* (B. Lutz, 1973)
648. *Scinax auratus* (Wied, 1821)
649. *Scinax baumgardneri* (Rivero, 1961)
650. *Scinax boesemani* (Goin, 1966)
651. *Scinax cabralensis* Drummond, Baêta & Pires, 2007
652. *Scinax caldarum* (B. Lutz, 1968)
653. *Scinax camposseabrai* (Bokermann, 1968)
654. *Scinax cardosoi* (Carvalho-e-Silva & Peixoto, 1991)
655. *Scinax constrictus* Lima, Bastos & Giaretta, 2004
656. *Scinax cretatus* Nunes & Pombal, 2011
657. *Scinax crospedospilus* (A. Lutz, 1925)
658. *Scinax cruentommus* (Duellman, 1972)
659. *Scinax curicica* Pugliesse, Pombal & Sazima, 2004
660. *Scinax cuspidatus* (A. Lutz, 1925)
661. *Scinax dolloi* (Werner, 1903)
662. *Scinax duartei* (B. Lutz, 1951)
663. *Scinax eurydice* (Bokermann, 1968)
664. *Scinax exiguus* (Duellman, 1986)
665. *Scinax funereus* (Cope, 1874)
666. *Scinax fuscomarginatus* (A. Lutz, 1925)
667. *Scinax fuscovarius* (A. Lutz, 1925)
668. *Scinax garbei* (Miranda-Ribeiro, 1926)
669. *Scinax granulatus* (Peters, 1871)
670. *Scinax haddadorum* Araujo-Vieira, Valdujo & Faivovich, 2016
671. *Scinax hayii* (Barbour, 1909)
672. *Scinax iquitorum* Moravec, Tuanama, Perez & Lehr, 2009
673. *Scinax imbegue* Nunes, Kwet & Pombal, 2012
674. *Scinax juncae* Nunes & Pombal, 2010
675. *Scinax lindsayi* Pyburn, 1992
676. *Scinax madeirae* (Bokermann, 1964)
677. *Scinax maracaya* (Cardoso & Sazima, 1980)
678. *Scinax montivagus* Juncá, Napoli, Nunes, Mercês & Abreu, 2015
679. *Scinax nasicus* (Cope, 1862)

680. *Scinax nebulosus* (Spix, 1824)
681. *Scinax onca* Ferrão, Moravec, Fraga, Almeida, Kaefer & Lima, 2017
682. *Scinax pachycrus* (Miranda-Ribeiro, 1937)
683. *Scinax pedromedinae* (Henle, 1991)
684. *Scinax perereca* Pombal, Haddad & Kasahara, 1995
685. *Scinax proboscideus* (Brongersma, 1933)
686. *Scinax rogerioi* Pugliesi, Baêta & Pombal, 2009
687. *Scinax rossaferesae* Conte, Araujo-Vieira, Crivellari & Berneck, 2016
688. *Scinax rostratus* (Peter, 1863)
689. *Scinax ruber* (Laurenti, 1768)
690. *Scinax ruberoculatus* Ferrão, Fraga, Moravec, Kaefer & Lima, 2018
691. *Scinax rupestris* Araujo-Vieira, Brandão & Faria, 2015
692. *Scinax sateremawe* Sturaro & Peloso, 2014
693. *Scinax similis* (Cochran, 1952)
694. Scinax squalirostris (A. Lutz, 1925)
695. *Scinax strussmannae* Ferrão, Moravec, Kaefer, Fraga & Lima, 2018
696. *Scinax tigrinus* Nunes, Carvalho & Pereira, 2010
697. *Scinax tymbamirim* Nunes, Kwet & Pombal, 2012
698. *Scinax villasboasi* Brusquetti, Jansen, Barrio-Amorós, Segalla & Haddad, 2014
699. *Scinax x*-signatus (Spix, 1824)
700. *Sphaenorhynchus botocudo* Caramaschi, Almeida & Gasparini, 2009
701. *Sphaenorhynchus bromelicola* Bokermann, 1966
702. *Sphaenorhynchus cammaeus* Roberto, Araujo-Vieira, Carvalho-e-Silva & Ávila, 2017
703. *Sphaenorhynchus canga* Araujo-Vieira, Lacerda, Pezzuti, Assis & Cruz, 2015
704. *Sphaenorhynchus caramaschii* Toledo, Garcia, Lingnau & Haddad, 2007
705. *Sphaenorhynchus carneus* (Cope, 1868)
706. *Sphaenorhynchus dorisae* (Goin, 1957)
707. *Sphaenorhynchus lacteus* (Daudin, 1800)
708. *Sphaenorhynchus mirim* Caramaschi, Almeida & Gasparini, 2009
709. *Sphaenorhynchus palustris* Bokermann, 1966
710. *Sphaenorhynchus pauloalvini* Bokermann, 1973
711. *Sphaenorhynchus planicola* (A. Lutz & B. Lutz, 1938)
712. *Sphaenorhynchus platycephalus* (Werner, 1894)
713. *Sphaenorhynchus prasinus* Bokermann, 1973
714. *Sphaenorhynchus surdus* (Cochran, 1953)
715. *Tepuihyla shushupe* Ron, Venegas, Ortega-Andrade, Gagliardi-Urrutia & Salerno, 2016
716. *Trachycephalus atlas* Bokermann, 1966
717. *Trachycephalus coriaceus* (Peters, 1867)
718. *Trachycephalus cunauaru* Gordo, Toledo, Suárez, Kawashita-Ribeiro, Ávila, Morais & Nunes, 2013

719. *Trachycephalus dibernardoi* Kwet & Solé, 2008
720. *Trachycephalus hadroceps* (Duellman & Hoogmoed, 1992)
721. *Trachycephalus helioi* Nunes, Suárez, Gordo & Pombal, 2013
722. *Trachycephalus imitatrix* (Miranda-Ribeiro, 1926)
723. *Trachycephalus lepidus* (Pombal, Haddad & Cruz, 2003)
724. *Trachycephalus mambaiensis* Cintra, Silva, Silva-Jr, Garcia & Zaher, 2009
725. *Trachycephalus mesophaeus* (Hensel, 1867)
726. *Trachycephalus nigromaculatus* Tschudi, 1838
727. *Trachycephalus resinifictrix* (Goeldi, 1907)
728. *Trachycephalus typhonius* (Linnaeus, 1758)
729. *Xenohyla eugenioi* Caramaschi, 1998
730. *Xenohyla truncata* (Izecksohn, 1959)

Family Hylodidae

731. *Crossodactylus aeneus* Müller, 1924
732. *Crossodactylus boulengeri* (De Witte, 1930)
733. *Crossodactylus caramaschii* Bastos & Pombal, 1995
734. *Crossodactylus cyclospinus* Nascimento, Cruz & Feio, 2005
735. *Crossodactylus dantei* Carcerelli & Caramaschi, 1993
736. *Crossodactylus dispar* A. Lutz, 1925
737. *Crossodactylus franciscanus* Pimenta, Caramaschi & Cruz, 2015
738. *Crossodactylus gaudichaudii* Duméril & Bibron, 1841
739. *Crossodactylus grandis* B. Lutz, 1951
740. *Crossodactylus lutzorum* Carcerelli & Caramaschi, 1993
741. *Crossodactylus schmidti* Gallardo, 1961
742. *Crossodactylus timbuhy* Pimenta, Cruz & Caramaschi, 2014
743. *Crossodactylus trachystomus* (Reinhardt & Lütken, 1862)
744. *Crossodactylus werneri* Pimenta, Cruz & Caramaschi, 2014
745. *Hylodes amnicola* Pombal, Feio & Haddad, 2002
746. *Hylodes asper* (Müller, 1924)
747. *Hylodes babax* Heyer, 1982
748. *Hylodes caete* Malagoli, de Sá, Canedo & Haddad, 2017
749. *Hylodes cardosoi* Lingnau, Canedo & Pombal, 2008
750. *Hylodes charadranaetes* Heyer & Cocroft, 1986
751. *Hylodes dactylocinus* Pavan, Narvaes & Rodrigues, 2001
752. *Hylodes fredi* Canedo & Pombal, 2007
753. *Hylodes glaber* (Miranda-Ribeiro, 1926)
754. *Hylodes heyeri* Haddad, Pombal & Bastos, 1996
755. *Hylodes japi* de Sá, Canedo, Lyra & Haddad, 2015
756. *Hylodes lateristrigatus* (Baumann, 1912)
757. *Hylodes magalhaesi* (Bokermann, 1964)
758. *Hylodes meridionalis* (Mertens, 1927)

759. *Hylodes mertensi* (Bokermann, 1956)
760. *Hylodes nasus* (Lichtenstein, 1823)
761. *Hylodes ornatus* (Bokermann, 1967)
762. *Hylodes otavioi* Sazima & Bokermann, 1983
763. *Hylodes perere* Silva & Benmaman, 2008
764. *Hylodes perplicatus* (Miranda-Ribeiro, 1926)
765. *Hylodes phyllodes* Heyer & Cocroft, 1986
766. *Hylodes pipilans* Canedo & Pombal, 2007
767. *Hylodes regius* Gouvêa, 1979
768. *Hylodes sazimai* Haddad & Pombal, 1995
769. *Hylodes uai* Nascimento, Pombal & Haddad, 2001
770. *Hylodes vanzolinii* Heyer, 1982
771. *Megaelosia apuana* Pombal, Prado & Canedo, 2003
772. *Megaelosia bocainensis* Giaretta, Bokermann & Haddad, 1993
773. *Megaelosia boticariana* Giaretta & Aguiar, 1998
774. *Megaelosia goeldii* (Baumann, 1912)
775. *Megaelosia jordanensis* (Heyer, 1983)
776. *Megaelosia lutzae* Izecksohn & Gouvêa, 1985
777. *Megaelosia massarti* (De Witte, 1930)

Family Leptodactylidae (Leiuperinae)

778. *Edalorhina perezi* Jiménez de la Espada, 187
779. *Engystomops freibergi* (Donoso-Barros, 1969)
780. *Engystomops petersi* Jiménez de la Espada, 1872
781. *Physalaemus aguirrei* Bokermann, 1966
782. *Physalaemus albifrons* (Spix, 1824)
783. *Physalaemus albonotatus* (Steindachner, 1864)
784. *Physalaemus angrensis* Weber, Gonzaga & Carvalho-e-Silva, 2006 “2005”
785. *Physalaemus atim* Brasileiro & Haddad, 2015
786. *Physalaemus atlanticus* Haddad & Sazima, 2004
787. *Physalaemus barrioi* Bokermann, 1967
788. *Physalaemus biligonigerus* (Cope, 1861)
789. *Physalaemus bokermanni* Cardoso & Haddad, 1985
790. *Physalaemus caete* Pombal & Madureira, 1997
791. *Physalaemus camacan* Pimenta, Cruz & Silvano, 2005
792. *Physalaemus carrizorum* Cardozo & Pereyra, 2018
793. *Physalaemus centralis* Bokermann, 1962
794. *Physalaemus cicada* Bokermann, 1966
795. *Physalaemus crombiei* Heyer & Wolf, 1989
796. *Physalaemus cuvieri* Fitzinger, 1826
797. *Physalaemus deimaticus* Sazima & Caramaschi, 1988
798. *Physalaemus ephippifer* (Steindachner, 1864)

799. *Physalaemus erikae* Cruz & Pimenta, 2004
800. *Physalaemus erythros* Caramaschi, Feio & Guimarães-Neto, 2003
801. *Physalaemus evangelistai* Bokermann, 1967
802. *Physalaemus feioi* Cassini, Cruz & Caramaschi, 2010
803. *Physalaemus gracilis* (Boulenger, 1883)
804. *Physalaemus henselii* (Peters, 1872)
805. *Physalaemus insperatus* Cruz, Cassini & Caramaschi, 2008
806. *Physalaemus irroratus* Cruz, Nascimento & Feio, 2007
807. *Physalaemus jordanensis* Bokermann, 1967
808. *Physalaemus kroyeri* (Reinhardt & Lütken, 1862)
809. *Physalaemus lateristriga* (Steindachner, 1864)
810. *Physalaemus lisei* Braun & Braun, 1977
811. *Physalaemus maculiventris* (Lutz, 1925)
812. *Physalaemus marmoratus* (Reinhardt & Lütken, 1862)
813. *Physalaemus maximus* Feio, Pombal & Caramaschi, 1999
814. *Physalaemus moreirae* (Miranda-Ribeiro, 1937)
815. *Physalaemus nanus* (Boulenger, 1888)
816. *Physalaemus nattereri* (Steindachner, 1863)
817. *Physalaemus obtectus* Bokermann, 1966
818. *Physalaemus olfersii* (Lichtenstein & Martens, 1856)
819. *Physalaemus orophilus* Cassini, Cruz & Caramaschi, 2010
820. *Physalaemus riograndensis* Milstead, 1960
821. *Physalaemus rupestris* Caramaschi, Carcerelli & Feio, 1991
822. *Physalaemus signifer* (Girard, 1853)
823. *Physalaemus soaresi* Izecksohn, 1965
824. *Physalaemus spiniger* (Miranda-Ribeiro, 1926)
825. *Pleurodema alium* Maciel & Nunes, 2010
826. *Pleurodema bibroni* Tschudi, 1838
827. *Pleurodema brachyops* (Cope, 1869)
828. *Pleurodema diplolister* (Peters, 1870)
829. *Pseudopaludicola ameghini* (Cope, 1887)
830. *Pseudopaludicola atragula* Pansonato, Mudrek, Veiga-Menocello, Rossa-Feres, Martins & Strüssmann, 2014
831. *Pseudopaludicola boliviana* Parker, 1927
832. *Pseudopaludicola canga* Giaretta & Kokubum, 2003
833. *Pseudopaludicola ceratophyes* Rivero & Serna, 1984
834. *Pseudopaludicola facureae* Andrade & Carvalho, 2013
835. *Pseudopaludicola falcipes* (Hensel, 1867)
836. *Pseudopaludicola florencei* Andrade, Haga, Lyra, Leite, Kwet, Haddad, Toledo & Giaretta, 2018
837. *Pseudopaludicola giarettai* Carvalho, 2012

838. *Pseudopaludicola hyleaustralis* Pansonato, Morais, Ávila, Kawashita-Ribeiro, Strüssmann & Martin, 2013
839. *Pseudopaludicola ibisoroca* Pansonato, Veiga-Menoncello, Mudrek, Jansen, Recco-Pimentel, Martins & Strüssmann, 2016
840. *Pseudopaludicola jaredi* Andrade, Magalhães, Nunes-de-Almeida, Veiga-Menoncello, Santana, Garda, Loebmann, Recco-Pimentel, Giaretta & Toledo, 2016
841. Pseudopaludicola jazmynmcdonaldae Andrade, Silva, Koroiva, Fadel & Santana, 2019
842. *Pseudopaludicola matuta* Andrade, Haga, Lyra, Carvalho, Haddad, Giaretta & Toledo, 2018
843. *Pseudopaludicola mineira* Lobo, 1994
844. *Pseudopaludicola motorzinho* Pansonato, Veiga-Menoncello, Mudrek, Jansen, Recco-Pimentel, Martins & Strüssmann, 2016
845. *Pseudopaludicola murundu* Toledo, Siqueira, Duarte, Veiga-Menoncello, Recco -Pimentel & Haddad, 2010
846. *Pseudopaludicola mystacalis* (Cope, 1887)
847. *Pseudopaludicola parnaiba* Roberto, Cardozo & Avila, 2013
848. *Pseudopaludicola pocoto* Magalhães, Loebmann, Kokubum, Haddad & Garda, 2014
849. *Pseudopaludicola restinga* Cardozo, Baldo, Pupin, Gasparini & Haddad, 2018
850. *Pseudopaludicola saltica* (Cope, 1887)
851. *Pseudopaludicola ternetzi* Miranda-Ribeiro, 1937

Family Leptodactylidae (Leptodactylinae)

852. *Adenomera ajurauna* (Berneck, Costa & Garcia, 2008)
853. *Adenomera andreae* (Müller, 1923)
854. *Adenomera araucaria* Kwet & Angulo, 2002
855. *Adenomera bokermanni* (Heyer, 1973)
856. *Adenomera cotuba* Carvalho & Giaretta, 2013
857. *Adenomera diptyx* (Boettger, 1885)
858. *Adenomera engelsi* Kwet, Steiner & Zillikens, 2009)
859. *Adenomera heyeri* Boistel, Massary & Angulo, 2006
860. *Adenomera hylaedactyla* (Cope, 1868)
861. *Adenomera juikitam* Carvalho & Giaretta, 2013
862. *Adenomera marmorata* Steindachner, 1867
863. *Adenomera martinezi* (Bokermann, 1956)
864. *Adenomera nana* (Müller, 1922)
865. *Adenomera phonotriccus* Carvalho, Giaretta, Angulo, Haddad & Peloso, 2019
866. *Adenomera saci* Carvalho & Giaretta, 2013
867. *Adenomera thomei* (Almeida & Ângulo, 2006)
868. *Hydrolaetare caparu* Jansen, Gonzalez-Álvares & Köhler, 2007
869. *Hydrolaetare dantasi* (Bokermann, 1959)
870. *Hydrolaetare schmidti* (Cochran & Goin, 1959)

871. *Leptodactylus bolivianus* Boulenger, 1898
872. *Leptodactylus bufonius* Boulenger, 1894
873. *Leptodactylus caatingae* Heyer & Juncá, 2003
874. *Leptodactylus camaquara* Sazima & Bokermann, 1978
875. *Leptodactylus chaquensis* Cei, 1950
876. *Leptodactylus cunicularius* Sazima & Bokermann, 1978
877. *Leptodactylus cupreus* Caramaschi, Feio & São-Pedro, 2008
878. *Leptodactylus didymus* Heyer, García-Lopez & Cardoso, 1996
879. *Leptodactylus diedrus* Heyer, 1994
880. *Leptodactylus discodactylus* Boulenger, 1884
881. *Leptodactylus elenae* Heyer, 1978
882. *Leptodactylus flavopictus* A. Lutz, 1926
883. *Leptodactylus furnarius* Sazima & Bokermann, 1978
884. *Leptodactylus fuscus* (Schneider, 1799)
885. *Leptodactylus gracilis* (Duméril & Bibron, 1841)
886. *Leptodactylus guianensis* Heyer & de Sá, 2011
887. *Leptodactylus hylodes* (Reinhardt & Lütken, 1862)
888. *Leptodactylus jolyi* Sazima & Bokermann, 1978
889. *Leptodactylus knudseni* Heyer, 1972
890. *Leptodactylus labyrinthicus* (Spix, 1824)
891. *Leptodactylus latinasus* Jiménez de la Espada, 1875
892. *Leptodactylus latrans* (Steffen, 1815)
893. *Leptodactylus lauramiriamae* Heyer & Crombie, 2005
894. *Leptodactylus leptodactyloides* (Andersson, 1945)
895. *Leptodactylus longirostris* Boulenger, 1882
896. *Leptodactylus macrosternum* Miranda-Ribeiro, 1926
897. *Leptodactylus marambaiae* Izecksohn, 1976
898. *Leptodactylus myersi* Heyer, 1995
899. *Leptodactylus mystaceus* (Spix, 1824)
900. *Leptodactylus mystacinus* (Burmeister, 1861)
901. *Leptodactylus natalensis* A. Lutz, 1930
902. *Leptodactylus notoaktites* Heyer, 1978
903. *Leptodactylus ochraceus* A. Lutz, 1930
904. *Leptodactylus oreomantis* Carvalho, Leite & Pezzuti, 2013
905. *Leptodactylus paraensis* Heyer, 2005
906. *Leptodactylus pentadactylus* (Laurenti, 1768)
907. *Leptodactylus petersii* (Steindachner, 1864)
908. *Leptodactylus plaumanni* Ahl, 1936
909. *Leptodactylus podicipinus* (Cope, 1862)
910. *Leptodactylus pustulatus* (Peters, 1870)
911. *Leptodactylus rhodomystax* Boulenger, 1884
912. *Leptodactylus rhodonotus* (Günther, 1869)

913. *Leptodactylus riveroi* Heyer & Pyburn, 1983
914. *Leptodactylus rugosus* Noble, 1923
915. *Leptodactylus sabanensis* Heyer, 1994
916. *Leptodactylus sertanejo* Giaretta & Costa, 2007
917. *Leptodactylus spixi* Heyer, 1983
918. *Leptodactylus stenodema* Jiménez de la Espada, 1875
919. *Leptodactylus syphax* Bokermann, 1969
920. *Leptodactylus tapiti* Sazima & Bokermann, 1978
921. *Leptodactylus troglodytes* A. Lutz, 1926
922. *Leptodactylus validus* Garman, 1888
923. *Leptodactylus vastus* A. Lutz, 1930
924. *Leptodactylus viridis* Jim & Spirandeli-Cruz, 1973
925. *Leptodactylus wagneri* (Peters, 1862)
926. *Lithodytes lineatus* (Schneider, 1799)

Family Leptodactylidae (Paratelmatobiinae)

927. *Crossodactylodes bokermanni* Peixoto, 1983
928. *Crossodactylodes itambe* Barata, Santos, Leite & Garcia, 2013
929. *Crossodactylodes izecksohni* Peixoto, 1983
930. *Crossodactylodes pintoi* Cochran, 1938
931. *Crossodactylodes septentrionalis* Teixeira, Recoder, Amaro, Damasceno, Cassimiro & Rodrigues, 2013
932. *Paratelmatobius cardosoi* Pombal & Haddad, 1999
933. *Paratelmatobius gaigeae* (Cochran, 1938)
934. *Paratelmatobius lutzii* B. Lutz & Carvalho, 1958
935. *Paratelmatobius mantiqueira* Pombal & Haddad, 1999
936. *Paratelmatobius poecilogaster* Giaretta & Castanho, 1990
937. *Paratelmatobius yepiranga* Garcia, Berneck & Costa, 2009
938. *Rupirana cardosoi* Heyer, 1999
939. *Scythrophrys sawayae* (Cochran, 1953)

Family Microhylidae (Adelastinae)

940. *Adelastes hylonomos* Zweifel, 1986

Family Microhylidae (Gastrophryninae)

941. *Arcovomer passarellii* Carvalho, 1954
942. Chiasmocleis alagoana Cruz, Caramaschi & Freire, 1999
943. Chiasmocleis albopunctata (Boettger, 1885)
944. Chiasmocleis altomontana Forlani, Tonini, Cruz, Zaher & de Sá, 2017
945. Chiasmocleis antenori (Walker, 1973)
946. Chiasmocleis atlantica Cruz, Caramaschi & Izecksohn, 1997
947. *Chiasmocleis avilapiresae* Peloso & Sturaro 2008

948. *Chiasmocleis bassleri* Dunn, 1949
949. *Chiasmocleis bicegoi* Miranda-Ribeiro, 1920
950. *Chiasmocleis capixaba* Cruz, Caramaschi & Izecksohn, 1997
951. *Chiasmocleis carvalhoi* (Nelson, 1975)
952. *Chiasmocleis centralis* Bokermann, 1952
953. *Chiasmocleis cordeiroi* Caramaschi & Pimenta, 2003
954. *Chiasmocleis crucis* Caramaschi & Pimenta, 2003
955. *Chiasmocleis gnoma* Canedo, Dixo & Pombal, 2004
956. *Chiasmocleis haddadi* Peloso, Sturaro, Forlani, Gaucher, Motta & Wheeler, 2014
957. *Chiasmocleis hudsoni* Parker, 1940
958. *Chiasmocleis jimi* Caramaschi & Cruz, 2001
959. *Chiasmocleis lacrimae* Peloso, Sturaro, Forlani, Gaucher, Motta & Wheeler, 2014
960. *Chiasmocleis leucosticta* (Boulenger, 1888)
961. *Chiasmocleis mantiqueira* Cruz, Feio & Cassini, 2007
962. *Chiasmocleis mehelyi* Caramaschi & Cruz, 1997
963. *Chiasmocleis migueli* Forlani, Tonini, Cruz, Zaher & de Sá, 2017
964. *Chiasmocleis papachibe* Peloso, Sturaro, Forlani, Gaucher, Motta & Wheeler, 2014
965. *Chiasmocleis quilombola* Tonini, Forlani & Sá, 2014
966. *Chiasmocleis royi* Peloso, Sturaro, Forlani, Gaucher, Motta & Wheeler, 2014
967. *Chiasmocleis sapiranga* Cruz, Caramaschi & Napoli, 2007
968. *Chiasmocleis schubarti* Bokermann, 1952
969. *Chiasmocleis shudikarensis* Dunn, 1949
970. *Chiasmocleis tridactyla* (Duellman & Mendelson, 1995)
971. *Chiasmocleis ventrimaculata* (Andersson, 1945)
972. *Chiasmocleis veracruz* Forlani, Tonini, Cruz, Zaher & de Sá, 2017
973. *Ctenophryne geayi* Mocquard, 1904
974. *Dasypops schirchi* Miranda-Ribeiro, 1924
975. *Dermatonotus muelleri* (Boettger, 1885)
976. *Elachistocleis bicolor* (Valenciennes in Guérin-Menéville, 1838)
977. *Elachistocleis bumbameuboi* Caramaschi, 2010
978. *Elachistocleis carvalhoi* Caramaschi, 2010
979. *Elachistocleis cesarii* (Miranda Ribeiro, 1920)
980. *Elachistocleis corumbaensis* Piva, Caramaschi & Albuquerque, 2017
981. *Elachistocleis helianneae* Caramaschi, 2010
982. *Elachistocleis erythrogaster* Kwet & Di-Bernardo, 1998
983. *Elachistocleis magna* Toledo, 2010
984. *Elachistocleis matogrosso* Caramaschi, 2010
985. *Elachistocleis muiraquitan* Nunes-de-Almeida & Toledo, 2012
986. *Elachistocleis piauiensis* Caramaschi & Jim, 1983
987. *Elachistocleis surumu* Caramaschi, 2010
988. *Hamptophryne alios* (Wild, 1995)
989. *Hamptophryne boliviana* (Parker, 1927)

990. *Myersiella microps* (Duméril & Bibron, 1841)
991. *Stereocyclops histrio* (Carvalho, 1954)
992. *Stereocyclops incrassatus* Cope, 1870
993. *Stereocyclops palmipes* Caramaschi, Salles & Cruz, 2012
994. *Stereocyclops parkeri* (Wettstein, 1934)

Family Microhylidae (Otophryninae)

995. *Otophryne pyburni* Campbell & Clarke, 1998
996. *Synapturanus mirandaribeiroi* Nelson & Lescure, 1975
997. *Synapturanus salseri* Pyburn, 1975

Family Odontophrynidae

998. *Macrogenioglottus alipioi* Carvalho, 1946
999. *Odontophrynus americanus* (Duméril & Bibron, 1841)
1000. *Odontophrynus carvalhoi* Savage & Cei, 1965
1001. *Odontophrynus cultripes* Reinhardt & Lütken, 1861
1002. *Odontophrynus juquinha* Rocha, Sena, Pezzuti, Leite, Svartman, Rosset, Baldo & Garcia, 2017
1003. *Odontophrynus lavillai* Cei, 1985
1004. *Odontophrynus maisuma* Rosset, 2008
1005. *Odontophrynus monachus* Caramaschi & Napoli, 2012
1006. *Odontophrynus salvatori* Caramaschi, 1996
1007. *Proceratophrys appendiculata* (Günther, 1873)
1008. *Proceratophrys ararype* Mângia, Koroiva, Nunes, Roberto, Ávila, Sant'Anna, Santana & Garda, 2018
1009. *Proceratophrys aridus* Cruz, Nunes & Juncá, 2012
1010. *Proceratophrys avelinoi* Mercadal-de-Barrio & Barrio, 1993
1011. *Proceratophrys bagnoi* Brandão, Caramaschi, Vaz-Silva & Campos, 2013
1012. *Proceratophrys belzebul* Dias, Amaro, Carvalho-e-Silva & Rodrigues, 2013
1013. *Proceratophrys bigibbosa* (Peters, 1872)
1014. *Proceratophrys boiei* (Wied, 1824)
1015. *Proceratophrys branti* Brandão, Caramaschi, Vaz-Silva & Campos, 2013
1016. *Proceratophrys brauni* Kwet & Faivovich, 2001
1017. *Proceratophrys caramaschii* Cruz, Nunes & Juncá, 2012
1018. *Proceratophrys carranca* Godinho, Moura, Lacerda & Feio, 2013
1019. *Proceratophrys concavitympanum* Giaretta, Bernarde & Kokubum, 2000
1020. *Proceratophrys cristiceps* (Müller, 1884)
1021. *Proceratophrys cururu* Eterovick & Sazima, 1998
1022. *Proceratophrys dibernardoi* Brandão, Caramaschi, Vaz-Silva & Campos, 2013
1023. *Proceratophrys gladius* Mângia, Santana, Cruz & Feio, 2014
1024. *Proceratophrys goyana* (Miranda-Ribeiro, 1937)
1025. *Proceratophrys huntingtoni* Ávila, Pansonato & Strüssmann, 2012

1026. *Proceratophrys itamari* Mângia, Santana, Cruz & Feio, 2014
1027. *Proceratophrys izecksohni* Dias, Amaro, Carvalho-e-Silva & Rodrigues, 2013
1028. *Proceratophrys laticeps* Izecksohn & Peixoto, 1981
1029. *Proceratophrys mantiqueira* Mângia, Santana, Cruz & Feio, 2014
1030. *Proceratophrys melanopogon* (Miranda-Ribeiro, 1926)
1031. *Proceratophrys minuta* Napoli, Cruz, Abreu & Del-Grande, 2011
1032. *Proceratophrys moehringi* Weygoldt & Peixoto, 1985
1033. *Proceratophrys moratoi* (Jim & Caramaschi 1980)
1034. *Proceratophrys palustris* Giaretta & Sazima, 1993
1035. *Proceratophrys paviotii* Cruz, Prado & Izecksohn, 2005
1036. *Proceratophrys phyllostomus* Izecksohn, Cruz & Peixoto, 1999
1037. *Proceratophrys pombali* Mângia, Santana, Cruz & Feio, 2014
1038. *Proceratophrys redacta* Teixeira, Amaro, Recoder, Vechio & Rodrigues, 2012
1039. *Proceratophrys renalis* (Miranda-Ribeiro, 1920)
1040. *Proceratophrys rondonae* Prado & Pombal, 2008
1041. *Proceratophrys rotundipalpebra* Martins & Giaretta, 2013
1042. *Proceratophrys sanctaritae* Cruz & Napoli, 2010
1043. *Proceratophrys schirchi* (Miranda-Ribeiro, 1937)
1044. *Proceratophrys strussmannae* Ávila, Kawashita-Ribeiro & Morais, 2011
1045. *Proceratophrys subguttata* Izecksohn, Cruz & Peixoto, 1999
1046. *Proceratophrys tupinamba* Prado & Pombal, 2008
1047. *Proceratophrys vielliardi* Martins & Giaretta, 2011

Family Phyllomedusidae

1048. *Callimedusa atelopoides* (Duellman, Cadle & Cannatella, 1988)
1049. *Callimedusa tomopterna* (Cope, 1868)
1050. *Cruziohyla craspedopus* (Funkhouser, 1957)
1051. *Hylomantis aspera* (Peters, 1873)
1052. *Hylomantis granulosa* (Cruz, 1989)
1053. *Phasmahyla cochranae* (Bokermann, 1966)
1054. *Phasmahyla cruzi* Carvalho-e-Silva, Silva & Carvalho-e-Silva, 2009
1055. *Phasmahyla exilis* (Cruz, 1980)
1056. *Phasmahyla guttata* (A. Lutz, 1924)
1057. *Phasmahyla jandaia* (Bokermann & Sazima, 1978)
1058. *Phasmahyla lisbella* Pereira, Rocha, Folly, Silva & Santana, 2018
1059. *Phasmahyla spectabilis* Cruz, Feio & Nascimento, 2008
1060. *Phasmahyla timbo* Cruz, Napoli & Fonseca, 2008
1061. *Phrynomedusa appendiculata* (A. Lutz, 1925)
1062. *Phrynomedusa bokermanni* Cruz, 1991
1063. *Phrynomedusa dryade* Baêta, Giasson, Pombal & Haddad, 2016
1064. *Phrynomedusa fimbriata* Miranda-Ribeiro, 1923
1065. *Phrynomedusa marginata* (Izecksohn & Cruz, 1976)

1066. *Phrynomedusa vanzolinii* Cruz, 1991
1067. *Phyllomedusa bahiana* A. Lutz, 1925
1068. *Phyllomedusa bicolor* (Boddaert, 1772)
1069. *Phyllomedusa boliviana* Boulenger, 1902
1070. *Phyllomedusa burmeisteri* Boulenger, 1882
1071. *Phyllomedusa camba* De la Riva, 1999
1072. *Phyllomedusa distincta* A. Lutz in B. Lutz, 1950
1073. *Phyllomedusa iheringii* Boulenger, 1885
1074. *Phyllomedusa sauvagii* Boulenger, 1882
1075. *Phyllomedusa tarsius* (Cope, 1868)
1076. *Phyllomedusa tetraploidea* Pombal & Haddad, 1992
1077. *Phyllomedusa vaillantii* Boulenger, 1882
1078. *Pithecopus araguaius* Haga, Andrade, Bruschi, Recco-Pimentel & Giaretta, 2017
1079. *Pithecopus ayeaye* B. Lutz, 1966
1080. *Pithecopus azureus* (Cope, 1862)
1081. *Pithecopus centralis* (Bokermann, 1965)
1082. *Pithecopus hypochondrialis* (Daudin, 1800)
1083. *Pithecopus megacephalus* (Miranda-Ribeiro, 1926)
1084. *Pithecopus nordestinus* (Caramaschi, 2006)
1085. *Pithecopus oreades* (Brandão, 2002)
1086. *Pithecopus palliatus* (Peters, 1873)
1087. *Pithecopus rohdei* (Mertens, 1926)
1088. *Pithecopus rusticus* (Bruschi, Lucas, Garcia & Recco-Pimentel, 2016)

Family Pipidae

1089. *Pipa arrabali* Izecksohn, 1976
1090. *Pipa carvalhoi* (Miranda-Ribeiro, 1937)
1091. *Pipa pipa* (Linnaeus, 1758)
1092. *Pipa snethlageae* Müller, 1914

Family Ranidae

1093. *Lithobates catesbeianus* (Shaw, 1802) – INVASIVE SPECIES
1094. *Lithobates palmipes* (Spix, 1824)

ORDER CAUDATA

Family Plethodontidae (Hemidactyliinae)

1095. *Bolitoglossa altamazonica* (Cope, 1874)
1096. *Bolitoglossa caldwellae* Brcko, Hoogmoed & Neckel-Oliveira, 2013
1097. *Bolitoglossa madeira* Brcko, Hoogmoed & Neckel-Oliveira, 2013
1098. *Bolitoglossa paraensis* (Unterstein, 1930)
1099. *Bolitoglossa tapajonica* Brcko, Hoogmoed & Neckel-Oliveira, 2013

ORDER GYMNOPHIONA

Family Caeciliidae

1100. *Caecilia armata* Dunn, 1942
1101. *Caecilia gracilis* Shaw, 1802
1102. *Caecilia mertensi* Taylor, 1973
1103. *Caecilia tentaculata* Linnaeus, 1758
1104. *Oscaecilia hypereumeces* Taylor, 1968

Family Rhinatrematidae

1105. *Rhinatrema bivittatum* (Cuvier in Guérin-Méneville, 1829)
1106. *Rhinatrema gilbertogili* Maciel, Sampaio, Hoogmoed & Schneider, 2018
1107. *Rhinatrema ron* Wilkinson & Gower, 2010
1108. *Rhinatrema uaiuai* Maciel, Sampaio, Hoogmoed & Schneider, 2018

Family Siphonopidae

1109. *Brasilotyphlus braziliensis* (Dunn, 1945)
1110. *Brasilotyphlus dubium* Correia, Nunes, Gamble, Maciel, Marques-Souza, Fouquet, Rodrigues & Mott, 2018
1111. *Brasilotyphlus guarantanus* Maciel, Mott & Hoogmoed, 2009
1112. *Luetkenotyphlus brasiliensis* (Lütken, 1852)
1113. *Microcaecilia butantan* Wilkinson, Antoniazzi & Jared, 2015
1114. *Microcaecilia marvaleewakeae* Maciel & Hoogmoed, 2013
1115. *Microcaecilia rochai* Maciel & Hoogmoed, 2011
1116. *Microcaecilia supernumeraria* Taylor, 1969
1117. *Microcaecilia taylori* Nussbaum & Hoogmoed, 1979
1118. *Microcaecilia trombetas* Maciel & Hoogmoed, 2011
1119. *Mimosiphonops reinhardti* Wilkinson & Nussbaum, 1992
1120. *Mimosiphonops vermiculatus* Taylor, 1968
1121. *Siphonops annulatus* (Mikan, 1820)
1122. *Siphonops hardyi* Boulenger, 1888
1123. *Siphonops insulanus* Ihering, 1911
1124. *Siphonops leucoderus* Taylor, 1968
1125. *Siphonops paulensis* Boettger, 1892

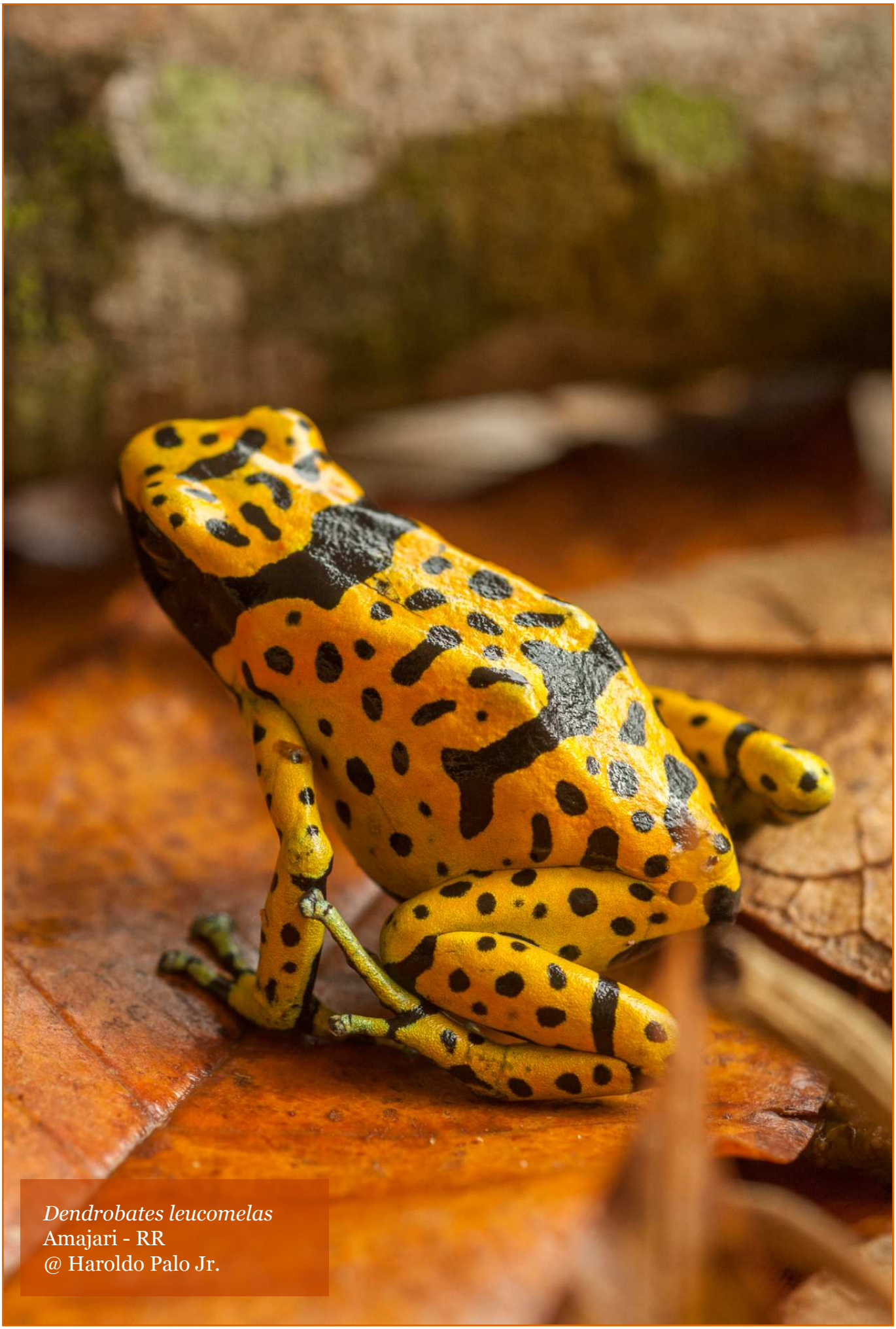
Family Typhlonectidae

1126. *Atretochoana eiselti* (Taylor, 1968)
1127. *Chthonerpeton arii* Cascon & Lima-Verde, 1994
1128. *Chthonerpeton braestrupi* Taylor, 1968
1129. *Chthonerpeton exile* Nussbaum & Wilkinson, 1987
1130. *Chthonerpeton indistinctum* (Reinhardt & Lütken, 1862)
1131. *Chthonerpeton noctinectes* Silva, Britto-Pereira & Caramaschi, 2003
1132. *Chthonerpeton perissodus* Nussbaum & Wilkinson 1987

1133. *Chthonerpeton tremembe* Maciel, Leite, Silva-Leite, Leite & Cascon, 2015
1134. *Chthonerpeton viviparum* Parker & Wettstein, 1929
1135. *Nectocaecilia petersii* (Boulenger, 1882)
1136. *Potomotyphlus kaupii* (Berthold, 1859)
1137. *Typhlonectes compressicauda* (Duméril & Bibron, 1841)

REFERENCES

Frost, D.R. 2019. Amphibian Species of the World: An Online Reference. Version 6.0. (Access February 26, 2019). Electronic Database accessible at: http://research.amnh.org/ herpetology/amphibia/index.html. American Museum of Natural History, New York, USA.



Dendrobates leucomelas
Amajari - RR
@ Haroldo Palo Jr.

Instruções para Autores

INSTRUÇÕES GERAIS

A submissão de manuscritos para a *Herpetologia Brasileira* é aberta para sócios ou não sócios da Sociedade Brasileira de Herpetologia, e não possui custos associados a publicação. Por se tratar de uma revista eletrônica de divulgação da sociedade, não há limite de páginas ou número de manuscritos a serem publicadas por volume. Todos os manuscritos devem ser submetidos via correio eletrônico para os editores indicados para cada seção (ver Corpo Editorial). Qualquer dúvida pode ser esclarecida com os editores gerais.

Os manuscritos devem ser escritos em fonte Arial 12, espaçamento 1.5 e somente em português, exceto para as seções de **Métodos em Herpetologia**, e **Notas de História Natural & Distribuição Geográfica**, cujos textos podem ser redigidos em inglês (preferencialmente) ou português. Todos os artigos devem incluir o título, os autores com filiação e endereço eletrônico, o corpo do texto, os agradecimentos e a lista de referências bibliográficas. Os manuscritos em inglês que não atingirem o nível de gramática e ortografia semelhante ao de uma pessoa nativa de país de língua inglesa serão devolvidos para correção ou tradução para português.

Notas de Distribuição Geográfica & História Natural e artigos de Métodos serão revisadas por pares: o editor de área responsável e pelo menos um revisor convidado. Autores podem sugerir até três revisores potenciais para avaliar sua nota, ficando a escolha do revisor a critério do editor. A autoria dos manuscritos será de conhecimento dos revisores, que poderão se identificar ou permanecer anônimos.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

As citações no texto devem ser organizadas primeiro em ordem cronológica e segundo em ordem alfabética, de acordo com o seguinte formato: Silva (1998)..., Silva (1999: 14-20)..., Silva (1998: figs. 1, 2)..., Silva (1998a, b)..., Silva & Oliveira (1998)..., (Silva & Oliveira, 1998a, b; Adams, 2000)..., (H. R. Silva, com. pess.)..., e Silva et al. (1998) para mais de dois autores.
A seção de Referências Bibliográficas deve ser organizada primeiro em ordem alfabética e, em seguida, em ordem cronológica, de acordo com o seguinte formato:

Artigo de revista:

Silva, H. R., H. Oliveira & S. Rangel. Ano. Título. Nome completo da revista, 00(00):000-000'.

Livro: Silva, H. R. Ano. Título. Editora, local, 000 'p.'

Capítulo em livro:

Silva, H. R. Ano. Título do capítulo; pp. 000-000. *In*: H. Oliveira, & S. Rangel (Eds.), Título do Livro. Editora, local.

Dissertações e teses:

Silva, H. R. Ano. Título. Tese de doutorado ou Dissertação de mestrado, Universidade, local, 000 'p.'

Página de Internet:

Silva, H. R. Data da página. Título da seção ou página particular. Título da página geral. Data da consulta, URL.

APÊNDICES, TABELAS, LEGENDAS DAS FIGURAS:

Esses itens devem ser organizados em sequência, após as Referências Bibliográficas.

Apêndices:

Os apêndices devem ser numerados usando números romanos na mesma sequência em que aparecem no texto. Por exemplo, Apêndice I: Espécimes Examinados.

Legendas:

As legendas devem incluir informação suficiente para que sejam entendidas sem que seja necessária a leitura do corpo do texto.

Tabelas:

As tabelas devem ser numeradas na mesma sequência em que aparecem no texto. Devem ser formatadas com linhas horizontais e sem linhas verticais.

Figuras:

As figuras devem ser numeradas na mesma sequência em que aparecem no texto. Figuras compostas devem ser submetidas como um arquivo único. Cada parte de uma figura composta deve ser identificada (preferencialmente com letra maiúscula Arial de tamanho 8-12 pontos) e descrita na legenda. As figuras devem ser submetidas em arquivos separados de alta resolução (300 dpi e tamanho de impressão de pelo menos 18 cm de largura) em formato JPG ou EPS.

INSTRUÇÕES ESPECIAIS PARA NOTAS DE HISTÓRIA NATURAL

A *Herpetologia Brasileira* publica notas de história natural que apresentem novos registros dos mais variados aspectos da história natural de representantes de um táxon, como dieta, eventos de predação, comportamento reprodutivo, comportamento defensivo, período de atividade, uso de habitat, etc. Tais registros devem incluir a identificação em nível de espécie dos táxons de anfíbios e/ou répteis abordados – identificação em nível de gênero poderá ser aceita em situações especiais avaliadas caso a caso. No caso de registros de dieta, os itens alimentares devem ser identificados até o menor nível taxonômico possível. O uso de fotografias ou ilustrações é altamente encorajado. No corpo do texto, os autores devem indicar claramente a relevância da observação descrita. Apreciamos textos que tragam uma revisão de literatura do tópico abordado para a espécie em questão. Por exemplo, ao reportar a observação de um novo táxon na dieta ou como predador de uma espécie, encoramos os autores a apresentarem também uma revisão de quais táxons já foram registrados como presa/predador de tal espécie.

INSTRUÇÕES ESPECIAIS PARA NOTAS DE DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

A *Herpetologia Brasileira* publica notas de distribuição geográfica referentes a herpetofauna, apresentando novos registros que ampliem a distribuição geográfica de uma ou mais espécies, preferencialmente acompanhada de uma revisão/atualização dos registros geográficos já conhecidos, pelo menos em escala nacional. Fotos dos exemplares que serviram de base para o novo registro, assim como um mapa representando a distribuição geográfica conhecida da espécie tratada são altamente recomendados. Sempre que possível, a legenda dos mapas deve informar a fonte dos *shape files* e *rasters* utilizados em sua confecção.

Os novos registros devem representar o primeiro registro de um táxon para o país, para alguma unidade federativa, bioma, ou para uma bacia hidrográfica, **EXCETO** quando ao menos um dos itens a seguir for aplicável:

- A distribuição geográfica da espécie envolver 10 ou menos localidades conhecidas.
- A espécie for considerada extinta, estiver classificada em alguma categoria de ameaça, classificada como deficiente em dados (DD) ou quase ameaçada (NT) na mais recente lista oficial de espécies ameaçadas da fauna do país ou da unidade federativa do novo registro.
- O novo registro resultar em uma ampliação da distribuição geográfica conhecida da espécie em pelo menos 200 km em linha reta.
- O novo registro preencher uma lacuna geográfica de pelo menos 200 km de raio entre duas localidades onde há registro histórico da presença da espécie.
- O novo registro resultar em uma ampliação da distribuição da espécie em pelo menos 400 metros de altitude.

Coordenadas geográficas

Devem ser apresentadas em Graus Decimais (GD), seguidas por sua latitude e longitude, ou adotar um símbolo negativo (-) para indicar hemisfério Sul e Oeste. Graus devem ser indicados pelo seu símbolo específico (°) e jamais por outros símbolos ou letras sobrescritos, como zero (0) ou O (O). Minutos devem ser indicados pelo símbolo *prime* (′) e segundos pelo *double prime* (″) e jamais por aspas ou similares. Por vezes, coordenadas com precisão excessiva (e irreal) são publicadas (veja Meiri, 2018: https://escholarship.org/uc/item/2n3349jg). Assim, solicitamos aos autores que atentem para essa questão. Usualmente, basta uma casa decimal nos segundos no sistema GMS (e.g., 20°48′07.2″ S, 42°51′28.8″ W) e três casas decimais no sistema GD (e.g., -20.802°, -42.858°) para indicar uma coordenada de coleta precisa.

SOBRE A NECESSIDADE DE MATERIAL TESTEMUNHO

Tanto notas de História Natural quanto de Distribuição Geográfica requerem que material testemunho (*vouchers*) esteja devidamente depositado em coleção científica de acesso público e que o número de tombamento do(s) espécime(s) seja informado. Além disso, os números de licenças de coleta devem ser explicitamente mencionados quando os *vouchers* forem oriundos de coletas dos autores.

Notas sem material testemunho depositado em coleção serão aceitas exclusivamente quando o(s) caractere(s) diagnóstico(s) do(s) táxon(s) puder(em) ser aferido(s) indubitavelmente por fotografias. Cabe ao editor e revisores a decisão final quanto à viabilidade de identificação de um espécime fotografado.