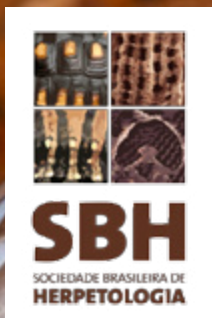


Dezembro 2021

# Herpetologia Brasileira



volume 10 número 3

ISSN: 2316-4670

# Herpetologia Brasileira

Uma publicação da Sociedade  
Brasileira de Herpetologia

Sociedade Brasileira de Herpetologia  
[www.sbherpetologia.org.br](http://www.sbherpetologia.org.br)

**Presidente:** Otavio Augusto Vuolo Marques

**1º Secretário:** Paula Hanna Valdujo

**2º Secretário:** Karina Rodrigues da Silva Banci

**1º Tesoureiro:**

**2º Tesoureiro:** Rafael dos Santos Henrique

**Conselho:** Christine Strussmann, Délio Baêta, Hélio R. da Silva, José P. Pombal Jr., Luciana B. Nascimento, Márcio Martins, Mariana L. Lyra, Taran Grant e Thais Condez.

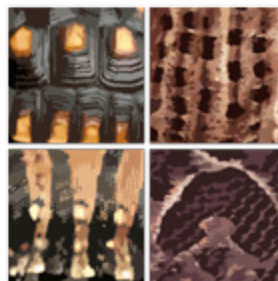
**Membros Honorários:** Augusto S. Abe, Carlos Alberto G. Cruz, Ivan Sazima, Luiz D. Vizzoto, Thales de Lema.

**Diagramação:** Isadora Puntel de Almeida

---

*Chironius exoletus*  
Jacareacanga, PA  
@ André Teles

ISSN: 2316-4670  
volume 10 número 3  
Dezembro de 2021



**SBH**  
SOCIEDADE BRASILEIRA DE  
**HERPETOLOGIA**



---

Ilustração - Arte digital  
*Phasmahyla jandaia*  
@ Gabriela Luiza





---

*Pseudoboa nigra*  
Nova Lima, MG  
@ Rafael Batista



# 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 (<http://www.sbherpetologia.org.br/publicacoes/herpetologia-brasileira>), ou seja, não há versão impressa em gráfica. Entretanto, qualquer associado pode imprimir este arquivo.



---

*Bothrops itapetiningae*  
Igrapiúna, BA  
@ Daniela Sifuentes



# 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 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 sobre a conservação da herpetofauna brasileira.

## **História da Herpetologia Brasileira:**

Esta seção apresenta entrevistas e curiosidades sobre a história da herpetologia Brasileira (e.g. congressos, histórias de campo, etc), buscando resgatar um pouco da nossa história 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 último volume do ano (dezembro) 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.

## **Ensaaios & Opiniões:**

Esta seção apresenta opiniões sobre assuntos de interesse geral em herpetologia.

## **Resenhas:**

Esta seção apresenta textos que resumem e avaliam o conteúdo de livros, filmes, jogos ou aplicativos 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.



# Corpo Editorial

## **Editores Gerais:**

Délio Baêta

José P. Pombal Jr.

Jessica Fratani

## **Editor de língua inglesa:**

Ross D. MacCulloch

## **Notícias da SBH:**

Paula H. Valdujo

Karina R. S. Banci

## **Notícias Herpetológicas Gerais:**

Cinthia Aguirre Brasileiro

Mirco Solé

Paulo Sérgio Bernarde

Rachel Montesinos

## **Notícias de Conservação:**

Cybele Lisboa

Débora Silvano

Ibere F. Machado

Luis Fernando Marin Fonte

Mariana R. Pontes

## **História da Herpetologia Brasileira**

Bianca Berneck

Teresa Cristina Ávila-Pires

## **Trabalhos Recentes:**

Adriano Oliveira Maciel

Ariadne Fares Sabbag

Daniel S. Fernandes

Daniela Pareja Mejia

Laura R. V. de Alencar

## **Dissertações & Teses:**

Giovanna G. Montingelli

## **Divulgação:**

Daniela Pareja Mejia

Diego G. Cavalheri

Larissa Mendes

Laura R. V. de Alencar

Mariana R. Pontes

Quezia Ramalho

# Corpo Editorial

## **Métodos em Herpetologia:**

Alexandro Tozetti

Luís Felipe Toledo

## **Ensaaios & Opiniões:**

Julio Cesar de Moura-Leite

Luciana B. Nascimento

Teresa Cristina Ávila-Pires

## **Resenhas:**

José P. Pombal Jr.

Quezia Ramalho

## **Notas de História Natural &**

### **Distribuição Geográfica:**

Henrique C. Costa - Répteis

Sarah Mângia - Anfíbios

## **Obituários:**

Entrar em contato com os editores gerais



# Sumário

---

Nota dos Editores	13
Notícias da Sociedade Brasileira de Herpetologia	14
Notícias Herpetológicas Gerais	16
Notícias de Conservação	29
História da Herpetologia	34
Trabalhos Recentes	44
Ensaio e Opiniões	51
Notas de História Natural & Distribuição Geográfica	58
Lista de Répteis	110



---

*Iguana iguana*  
Parque Estadual Encontro das Águas, MT  
@ Daniella França



# Notas dos Editores

---

## COPA HB DE FOTOGRAFIA

**A** Herpetologia Brasileira, através de seu perfil no Instagram, realizou durante o mês de novembro a ‘Copa HB’, buscando pela segunda vez uma capa para ilustrar o último volume de 2021, dentre as marcações que recebemos com a hashtag #herpetofotohb. Tivemos a participação de 16 lindas fotos que disputaram as fases de oitavas, quartas, semi e a grande final! Foi uma disputa concorrida, com placares apertados, e no final tivemos a vencedora que ilustra a capa desta edição, mas todas as concorrentes ilustram as páginas internas da HB.

Agradecemos a todos os fotógrafos que gentilmente cederam suas fotos e toparam participar do concurso, aos nossos seguidores que votaram em suas fotos favoritas, e aos feedbacks recebidos durante o concurso.

Aproveitamos para lembrar que a HB fará 10 anos em 2022! Teremos novamente a edição ilustrada somente com a hashtag #elasnahb e diversas matérias comemorativas. Aguardem!

## MUDANÇAS NO CORPO EDITORIAL

A Herpetologia Brasileira agradece a editora Sarah Mângia que nos deixa a partir de 2022. Sarah atuou ativamente como editora de anfíbios da seção de Notas de História Natural & Distribuição Geográfica e como divulgadora da Herpetologia Brasileira nos nossos perfis no Instagram e Twitter.

Estamos em processo de seleção de um(a) novo(a) editor(a) para anfíbios, enquanto isto, as submissões serão editoradas pelos editores gerais.

# Notícias da Sociedade Brasileira de Herpetologia

## Nota de repúdio

---

### Mais um Decreto ameaça nossa Biodiversidade, de cavernas aos sistemas geomórficos e sua fauna única associada

**A**os 12 de janeiro de 2022 o Decreto 10.935 foi assinado pelo presidente Jair Messias Bolsonaro, o Ministério do Minas de Energia e o Ministério do Meio Ambiente e publicado no Diário Oficial da União (<https://www.in.gov.br/web/dou/-/decreto-n-10.935-de-12-de-janeiro-de-2022-373591582>). Tal Decreto considera a possibilidade de impactos irreversíveis em cavidades de grau de relevância máximo. Isto implica na possibilidade de destruição total de cavidades únicas, muitas partes de sistemas subterrâneos complexos. A utilidade pública prevalecerá sobre a necessidade de conservação destes habitats únicos, como por exemplo, bens minerários importantes ao desenvolvimento para o país, hidrelétricas, estradas, obras para agricultura, dentre outras.

Esse novo Decreto revoga os Decretos anteriores, 99.556 de 1990 e 6.640 de

2008, que já eram tidos como controversos em termos de conservação das cavernas e sistemas subterrâneos como um todo.

O Decreto 10.035 ainda traz modificações nos atributos que definem a relevância máxima de uma cavidade, antes eram considerados 11 atributos, dos quais, quatro eram biológicos (Decreto 6640 de 2008), relacionados à fauna, e agora considerados sete (7) atributos, três (3) biológicos, a seguir:

- I - gênese única na amostra regional;
- II - dimensões notáveis em extensão, área ou volume;
- III - espeleotemas únicos;
- IV - abrigo essencial para a preservação de populações de espécies animais em risco de extinção, constantes de listas oficiais;
- V - hábitat essencial para a preservação de população de troglóbio raro;

VI - destacada relevância histórico-cultural ou religiosa; ou

VII - cavidade considerada abrigo essencial para manutenção permanente de congregação excepcional de morcegos, com, no mínimo, dezenas de milhares de indivíduos, e que tenha a estrutura trófica e climática de todo o seu ecossistema modificada e condicionada à presença dessa congregação.

Outro retrocesso é a modificação de como ocorrerá a compensação ambiental quando houver impactos irreversíveis: no Decreto 6640 de 2008 considerava-se que cavernas de alta relevância impactadas (ou suprimidas/destruídas), deveriam ser trocadas por outras duas em litologias e contexto histórico, ambiental semelhante. No atual Decreto o empreendedor terá que compensar com apenas uma cavidade e ainda considera o mesmo tipo de peso para as de relevância máxima.

Cabe ressaltar que cavidades são parte de sistemas geomórficos e paisagens, contam históricas acerca da evolução. Quando há impactos em cavidades (as quais fazem parte desta paisagem, há possibilidade também de perdas imensas, de qualidade ambiental e prejuízos irreparáveis, inclusive, à espécie humana.

O Decreto depende de uma normativa que irá definir a classificação das cavidades. Esta normativa deve ser publi-

cada em 90 dias a contar da sua publicação, entretanto, os fatores que irão auxiliar na Normativa não estão definidos e claros. Sem a participação da comunidade científica com expertise na área, a Normativa poderá ser pior que o Decreto. 10.935.

O Brasil abriga mais de 20.000 cavidades subterrâneas (Fonte: Cecav/ICMBio), muitas de relevância máxima não estão em Unidades de Conservação (UCs), é o caso da Toca da Boa Vista, no sertão do estado da Bahia, com mais de 120 km de desenvolvimento, e que conta a história paleoclimática e paleontológica brasileira e da América do Sul. Ainda, o Brasil destaca-se pelo grande número de espécies isoladas em habitats subterrâneos, são os chamados troglóbios, com modificações e especializações únicas, ultrapassando 300 espécies, a maioria endêmica e frágil, desde esponjas até peixes.

Solicitamos a imediata revogação do Decreto 10.935, e que a comunidade científica, espeleológica e outros atores da Sociedade sejam ouvidos!

*Fórum das Sociedades Zoológicas Brasileiras*

# Notícias Herpetológicas Gerais

## Laboratório de Ecologia de Vertebrados Terrestres, prazer em conhecer!

---

Renata K. Farina<sup>1\*</sup>, Laura K. Schuck<sup>2</sup>, Camila F. Moser<sup>3</sup>, Carolina de A. Caberlon<sup>2</sup>, Alexandro Marques Tozetti<sup>2</sup>

1 Programa de Pós-graduação em Ecologia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia - INPA, Av. André Araújo 2936, Petrópolis, 69.067-375 Manaus, AM, Brasil.

2 Laboratório de Ecologia de Vertebrados Terrestres, PPG Biologia, Universidade do Vale do Rio dos Sinos, Av. Unisinos 950, CEP 93022-000 São Leopoldo, RS, Brasil - [www.tozettelab.org](http://www.tozettelab.org).

3 Instituto de Ciências Biológicas, Programa de Pós-Graduação em Zoologia, Universidade Federal do Pará – UFPA, Rua Augusto Corrêa 01, Guamá, 66075-110 Belém, PA, Brasil.

\*Autor correspondente: e-mail: [renatakfarina@gmail.com](mailto:renatakfarina@gmail.com)

DOI: [10.5281/zenodo.5838876](https://doi.org/10.5281/zenodo.5838876)

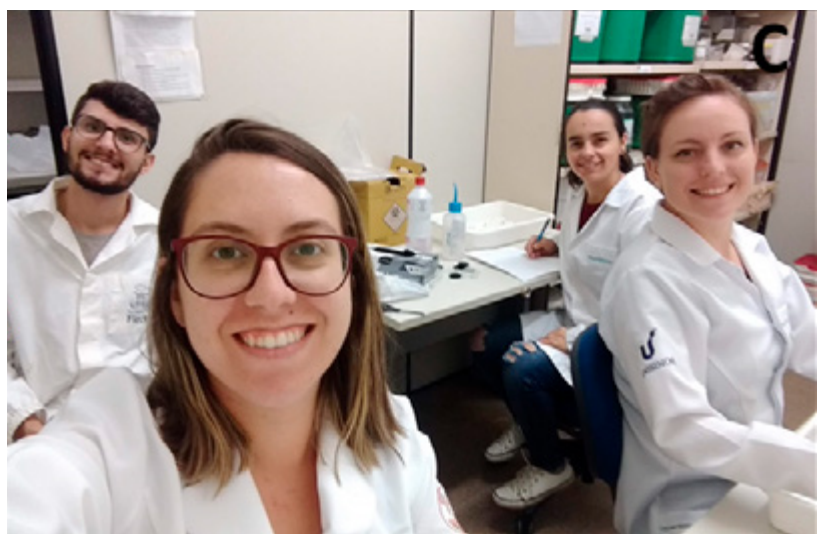
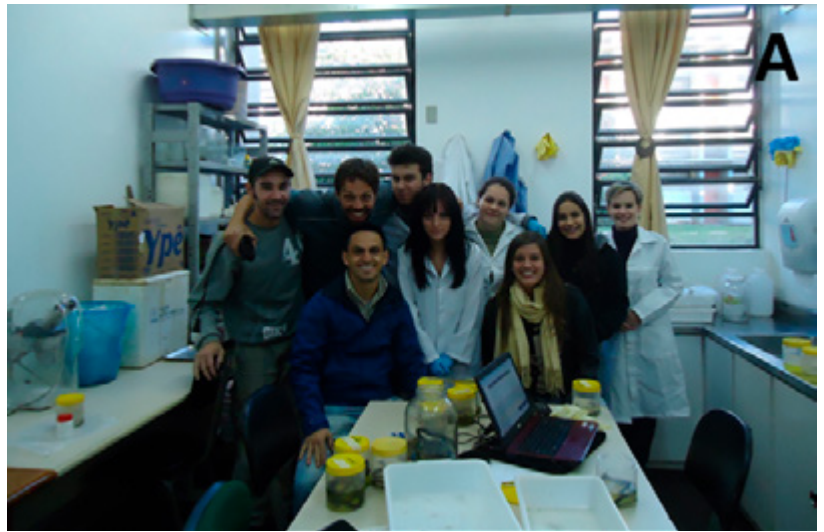
### UM POUCO SOBRE O LEVERT

A sigla Levert significa “Laboratório de Ecologia de Vertebrados Terrestres”. O laboratório nasceu em 2012 com a contratação do Tozetti (Prof. Dr. Alexandro Marques Tozetti) pela Unidade de Pesquisa e Pós Graduação da Universidade do Vale do Rio dos Sinos, a Unisinos. O laboratório fica no campus São Leopoldo, na grande Porto Alegre. A nova contratação para o PPG em Bio-

logia, veio acompanhada de um modesto espaço físico, convertido com muita criatividade em laboratório (Fig. 1A). Ali a família Levert nasceu, e se multiplicou rapidamente. Em dois anos, o laboratório pequeno, com cerca de 30m<sup>2</sup>, já não comportava todos os alunos de uma única vez. De lá pra cá foram duas mudanças, até que nos estabelecemos em um espaço adequado para a realização de triagem, reuniões, orienta-



ções e estudos (Fig. 1B-C). Contamos ainda com duas salas compartilhadas por outros grupos de pesquisa. Uma delas, é o laboratório de isótopos estáveis, onde realizamos a preparação de amostras. A outra funciona como um almoxarifado onde acondicionamos equipamentos inseparáveis dos herpetólogos: botas, ganchos, pinças, macacões e baldes para *pitfalls*.



*Figura 1.* Alguns momentos de descontração entre as reuniões e os trabalhos de triagem no Levert. (A) Foto do grupo na primeira sala do lab., em meados de 2013; Sala de reuniões (B) e a sala de triagem (C), já nas instalações atuais do laboratório.

Uma característica marcante do Levert é a presença constante, e muitas vezes predominante, de alunos de iniciação científica. A Unisinos possui uma modalidade de cadastro de bolsista não remunerado, o PRATIC, que atrai muitos graduandos para seus laboratórios de pesquisa. O Levert tem atraído muitos alunos da graduação que não raramente se mantêm no laboratório, por alguns anos. Muitos desses alunos desenvolvem mais de dois projetos completos durante sua passagem pelo Levert, que frequentemente se convertem em trabalho de conclusão de curso ou projetos de mestrado. Podemos dizer que o período de 2012 a 2016 foi a fase de estabelecimento e solidificação do Levert. Esse foi o período de formação da primeira geração de alunos herpetólogos. A partir daí, novos bolsistas puderam ser treinados pelos colegas, ampliando nossa capacidade de absorção de novos alunos e realização de mais projetos e então o “lab” pôde alçar voos maiores.

#### NOME E LOGOMARCA DO LEVERT

O nome do laboratório foi escolhido de modo a não limitar sua atuação à herpetologia. Essa foi uma escolha estratégica de modo a trazer oportunidades para alunos que tenham interesses em vertebrados de um modo geral (veja em ‘Nossas pesquisas’). Nossa logomarca representa a imagem de um “herpeto” (Fig. 2). Pode ser um lagarto, pode ser

um girino ou até uma salamandra. Ela brinca com a imagem inversa, representada pelo fundo branco que lembra também a pata de um anfíbio. Não se apegue a detalhes, tentando contar o número de dedos. Foi dada uma “licença artística” para essa criação. A logomarca tem apenas uma cor, representando o habitat e a cor que o imaginário popular atribui a herpetofauna.

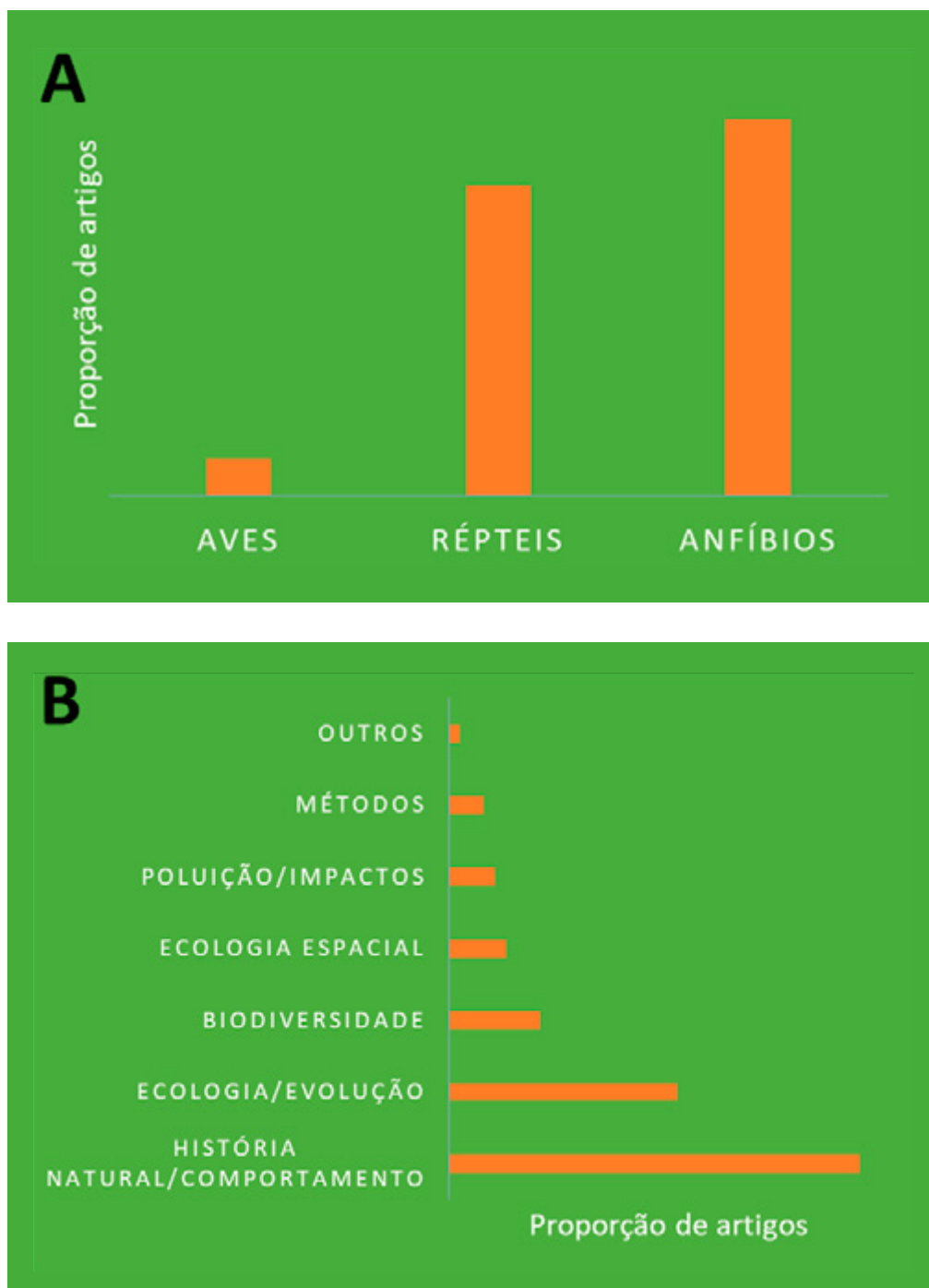


*Figura 2.* Logomarca do Levert, inspiração na cor e nas formas da herpetofauna.

## NOSSAS PESQUISAS

No Levert estudamos na maior parte do tempo os anfíbios, seguido por répteis e, eventualmente, aves. Sim, as aves são répteis, mas elas entraram na nossa mira por pura obra do acaso. Mas, checando nossa produção, é possível notar que a herpetologia é nossa linha

central de pesquisa (Fig. 3A). Quanto aos temas, temos o orgulho de ser um laboratório que sobrevive, fazendo muita história natural (Fig. 3B). Nessa categoria incluimos estudos com teste de hipóteses, experimentos no laboratório, no campo e estudos de dieta.

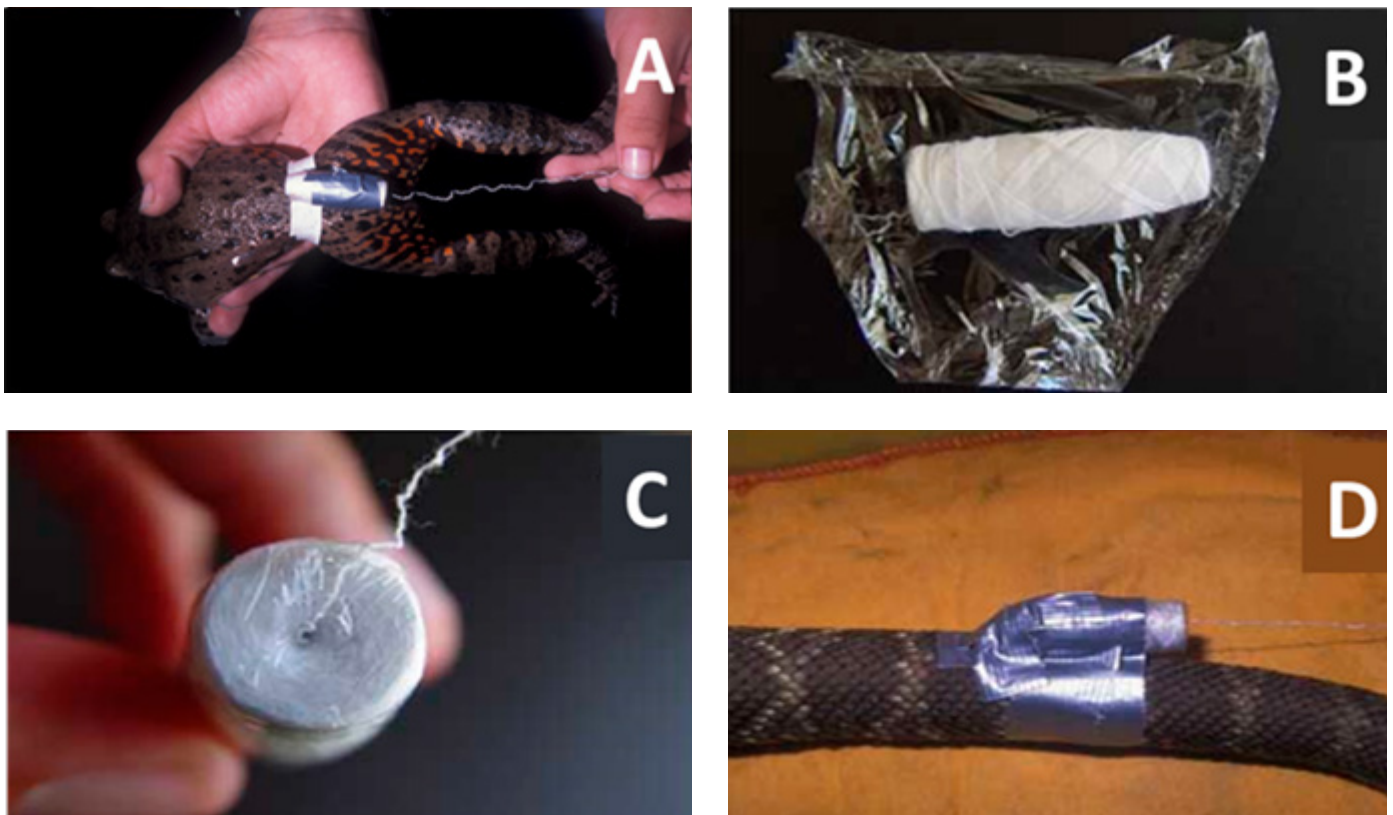


*Figura 3.* Temáticas abordadas nas pesquisas e publicações do Levert. (A) grupos vertebrados abordados; (B) relação dos assuntos mais publicados.



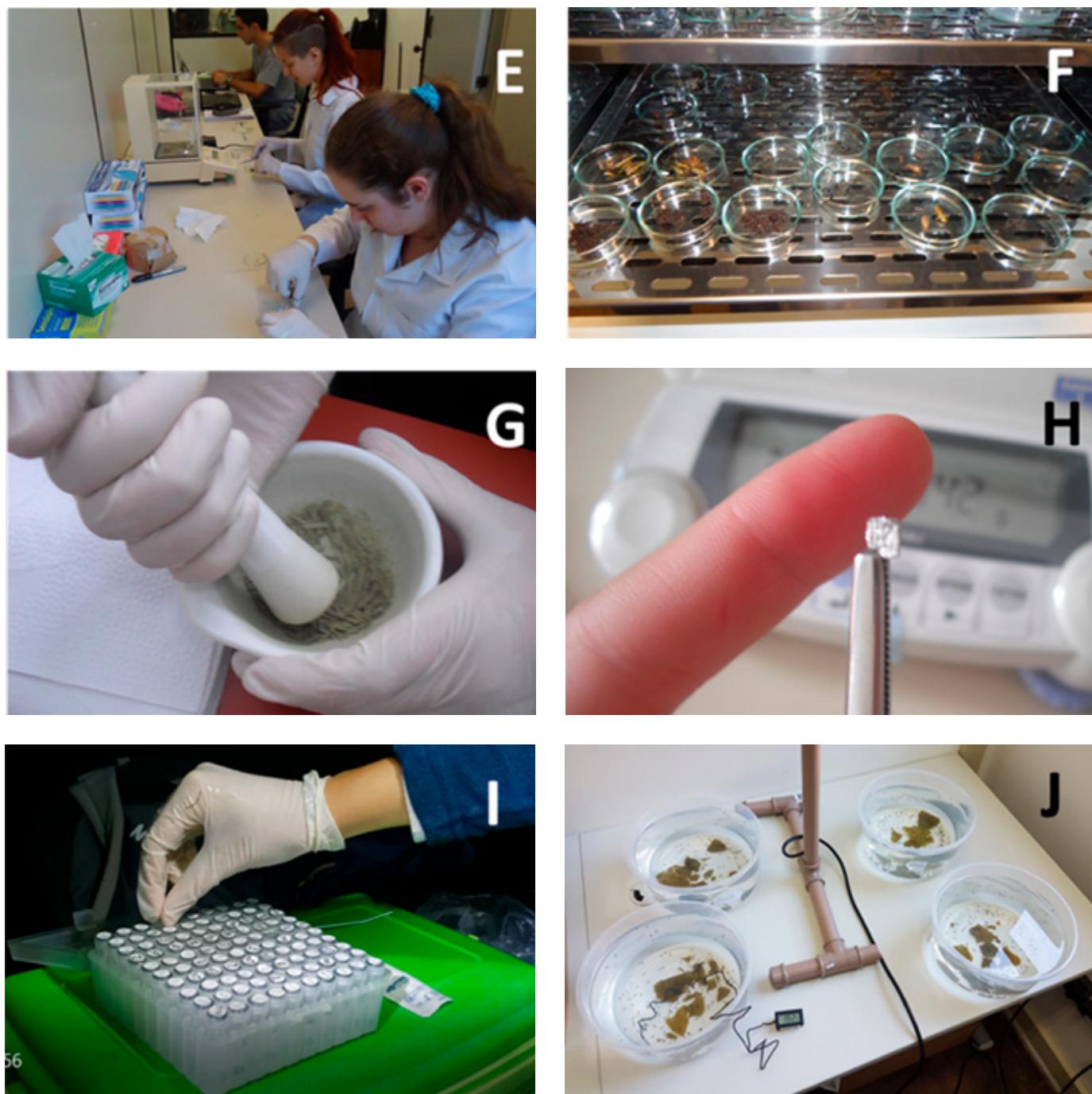
Uma marca registrada do Levert, é algo bem simples, o uso de carretéis para o rastreamento de sapos e cobras (Fig. 4A-D). Esse dispositivo, centenas de vezes mais barato do que um rádio transmissor, pode revelar muitas informações sobre a ecologia espacial da herpetofauna de pequeno porte. Justamente a mais abundante e aquela para a qual menos se sabe sobre seus movimentos. Ressaltamos também, que após um período descrevendo a dieta de muitas espécies de anfíbios, iniciamos uma nova abordagem para a ecologia trófica usando como ferramenta os isótopos estáveis. Isso tornou o Levert

um pioneiro no sul do Brasil na aplicação dessa ferramenta para estudos de anfíbios e répteis (Fig. 4E-H). A partir das análises de tecidos dos animais e de alguns componentes do ecossistema (produtores primários e presas potenciais) iniciamos um processo de traçar a teia alimentar na qual anfíbios e répteis se encontram. Os isótopos estáveis foram aliados importantíssimos para que entendêssemos, por exemplo, a importância de plantas aquáticas para lagartos endêmicos de dunas, ou então, como o tamanho do fragmento florestal afeta a trama trófica de anuros na mata de araucária.



*Figura 4.* Alguns dos métodos mais aplicados ou mais emblemáticos em nossa pequena história: método de carretéis para rastreamento de anfíbios e serpentes (A, B, C e D).





*Figura 4.* Preparação de amostras para análises de isótopos estáveis (E, F, G e H); amostras de secreção cutânea da pele de anuros para análise de microbioma (I); experimentos para estudos de comportamento de girinos (J).







*Figura 6. (D), Dunas Costeiras (E), Restingas litorâneas (F).*

## IMERSÕES LEVERT

A partir de 2017, nosso grupo passou a fazer imersões bianuais de pesquisa (Fig. 7 A-D), onde nos reuníamos durante três ou quatro dias com o objetivo de concluir manuscritos em andamento. Uma das principais vantagens das imersões, além de aumentar a produtividade do laboratório, é o seu papel no desenvolvimento científico dos alunos, por propiciar uma intensa troca de ideias entre os participantes. Um dos principais lemas do laboratório é: não se faz pesquisa de qualidade sozinho. Assim, as imersões são uma ótima oportunidade de melhorarmos como cientistas e conseguirmos transformar nossos dados em artigos disponíveis para a comunidade acadêmica.



*Figura 7.* Registros das imersões em que integrantes do Levert e ilustres convidados encontram um refúgio para, durante três dias sem Internet, finalizarem seus manuscritos: imersão no Parque Estadual de Itapuã (A); imersão na casa da cunhada do Tozetti em Pínhai Beach, praia badalada (só que não) no litoral norte do RS (B, C e D).

## LEVERT E A POPULARIZAÇÃO DA CIÊNCIA

Sempre tivemos uma grande preocupação em divulgar nosso trabalho para o público em geral. Nos últimos quatro anos temos investido bastante na produção de infográficos. Eles têm sido uma excelente ferramenta auxiliar para a divulgação de nossos projetos, resultados e artigos. Muitos deles foram

feitos de forma colaborativa, usando plataformas digitais gratuitas ou até mesmo o bom e velho Power Point. Os infográficos são de simples entendimento, predominantemente visuais e podem ser facilmente compartilhados por aplicativos de troca de mensagem. A figura 8 mostra um exemplo de um infográfico desenvolvido a partir dos resultados de um estudo nosso publicado em 2019. Nesse mesmo ano decidimos





ser mais ativos nas redes sociais com objetivo de divulgar nossas pesquisas. Atualmente, estamos presentes em quatro plataformas digitais: Youtube, Facebook, Instagram e Twitter. O Instagram é nossa rede social de maior atividade. Nosso conteúdo mescla divulgação científica, registros dos trabalhos de campo e o dia-a-dia do laboratório. Você pode nos encontrar nelas como: [@tozettelab](https://www.instagram.com/tozettelab) (segue lá!). As nossas informações sobre projetos, integrantes do laboratório, artigos publicados, popularização da ciência e uma galeria com fotos e vídeos, podem ser encontradas em nosso site: [tozettelab.org](http://tozettelab.org).

Figura 8. Infográfico produzido para divulgação dos resultados do artigo que publicamos em 2019 sobre poluição luminosa.

## UM LABORATÓRIO QUE AMA CAMPO!

O Levert possui uma tradição de realizar muitas saídas a campo, e a gente ama isso! Já passamos por diversas Unidades de Conservação como a

Reserva Ecológica do Taim, Floresta Nacional de São Francisco de Paula, Parque Estadual do Turvo, Parque Nacional de Aparados da Serra, e muitas outras (Fig. 9 A - I).



*Figura 9.* Registros de algumas saídas de campo do laboratório: Butiazal de Tapes (A); Arambaré (B); Pose pré campo no estacionamento da Unisinos (C); São Francisco de Paula (D); Estação Ecológica do Taim (E, F); Butiazal de Tapes (G, H); Estação Ecológica do Taim (I).



Mas todos que fazem campo sabem das dificuldades e os imprevistos que surgem nesses momentos. A figura 10 mostra as imagens de alguns momentos difíceis que passamos. Como nessas horas não há clima para fotos, temos muitas histórias, mas poucos registros. Na figura 10A a equipe enfrenta um atoleiro imenso, em banhados quase na divisa com o Uruguai. Na figura 10B, o desespero da equipe tentando estancar o combustível que vazava do tanque após o carro atingir uma enorme pedra. Já em 10C, o Tozetti se aventura na montaria e atravessa o Rio Tainhas em busca de ajuda de um suposto fazendeiro, com um suposto trator para rebocar o nosso veículo no Parque Estadual de Tainhas, RS. Felizmente, todos esses eventos tornam-se boas histórias e lições de vida que nos ajudaram a ficar mais fortes. Mas fica a dica: no campo, a prudência é seu melhor amuleto.



*Figura 10.* Registros dos ‘perrengues’ no campo. Aquela clássica atolada, no meio de um banhado no extremo sul do RS e certamente sem sinal de celular (A). Uma tentativa de reparo improvisado em um tanque de combustível furado por uma pedra no que estava no caminho (B). Tozetti bastante motivado para atravessar um rio com uma mula emprestada, no intuito de achar ajuda após o veículo da equipe ficar atolado na região dos campos de cima da serra (C).

Por fim, mas não menos importante, gostaríamos de lembrar que o Levert sempre está de portas abertas para alunos, parceiros e colaboradores que se interessam pelas nossas pesquisas, mas principalmente, que querem difundir o conhecimento sobre a herpetofauna e contribuir para a conservação destes animais.

### AGRADECIMENTOS

Agradecemos ao amigo e editor da área Mirco Solé pelo convite, estamos hon-

rados em poder compartilhar um pouco da nossa “história de vida”. Agradecemos também aos inúmeros alunos que já passaram ou ainda fazem parte do Levert, toda a participação e contribuição de vocês reflete o que somos hoje. E também, aos órgãos de fomento que apoiaram nossa caminhada até aqui, FAPERGS, CNPq, CAPES e UNISINOS com suas bolsas institucionais aos alunos de IC.

*Editor: Mirco Solé*



---

*Rhinobothryum lentiginosum*  
Jacareacanga, PA  
@ Fran Reis



# Notícias de Conservação

## Iniciativa de Sobrevivência *Atelopus* e Plano de Ação para a Conservação dos Sapos-Arlequim

---

Foi recentemente lançada a *Iniciativa de Sobrevivência *Atelopus** (sigla em inglês – ASI), uma nova aliança englobando mais de 40 organizações de 13 países com o objetivo de salvar da extinção os sapos-arlequim (*Atelopus*, Fig. 1, 2), um dos gêneros de anfíbios mais ameaçados do mundo. Embora pesquisadores e conservacionistas venham trabalhando há muitos anos para salvar os sapos-arlequim em seus países, a ASI está reunindo-os pela primeira vez para compartilhar experiências e conhecimentos e para trabalhar coletivamente na conservação do gênero.

Sapos-arlequim são encontrados da Costa Rica até a Bolívia, e do Equador até a Guiana Francesa, incluindo a Amazônia brasileira. São conhecidos como as ‘joias da região neotropical’ por causa de suas cores vibrantes e variadas, incluindo laranja, verde, amarelo, marrom, preto, vermelho, roxo e até rosa. Eles são reconhecidos em diversas culturas latino-americanas, incluindo povos indígenas tradicionais, e em diversos países, como no Panamá, onde o animal nacional é o famoso sapo-arle-

quim-dourado (*Atelopus zeteki*).

Nas últimas décadas, muitas espécies de *Atelopus* sofreram graves declínios populacionais e extinções em toda a sua distribuição. Atualmente, das 94 espécies avaliadas pela IUCN, 83% estão ameaçadas de extinção, e cerca de 40% desapareceram e não são vistas desde o início dos anos 2000, apesar de esforços específicos para encontrá-las. Embora o fungo quitrídeo *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) seja provavelmente o principal catalisador desses declínios em suas populações, os sapos-arlequim enfrentam diversas outras ameaças, como a destruição e a degradação do hábitat (como resultado da agricultura animal, exploração madeireira, mineração, desenvolvimento de infraestrutura e poluição dos corpos hídricos), a introdução de espécies invasoras (como a truta-arco-íris, que ataca seus girinos), a coleta ilegal para o tráfico de animais e os efeitos das mudanças climáticas. A ASI e seus membros, incluindo governos, comunidades locais e povos indígenas, abordarão de forma colaborativa cada uma dessas ameaças — e novas, à medida que sur-

girem — em todo o gênero *Atelopus*, levando em conta as realidades sociais, políticas e culturais de cada um dos 11 países onde os sapos-arlequim são encontrados, incluindo o Brasil.

Juntamente com a ASI foi lançado o Plano de Ação para a Conservação dos Sapos-Arlequim (*Atelopus*), documento que fornece o roteiro para proteger e conservar os sapos-arlequim e seus habitats. As metas do plano de ação, que a ASI pretende alcançar até 2041 (quando se comemora o 200º aniversário da descrição do gênero *Atelopus*), incluem:

- desenvolver e implementar métodos inovadores para mitigar os impactos do fungo quitrídeo sobre as populações de sapos-arlequim, e entender melhor por que algumas espécies são mais e outras menos suscetíveis aos efeitos da quitridiomiose;
- proteger e restaurar as florestas e bacias hidrográficas onde sapos-arlequim vivem;
- criar e manter programas de conservação em cativeiro;
- buscar espécies perdidas para a ciência e preencher outras lacunas no conhecimento científico sobre os sapos-arlequim;
- compartilhar histórias para transformar os sapos-arlequim em símbolos de esperança para a região

neotropical e para o mundo e um carro-chefe para histórias de conservação de sucesso;

- garantir que a rede de conservação *Atelopus* tenha o apoio técnico, logístico e financeiro para garantir a conservação, a longo prazo, dos sapos-arlequim.

No Brasil, atualmente são registradas três espécies do gênero, incluindo o recém-descrito sapo-arlequim-manauense (*Atelopus manauensis*), espécie nomeada em homenagem à cidade de Manaus. Suas populações enfrentam sérios riscos de desaparecer na natureza caso medidas voltadas para sua conservação não sejam tomadas nos próximos anos, uma vez que a área geográfica da espécie é naturalmente restrita e o crescimento de Manaus está destruindo áreas com características essenciais para sua sobrevivência. Além disso, populações de *Atelopus* distribuídas pelo Arco do Desmatamento, no Estado do Pará, atualmente tratadas como *A. hoogmoedi*, podem na verdade constituir diversas espécies diferentes. Essas populações são de especial interesse, uma vez que se encontram seriamente ameaçadas pelo avanço do desmatamento ilegal sobre as áreas que ocupam.

A ASI é um esforço colaborativo e coletivo que espera se tornar um modelo bem-sucedido que possa ser replicado com outros grupos de espécies amea-

çadas. A ASI inclui grupos nacionais e internacionais de conservação, zoológicos, centros de reprodução em cativeiro, instituições acadêmicas, governos e comunidades locais. No Brasil, fazem parte da ASI a Profa. Dra. Albertina Pimentel Lima, o Dr. Rafael Filgueira Jorge e o mestrando Patrick Sanches, do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), o Prof. Dr. Samuel Gomides, da Universidade Federal do Oeste do Pará (UFOPA), o Prof. Dr. Youszef Bitar, da Universidade Federal do Pará (UFPA), a Dra. Carolina Lambertini, da Universidade Estadual de Campinas (UNICAMP), o Dr. Pedro

Peloso, do Projeto DoTS (Documenting Threatened Species) e o Dr. Luis Fernando Marin da Fonte, da *Amphibian Survival Alliance*, que também atua como Coordenador da ASI. Os membros brasileiros da ASI estão correndo contra o tempo para conseguir financiamento e conduzir pesquisas aplicadas à conservação do gênero no Brasil. Se você tem interesse em se juntar ao grupo, escreva para [info@atelopus.org](mailto:info@atelopus.org).

*Editor: Luis Fernando Marin da Fonte.*



*Figura 1. Atelopus hoogmoedi* (Autor: Samuel Gomides).





---

*Figura 2. Atelopus hoogmoedi* (Autor: Samuel Gomides).





---

*Aplastodiscus albosignatus*  
Morretes, PR  
@ Raphael Santos

# História da Herpetologia

---

## Augusto Shinya Abe

Professor Titular Aposentado, Departamento de Biodiversidade e Centro de Aquicultura, Instituto de Biodiversidade, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho Campus de Rio Claro, 13506-900 Rio Claro, SP, Brasil.



**D**urante o IX CBH fui agraciado à condição de Membro Honorário, conferida pela SBH, entidade que vem se destacando em nosso cenário científico pela progressiva relevância, distinção que muito me lisonjeia. Após a concessão, a SBH solicitou um breve histórico de minha carreira, que passo a discorrer

de forma sucinta, omitindo muitos nomes de forma deliberada, para que o texto não se torne catalográfico, tantas foram as pessoas que me apoiaram.

Nasci em 23 de novembro de 1946, na periferia da zona leste de São Paulo, capital, e desde muito cedo gostava de animais. Os répteis, em especial as ser-

pentas, sempre me despertaram grande interesse e foram os temas favoritos de leitura desde a infância e adolescência, e me levavam a incursões aventureiras à várzea do rio Tietê. Durante o curso Ginásial, não raro, desviava a rota da escola para fugazes visitas ao Instituto Butantan ou à Fundação Parque Zoológico de São Paulo. Por esta inclinação, desde o curso Ginásial, já havia decidido pelo curso de Biologia, à época, História Natural. Posteriormente, quando cursava o Científico, estagiava como voluntário durante as férias escolares, na Seção de Venenos, do Instituto Butantan, sob orientação do saudoso Dr. Hélio Emerson Belluomini.

Em 1967, então no início do terceiro ano do Científico, fui convidado pelo Dr. Belluomini a integrar a Seção de Venenos e fui contratado como técnico de laboratório pelo Fundo de Pesquisas do Instituto Butantan. A Seção mantinha serpentes peçonhentas, exceto as corais, para a produção de venenos. A quantidade de serpentes que chegava ao Instituto era enorme, permitindo o tirocínio de toda sorte com aquele fardo material. A experiência no Instituto Butantan foi muito gratificante pela vivência, não apenas científica, mas também de vida. O Instituto tinha em seu quadro um elenco diversificado de profissionais e interação com amplos segmentos da comunidade. Pela Seção de Venenos circulavam, em visita ou a trabalho, renomadas figuras do mundo

científico, taxidermistas, comerciantes de animais (então legais naquela época), aventureiros e curiosos anônimos de toda sorte. Poucas vezes aprendi tanto em tão pouco tempo.

Em 1969 ingressei no curso de Ciências Biológicas da Universidade de São Paulo (USP), período noturno, e continuei no Instituto Butantan. No ano seguinte, passei a bolsista universitário, também pelo Fundo de Pesquisas do Instituto Butantan. Ainda em 1970, iniciei como estagiário voluntário na Seção de Répteis do Museu de Zoologia da USP, sob orientação do Dr. Paulo Emílio Vanzolini. Em 1971 concluí o Curso de Bacharelado e passei a Biólogo bolsista, ainda pelo Fundo de Pesquisas do Instituto Butantan.

O Curso de Biologia na Universidade Estadual de Campinas (UNICAMP) estava em fase de implantação e, em 1972, por intermédio do então mestrando Ivan Sazima, fui convidado a ministrar o tópico de Répteis, na disciplina de Vertebrados do Curso de Ciências Biológicas, Departamento de Zoologia. Na ocasião, foi mencionada a possibilidade de contrato no Departamento e me candidatei a uma vaga na UNICAMP. Nesse mesmo ano concluí o Curso de Licenciatura em Ciências Biológicas, continuava como bolsista no Instituto Butantan e lecionava à noite no ensino estadual. No ano seguinte, iniciei o curso de pós-graduação no Instituto de



Biociências da USP, sob orientação do Prof. Dr. Erasmo Garcia Mendes. Ainda em 1973, em setembro, fui contratado como Instrutor para ministrar a disciplina de Vertebrados, junto com o Prof. Júlio Cesar Garavello, no Departamento de Zoologia da UNICAMP e deixei definitivamente o Instituto Butantan.

A mudança para a UNICAMP foi uma experiência nova e edificante. A vivência de sair de um Instituto, com toda a estrutura e esquema de trabalho sedimentados, para o dinamismo de uma Universidade em fase de implantação. O desafio de iniciar, quase do nada, ainda inexperiente na vida acadêmica, munido apenas de ideais e esperanças. Foram anos de grandes esforços – a organização do curso de Vertebrados, a montagem de toda infraestrutura de ensino e de pesquisa, em instalações ainda praticamente provisórias. E os finais de semana eram dedicados aos experimentos da pós-graduação, no laboratório do Prof. Erasmo G. Mendes, no Departamento de Fisiologia Geral da USP.

O convívio com o Prof. Erasmo foi de grande importância em minha formação. Nos encontrávamos aos sábados em seu laboratório, onde conduzia os experimentos, e ele, lia e escrevia. O Prof. Erasmo era sóbrio, tinha uma visão muito abrangente de ciência e invulgar erudição. Vivido e experiente, conheceu o curso de História Natural

desde seus primórdios, na realidade ele próprio um dos pioneiros. Também conhecia a fundo a história de muitos fisiologistas, com detalhes até de como criaram determinados equipamentos ou técnicas. Essas conversas informais, sobre temas variados, me foram fundamentais na formação como docente e em uma série de reflexões e atitudes futuras. Em um desses sábados conheci o saudoso Dr. Jorge Albert Petersen, que posteriormente intermediou meu contato com o Prof. Kjell Johansen, da Universidade de Aarhus, na Dinamarca, um dos principais centros de Fisiologia Comparada na Europa, à época. Na ocasião, por correspondência, o Prof. Kjell Johansen me formulou um convite para visitar seu laboratório em Aarhus. Ao final de 1977 defendi o doutorado, cujo tema versava sobre o estudo comparativo da fisiologia respiratória de duas espécies de serpentes Colubridae com diferentes graus de adaptações morfológicas à vida aquática, *Helicops modestus* e *Erythrolamprus miliaris*. Após concluído o doutorado fui desligado da UNICAMP e aceitei o convite do Prof. Johansen para um pós-doutorado, financiado pelo governo dinamarquês, que se iniciou em 1978.

O Departamento de Zoofisiologia da Universidade de Aarhus era frequentado por pesquisadores de várias nacionalidades, possibilitando a troca de ideias e experiências, um ponto de referência de singular importância na área. Muito bem equipado e com to-



das as facilidades conferidas pelo apoio logístico, representado por oficinas de mecânica fina e de eletrônica, fundamentais para os equipamentos da época, além da excelente biblioteca e recintos primorosos, para a manutenção de animais experimentais. Passado o deslumbramento inicial, veio a reflexão e a avaliação crítica daquele portentoso laboratório. O recurso material é fundamental, mas não o único ou o principal elemento para se fazer ciência. O laboratório era resultado de muito esforço, mentes criativas, perspicazes e dedicadas. O Prof. Kjell Johansen era uma figura entusiasmada, dedicada e

contagante, sempre informal e espontâneo, ensinava conceitos, técnicas e toda sorte de experiências. O ambiente em seu laboratório era despojado, bem diferente daquele hierarquizado e austero, que predominava nas instituições durante a minha formação. Nos longos dias de verão ia com Kjell ao porto e, sentados nas docas, conversávamos descontraídos sobre ciência e a vida, entre goles de cerveja e nacos de peixe defumado. O pós-doutorado ampliou minha visão e expectativa acerca, não só da Fisiologia Comparada, mas da pesquisa e ensino de uma forma geral (Foto 1).



*Foto 1.* Com Dr. Christopher Bridges em Aarhus (Dinamarca, 1978).

Após o retorno da Dinamarca, fui contratado pelo Departamento de Zoologia da Universidade Estadual Paulista (UNESP), em Rio Claro, em 1980, e participei da disciplina de Fisiologia Animal, em nível de graduação. O Departamento tinha a linha de pesquisa voltada para invertebrados e os equipamentos de fisiologia disponíveis não atendiam à minha linha de pesquisa, com vertebrados. Portanto, teria que montar toda uma estrutura para desenvolver uma linha de pesquisa própria. O aprendizado pelos laboratórios anteriormente frequentados, aquelas conversas informais e as experiências passadas foram de grande valia nessa fase. Os experimentos em Fisiologia requerem algum equipamento, são dispendiosos, e as dificuldades iniciais não foram poucas. O Currículo à época não permitia o acesso a recursos compatíveis às demandas nas agências de fomento. O trabalho de campo, de cunho mais ecológico, com a participação de estudantes de graduação, foi a principal forma de contornar essa fase. A linha de pesquisa inicial foi a de respostas e adaptações de animais ectotérmicos aos fatores ambientais, especialmente os aspectos energéticos relacionados às variações sazonais.

Aos poucos e com a ajuda de estudantes e de colegas de outras instituições, foi possível a gradual melhora no CV, o acesso aos recursos das agências de fomento à pesquisa e ir progressivamente

montando o laboratório. No início dos anos 1980 o programa de pós-graduação em Zoologia da UNESP de Rio Claro contemplava apenas os invertebrados e, como estava em fase de reformulação, não pude ser credenciado. Todavia, em 1984, iniciei a participação nos programas de pós-graduação da UNICAMP, na área de Fisiologia Geral do Instituto de Biociências da USP e no convênio Fundação Universidade do Amazonas (FUA)/Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), em Manaus. Em 1985, fui finalmente credenciado e iniciei a atuação no programa de pós-graduação da UNESP. O aprofundamento na linha de pesquisa experimental acabava por esbarrar nas limitações metodológicas impostas pela falta de equipamentos. Assim, sempre que parte dos estudos demandava técnicas mais elaboradas, recorri à colaboração com laboratórios no exterior. Através desta estratégia iniciaram os trabalhos em colaboração e intercâmbio com colegas do exterior, inicialmente com o Prof. Kjell Johansen. A partir de 1987, quando defendi a tese de Livre-Docência, intensificaram-se os trabalhos de colaboração com laboratórios do país e do exterior, atuando em projetos de intercâmbio e cooperação com colegas da Alemanha, Dinamarca, Noruega, Suécia, Canadá e Estados Unidos.

Em 1988 o Dr. Célio F. B. Haddad foi contratado pelo Departamento de Zoologia, para a área de Vertebrados, à



ocasião com o mestrado concluído. A vinda do Prof. Célio foi um alento e uma nova etapa que se iniciou. Embora atuando em áreas distintas, ele na de Zoologia e eu, Fisiologia, compartilhávamos de várias ideias em comum e atuávamos consoante às expectativas que tínhamos para o Departamento. O Departamento, então, era constituído por um quadro da antiga Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras, anterior à criação da UNESP, e por docentes mais novos formados na própria unidade, nem sempre afeitos a novas propostas. Naquela época, a Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) iniciou alguns programas

de fomento a variados setores de pesquisa. Com o Prof. Célio, concorremos a alguns deles, com resultados inicialmente desfavoráveis e frustrantes. Sem esmorecer, continuamos em nossa tarefa. Um parceiro de trabalho dos tempos de Aarhus, Dr. Mogens Glass, foi contratado pela Faculdade de Medicina da USP, em Ribeirão Preto em 1989, e pudemos retomar nossa parceria. Um antigo projeto proposto em meados dos anos 80, ao setor de Aquicultura da UNESP, foi efetivado em 1993, e finalmente concluídas as instalações que denominamos afetivamente de “Jacarezário”, permitindo a ampliação do espaço dedicado à pesquisa (Fotos 2, 3).



*Foto 2.* Foto aérea do Jacarezário, UNESP (Rio Claro, 2002).





*Foto 3.* Vista de uma das baias do Jacarezário, UNESP (Rio Claro, 2003).

No início dos anos 1990 foram organizados no país dois simpósios internacionais em Fisiologia Comparada. Em 1991 com o tema “*The vertebrate gas transport cascade. Adaptations to environment and mode of life*”, em São Sebastião, SP. O seguinte, em 1994, o simpósio “*Regulatory mechanisms of cardiovascular and respiratory function in vertebrates*”, em São Carlos, SP. Em 1994 concorri e obtive o cargo de Professor Titular, pela UNESP.

A segunda metade dos anos 90 foi marcada por intensas atividades de pesquisa no Departamento de Zoologia e contamos com a colaboração de pós-doutorandos e de vários pós-graduandos. À época, a FAPESP lançou uma série de programas de Infra-Estrutura, de apoio à modernização de instalações de pesquisa. Com o Prof. Célio novamente submetemos nossos projetos e, desta

vez, fomos contemplados com alguns deles. Com a construção do Jacarezário e os sucessivos auxílios da FAPESP e do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) foi possível melhorar substancialmente nosso aporte de pesquisa, com a montagem de laboratórios, instalações para a manutenção e reprodução de animais experimentais. Este apoio logístico permitiu o aumento da participação de estudantes e de intercâmbio com pesquisadores de outras instituições do país e do exterior nos anos subsequentes. Estas colaborações foram profícuas, pela ampliação da discussão conceitual, intercâmbio de técnicas e experiências de pesquisa e de cursos internacionais diversos. Os estudantes, em especial os de pós-graduação, foram os principais beneficiados destas colaborações, pela oportunidade de experiências e formação mais inclusiva.

O CNPq, em parceria com as Fundações de Pesquisas Estaduais, implementou em 2008 o programa Institutos Nacionais de Ciência e Tecnologia. O programa visava integrar diferentes grupos de pesquisa, do país e do exterior, em várias áreas do conhecimento. Fomos contemplados com o Instituto Nacional de Ciência e Tecnologia em Fisiologia Comparada – INCT – FisC.

O programa foi muito oportuno, pois veio a consolidar e ampliar nossa linha de pesquisa em fisiologia, majoritariamente centrada em anfíbios e répteis. O Instituto permitiu subsidiar, aglutinar e estabelecer núcleos de pesquisas emergentes do estado e do país e ainda os integrando a grupos do exterior (Fotos 4, 5).



---

*Foto 4.* Aula prática em curso internacional no programa do INCT - FisC.



---

*Foto 5.* Lizard Park, Amsterdam (Holanda, 2011).



Muitos laboratórios hoje atuantes na área foram nucleados a partir da iniciativa do INCT – FisC. Aliás, ao longo de toda a nossa jornada, a maior parte do aporte foi subsidiado pelo CNPq, FAPESP e Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), instituições às quais somos extremamente gratos.

A saga acadêmica foi altamente gratificante, apesar de todos os percalços e idiossincrasias inerentes à atividade. Desde a infância, e principalmente durante a adolescência, era sempre instado a pensar em “algo mais sério, que viver de cutucar cobras”. Pois continuei “cutucando cobras”, e um pouco além disso, e tocando a vida, ampliando os horizontes, com a liberdade de buscar objetivos e metas próprias, o que o meio acadêmico permite e vejo como um privilégio. Evidentemente, sempre tive e mantenho uma série de críticas em relação à gestão na academia, que foram transmutando ao longo desses 45 anos. Os ideais impetuosos de 1973, quando iniciei na UNICAMP, foram sendo progressivamente ajustados à realidade e balanceados às utopias. Entendi que muitos dos problemas da academia são estruturais, alguns impostos por instâncias superiores, de forma autocrática, sem a possibilidade de discussão ao nosso nível de atuação. E que, sequer ao nível de departamento, era possível consenso para se implementar alterações elementares.

Felizmente, com a atuação através do ensino e pesquisa é possível promover mudanças graduais e progressivas. Neste mister, é gratificante e oportuno observar o Cladograma de Orientação, apresentado inicialmente no IX CBH, onde se pode detectar os avanços através das gerações, isto apenas na área de Herpetologia.

É inegável que atualmente enfrentamos um momento muito difícil na academia, que jamais experimentei ao longo de minha carreira. A situação, creio transitória, é um bom momento de reflexão e para se considerar a reestruturação de nosso modelo acadêmico, obsoleto sob vários aspectos. Todavia, apesar desta situação crítica, é motivo de regozijo constatar o patamar de excelência a que alcançou a Herpetologia do país em expressão internacional. A estrutura cooperativa e de interação entre os grupos atuantes, a abrangência e qualidade do conhecimento alcançado, foram avanços irreversíveis. Este ganho conceitual não permite retrocessos, pois os progressos foram consistentes e definitivos. Antevejo como desafios às novas gerações, além da costumeira redução de investimento em pesquisas, as restrições crescentes em relação à utilização de animais experimentais. Também é preocupante a rápida destruição ambiental, que pode abrir lacunas em pontos amostrais críticos, comprometendo o aprofundamento da análise, a cada dia mais refi-



nada, de futuros estudos. No entanto, enfrentar inusitados desafios e buscar novos caminhos é inerente à atividade instigante da vida acadêmica.

*Editoras: Teresa C. Ávila-Pires e Bianca Berneck*



---

*Podocnemis unifilis*  
Altamira, PA  
@ Jordana Pires

# Trabalhos recentes

Batista S.F., Sawaya R.J., Marques O.A.V. 2021. The role of spatial heterogeneity in diversity of squamate reptiles in the Atlantic Forest highlands of southeastern Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências* 93:e20191522 doi: [10.1590/0001-3765202120191522](https://doi.org/10.1590/0001-3765202120191522).

A heterogeneidade espacial da vegetação é um dos principais fatores que influencia a riqueza de espécies de uma região, pois possibilita a coexistência de um maior número de espécies em relação a fisionomias mais homogêneas. No presente estudo os autores avaliaram como a diversidade e distribuição dos Squamata varia em ambientes heterogêneos e se há uma correspondência entre essas variáveis e a localização geográfica das unidades amostrais e/ou os tipos de fisionomia em que as mesmas se encontram. O estudo foi realizado no núcleo Curucutu do Parque Nacional da Serra do Mar (SP), um importante remanescente da Mata Atlântica do sudeste do Brasil, que apresenta um mosaico de fisionomias, incluindo florestas densas e campos abertos naturais. A coleta de dados ocorreu ao longo de 31 meses utilizando armadilhas de funil e de interceptação e queda (*funnel* e *pitfall traps*), busca ativa limitada por tempo, além de encontros ocasionais. O esforço amostral foi distribuído equitativamente entre os dois tipos de fisionomia. Para comparações de riqueza

e dominância foi utilizado o método de rarefação de Sanders, que permite a comparação destes parâmetros considerando um mesmo  $n$  amostral para ambas as fisionomias. Diferenças no padrão de abundância de espécies foi avaliado através do teste de Kolmogorov, enquanto os efeitos da fisionomia na composição e abundância de espécies foi avaliado pelo teste de Mantel e o método de escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) foi utilizado para ordenar as unidades amostrais em duas dimensões. No total foram registradas 14 espécies de serpentes e sete de lagartos, sendo que a quantidade de espécimes na floresta densa foi praticamente três vezes maior que na área aberta. Houve diferenças também em relação à composição das espécies, riqueza e abundância, ocorrendo maior riqueza na floresta densa (19 contra 10) e também maior abundância relativa. Entretanto, o método de rarefação mostrou que quando o efeito da abundância é retirado, apenas a composição de espécies é distinta. Da mesma forma, a dominância de espécies nas duas fisionomias também não apresentou



diferenças significativas após a aplicação deste método, enquanto as amostras das duas áreas não apresentaram sobreposição no espaço de ordenação (NMDS), mostrando uma distribuição estruturada entre as fisionomias. Houve também uma correlação positiva entre a dissimilaridade de abundância de espécies e a localização das unidades amostrais. Estes resultados apontam para uma correlação entre a heterogeneidade ambiental e a localização

das unidades amostrais em relação à composição dos Squamata, evidenciando que não somente o mosaico de fisionomias presente na área de estudo, mas também a localização espacial das unidades amostrais, são fatores determinantes para a estruturação da composição dos Squamata, corroborando estudos realizados em outros biomas.

*Editor: Daniel Silva Fernandes.*



---

*Podocnemis expansa*  
Amazônia, PA  
@ Ana Paula Rodrigues



Fischer M.T., Ringler M., Ringler E., Pašukonis A. 2020. Reproductive behavior drives female space use in a sedentary Neotropical frog. *PeerJ* 8:e8920 <https://doi.org/10.7717/peerj.8920>.

A decisão de ficar em um lugar ou de se mudar para outros lugares é crucial para muitos aspectos da vida de um animal, incluindo forragem, comportamento territorial, estratégias de acasalamento e respostas aos predadores. Os movimentos longos dos anfíbios anuros, tais como migrações em massa e invasão de habitat, têm recebido muita atenção, mas o comportamento espacial em escala fina permanece em grande parte sub estudado. Esta lacuna é especialmente marcante para as espécies que mostram fidelidade de longo prazo ao local e exibem todo seu repertório comportamental em uma pequena área. Estudar o movimento em escala fina com técnicas convencionais de captura e recaptura é difícil em anfíbios: indivíduos são difíceis de encontrar, as capturas repetidas podem afetar seu comportamento e o número de dados é muito baixo para permitir uma interpretação detalhada do uso individual do espaço e do tempo.

Neste estudo, os autores superaram estas limitações equipando as fêmeas de rãs-de-folhíço (*Allobates femoralis*) com uma *tag* (marcador) que permite o monitoramento frequente de sua localização e comportamento. As rãs venenosas neotropicais são bem conhecidas por seu complexo comportamento e diversas estratégias de cuidados reprodutivos e parentais. Embora a ecologia e o comportamento de *Allobates femoralis* seja bem estudada, pouco se sabe sobre

o uso do espaço em escala fina das fêmeas não-territoriais que não se envolvem em exibições acústicas e visuais. Para conhecer mais sobre isso, os pesquisadores monitoraram 17 fêmeas durante seis a 17 dias utilizando um localizador de direção harmônica para fornecer a primeira análise precisa do uso do espaço feminino nesta espécie. Eles analisaram os padrões de atividade das fêmeas, seus movimentos em relação às condições climáticas e em relação ao estado reprodutivo e finalmente estimaram sua área de vida. Descobriram que as fêmeas se movimentavam em média 1 m por hora e o movimento mais rápido, mais de 20 m por hora, estava relacionado a um evento de acasalamento subsequente. As distâncias percorridas e os padrões de atividade em dias de cortejo e acasalamento eram diferentes consideravelmente a partir de dias sem reprodução. As rãs se moviam mais em dias com temperatura mais baixa e com mais precipitação, mas o acasalamento parecia ser o principal gatilho para o movimento das fêmeas. Eles também observaram dois eventos consecutivos de acasalamento para sete fêmeas. As áreas de vida estimadas após 14 dias variaram consideravelmente entre indivíduos. Além disso, o cortejo e o uso do espaço associado ao acasalamento constituíram aproximadamente 30% da área de vida.

O movimento em escala fina de anfíbios sedentários é ainda pouco estudado, embora crítico para determinar fatores que

influenciam a decisão de se movimentar, a memória espacial de alguns indivíduos e as habilidades de navegação. Este estudo demonstrou como o rastreamento a curto prazo pode ser usado para refi-

nar as informações coletadas por uma abordagem convencional (observações), preenchendo a lacuna de conhecimento sobre padrões, causa e função do comportamento espaço-temporal em escala fina nos anfíbios.

*Editora: Daniela Pareja Mejía.*

---

*Frostius pernambucensis*

Estação Ecológica de Murici - Murici, AL  
@ Marcos Dubeux



de La Vega B, Pombal Jr J.P., Hepp F. 2021. Description and evolution of the larynx of the *Physalaemus olfersii* species group, with remarks on the laryngeal anatomy of the *P. cuvieri* clade (Amphibia: Anura: Leiuperinae). *Journal of Anatomy* 239:557–582. DOI: <https://doi.org/10.1111/joa.13436>.

**É** conhecida na literatura a aparente relação entre características anatômicas da laringe de anfíbios anuros e as características do canto desses animais. Porém, esse é ainda um tema muito pouco explorado (tanto a anatomia da laringe quanto sua relação com a bioacústica).

Pesquisadores do Museu Nacional e da UFRJ dedicaram-se a estudar a evolução de características da laringe de espécies de *Physalaemus* (Anura, Leptodactylidae, Leiuperinae). Esse gênero é conhecido por ter grande variação acústica, tanto intra quanto interespecificamente. O foco do estudo foi no grupo de *Physalaemus olfersii* e alguns outros integrantes do clado de *Physalaemus cuvieri*. Especificamente o grupo de *Physalaemus olfersii* possui uma redução na frequência fundamental, que pode estar relacionada à anatomia da laringe.

Os autores descrevem a morfologia e morfometria de 10 espécies de *Physalaemus* (*P. albifrons*, *P. cuvieri*, *P. feioi*, *P. gracilis*, *P. lateristriga*, *P. marmoratus*, *P. maximus*, *P. olfersii*, *P. orophilus* e *P. soaresi*) dissecadas a partir de 26 espécimes de coleções de anfíbios. Também caracterizam a laringe “padrão” de todas as espécies, apontando as características conservadas entre elas. Adicionalmente, eles avaliam a variação das características com uma análise multivariada, e também mapeiam as características em filogenias do grupo para verificar o sinal filogenético de cada uma e

acessar os possíveis estados de caracteres ancestrais. Com esses resultados, eles discutem a história evolutiva das características e o seu uso na sistemática do grupo, fornecendo pranchas com detalhes anatômicos para cada espécie analisada.

Encontraram várias características anatômicas que variam entre as espécies, como *the posterior position of the ventral beak*, *the angle of free edge of the vocal membrane in relation to the frontal plane*, *the relative size of the secondary fibrous mass*, *narrower vocal membranes* (nomes das estruturas padronizados em inglês para evitar tradução incorreta). As características morfológicas possuem forte sinal filogenético, e correspondem com a atual topologia do grupo.

*Editora: Ariadne Sabbag*



Martínez R.N., Simões T.R., Sobral G.V., Apesteguía S. 2021. A Triassic stem lepidosaur illuminates the origin of lizard-like reptiles. *Nature* 597:235–238. doi: [10.1038/s41586-021-03834-3](https://doi.org/10.1038/s41586-021-03834-3).

O registro fóssil de Lepidosauromorpha para o início da Era Mesozoica, particularmente para o período Triássico, é bastante raro e composto basicamente por alguns fragmentos de posicionamento filogenético incerto e restritos ao continente Europeu. Essa escassez de informação dificulta a compreensão da origem e dos relacionamentos entre as linhagens mais basais deste grupo, assim como prejudica a interpretação da biogeografia histórica deste clado. No presente estudo os autores descrevem um crânio tridimensional e articulado de um novo fóssil, *Taytalura alcoberi*, do Triássico Superior da Argentina. Para inferir o posicionamento deste táxon foram utilizados dados de filogenias recentes – com caracteres morfológicos de linhagens basais tanto de Diapsida quanto de Lepidosauromorpha - combinados a dados moleculares e complementados por novos caracteres e táxons, o que resultou na matriz mais completa já publicada para o grupo. As topologias inferidas tanto por máxima parcimônia quanto por inferência Bayesiana posicionaram, com alto suporte, *Taytalura* como a linhagem mais basal de Lepidosauromorpha. Este posicionamento, aliado ao estado de conservação do fóssil e aos dados obtidos através de microtomografia computadorizada, permitiram considerações acerca da evolução do crânio no grupo. A fusão do osso frontal ocorreu de forma independente nos Squamata (“lagartos”, anfisbenas e serpentes) e Sphenodontia (atualmente representado pelos tuataras); o esquamosal é tetrar-

radiado em *Taytalura* (vs. trirradiado em Squamata); o osso jugal apresenta processo póstero-ventral que provavelmente formava um arco temporal inferior completo, diferente dos Squamata que perderam tal arco. O osso esplênico é bem desenvolvido em *Taytalura*, ocorre também nos Squamata, mas está ausente nos Sphenodontia. O tipo de implantação dentária de *Taytalura* é único, diferindo das dentições pleurodonte ou acrodonte dos Squamata, bem como da dentição tecodonte dos Archosauromorpha (grupo-irmão dos Lepidosauromorpha). Embora *Taytalura* seja mais recente que outros fósseis de Sphenodontia e Squamata, ele é o mais antigo Lepidosauromorpha na Gondwana, juntamente com o Sphenodontia *Clevosaurus*. Como os Lepidosauromorpha basais até então conhecidos ocorriam em continente Europeu, *Taytalura* fornece evidências de que representantes basais deste grupo não estavam restritos a este continente e, embora as evidências fósseis sugiram a origem de Lepidosauromorpha na Laurásia, a hipótese do grupo ter surgido na Gondwana não pode ser descartada. Além disso, o fato deste fóssil ser 11 milhões de anos mais recente que os primeiros Lepidosauromorpha conhecidos, mostra que grupos-tronco foram contemporâneos em relação aos primeiros grupos-coroa de Lepidosauromorpha, provavelmente ocupando os mesmos tipos de habitat.

*Editor: Daniel Silva Fernandes.*



---

*Physalaemus nattereri*  
Fazenda Mundo Novo - Dueré, TO  
@ Leandro Alves

# Ensaios & Opiniões

## Uma proposta para valorização de grupos de pesquisa inclusivos nas publicações da Sociedade Brasileira de Herpetologia

---

Luis Fernando Marin da Fonte<sup>1,2\*</sup>, Daniella Pereira Fagundes de França<sup>1,3,4</sup>, Beatriz Diogo Vasconcelos<sup>1,5</sup>, Fernanda Paiva<sup>1,10</sup>, Quezia Ramalho<sup>1,6,7</sup>, Karina Rodrigues da Silva Banci<sup>1,8</sup>, Luisa Maria Diele-Viegas<sup>1,9,10,11</sup>

1 Comissão de Diversidade e Inclusão da Sociedade Brasileira de Herpetologia.

2 Amphibian Survival Alliance.

3 Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo. Avenida Nazaré 481, Ipiranga, 04263-000 São Paulo, SP, Brasil.

4 BioRevita Soluções Ambientais. Avenida Paulista, 1636, conjunto 4, 15º andar. Cerqueira César, 01310-200 São Paulo, SP, Brasil.

5 Laboratório de Sistemática e Biogeografia de Anfíbios e Répteis, Instituto de Biociências, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, Cidade Universitária, 79070-900 Campo Grande, MS, Brasil.

6 Laboratório de Ecologia de Paisagens, Universidade do Estado do Rio de Janeiro, 20550-900 Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

7 Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Evolução, Universidade do Estado do Rio de Janeiro, 20550900 Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

8 Laboratório de Ecologia e Evolução, Instituto Butantan, 05503-900 São Paulo, SP, Brasil.

9 Universidade Federal de Alagoas, 57072-970 Maceió, AL, Brasil.

10 Rede Kunhã Asé de Mulheres na Ciência, 40026-010 Salvador, BA, Brasil.

11 Rede de Mulheres na Zoologia, 70910-900 Brasília, DF, Brasil.

\*Autor para correspondência. E-mail: [pulchella@gmail.com](mailto:pulchella@gmail.com)

DOI: [10.5281/zenodo.5838903](https://doi.org/10.5281/zenodo.5838903)



A ciência brasileira ainda é um meio pouco diverso e inclusivo, não refletindo a pluralidade da população. Como consequência da falta de oportunidades gerada pelo sistema excludente do qual fazemos parte, mulheres, pessoas com deficiência, negras, indígenas, LGBTQIA+ (lésbicas, gays, bissexuais, transgêneres, *queer*, intersexuais, assexuais, etc.), de baixa renda e/ou de determinadas regiões do país ainda são sub-representadas na ciência (Diele-Viegas et al. 2021). Com relação à presença feminina, apesar de o número de pesquisadoras ter aumentado consideravelmente nas últimas décadas, ainda existem fatores que impedem seu reconhecimento profissional e sua continuidade na carreira. Tudo isso, invariavelmente, se reflete no menor número de citações de publicações de mulheres, menor taxa de ocupação de cargos de chefia, maior dificuldade para obtenção de financiamento, desigualdade salarial, menos oportunidades de bolsas e empregos, entre outros (Shelter & Sith 2014; Gallardo 2020). As razões para isso são diversas, entre elas o machismo estrutural e a falta de reconhecimento da influência da maternidade na carreira feminina (Thun 2019; Diele-Viegas et al. 2021). Em um avanço recente, após dois anos de espera, o Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) permitiu o registro dos períodos de licença-maternidade na Plataforma Lattes (Ministério da Ciência, Tecnologia e Inovações 2021). Com isso, são garantidas mais condições para conciliar carreira e maternidade, apesar de ainda termos muito a avançar nessa pauta.

A situação na herpetologia brasileira não é diferente (Carnaval 2016; Werneck et al. 2019; Diele-Viegas et al. 2020; Montesinos et al. 2021; Silva 2021; Staniscuaski et al. 2021). Poucos estudos específicos sobre a diversidade em nosso campo de atuação foram publicados (e.g. Rock et al. 2021). Com relação à situação atual no Brasil, alguns levantamentos informais nos oferecem algumas pistas. Em 2015, 58% das pessoas associadas à Sociedade Brasileira de Herpetologia (SBH) eram homens e 42% eram mulheres (Carnaval 2016). Em 2021, apesar de a presença feminina ter aumentado um pouco na SBH (46%), ainda se encontra abaixo da média da população brasileira (~52%). Da mesma forma, um levantamento, realizado em 2017 pelo Grupo de Especialistas em Anfíbios do Brasil (ASG Brasil), identificou que apenas 34% das pessoas envolvidas em projetos de conservação de anfíbios no país eram mulheres (ASG Brasil, dados não publicados). Outros dados que demonstram a falta de diversidade são relativos ao predomínio de pessoas ligadas a instituições das regiões Sudeste (48%) e Sul (24%) e à baixa representatividade de pessoas das regiões Nordeste (11%), Centro-Oeste (9%) e Norte (6%) identificadas no levantamento (ASG Brasil dados não publicados).

Ao longo dos últimos anos, diversas iniciativas com o objetivo de aumentar a inclusão e a diversidade na herpetologia brasileira foram propostas e colocadas em prática (Carnaval 2016; Fonte et al. 2018; Werneck et al. 2019; Montesinos et

al. 2021; Silva 2021). A mais recente foi a criação da comissão de Diversidade e Inclusão da SBH, em março de 2021, com o objetivo de atuar na promoção da equidade de oportunidades para ampliar a inserção e a visibilidade de grupos sub-representados na herpetologia brasileira. Neste contexto, a primeira ação proposta pela comissão é a adoção de uma declaração de Diversidade, Equidade e Inclusão (DEI) nos periódicos e eventos organizados pela SBH, conforme descrito a seguir.

Em carta recentemente publicada na *Nature*, Röbber et al. (2020) propuseram a inclusão, por parte de periódicos científicos, de uma declaração de DEI feita pelos próprios autores e autoras dos artigos publicados. Em resposta a esta sugestão, diversas editoras internacionais começaram a discutir a adoção deste tipo de declaração. Em janeiro de 2021, a Cell Press, responsável pela publicação de algumas das mais prestigiadas revistas científicas do mundo, publicou um editorial anunciando a adoção de uma declaração de Inclusão e Diversidade em seus periódicos (Sweet 2021).

Com o objetivo de reconhecer e chamar a atenção para artigos inclusivos publicados na *Herpetologia Brasileira* (HB) e na *South American Journal of Herpetology* (SAJH), sugerimos que os corpos editoriais dos periódicos da SBH incentivem autores e autoras a incluírem em suas publicações uma declaração de DEI. Esta declaração seria similar, por exemplo, às já habituais declarações de ausência de conflito de in-

teresse frequentemente requisitadas por periódicos científicos. No entanto, sua inclusão não deve ser obrigatória, nem ter o objetivo de forçar a equidade e a diversidade de autores e autoras de uma publicação. O objetivo da declaração é educativo e sensibilizador, pois vai constantemente lembrar as pessoas que existem formas mais inclusivas e justas de se fazer ciência, levando-se em consideração as diversidades de gênero, étnicas, sexuais, físicas, sociais, culturais, de origem, entre outras.

A inclusão de uma frase como “*Declaramos que este estudo foi desenvolvido levando-se em consideração questões de diversidade, equidade e inclusão*” no final dos artigos tem o potencial de constantemente lembrar, não somente os autores e autoras dos artigos publicados, mas também os leitores e leitoras, de que a SBH valoriza e incentiva a diversidade na herpetologia brasileira. Além disso, este tipo de ação tem o potencial de, gradualmente, incutir a importância de uma herpetologia diversa e inclusiva. Mesmo que, em determinado estudo, os autores percebam a falta de diversidade apenas no momento da publicação, este tipo de declaração se torna uma lembrança e uma provocação para que questões de DEI sejam levadas em consideração futuramente, desde a fase de planejamento até a execução e publicação.

Exemplos de declarações de DEI que os autores da proposta original (Rößler et al. 2020) incluíram em artigos de suas autorias recentemente publicados:

***Fonte et al. (2021): Equity, Diversity, Inclusion*** – “We highly value equity, diversity and inclusion in science. Our study includes researchers from different countries, backgrounds and career stages. Most authors are Brazilians, three of which from Amazonian institutions, which is the focal locality of our study. We do however strongly regret the lack of female co-authors. We acknowledge our shortcoming in not realizing this during the early stages of our study and will strive to address this issue in future work”.

Em português (tradução livre): *Equidade, Diversidade, Inclusão* - “Nós valorizamos muito a equidade, a diversidade e a inclusão na ciência. Nosso estudo inclui pesquisadores de diferentes países, origens e estágios de carreira. A maioria dos autores são brasileiros, três dos quais de instituições amazônicas, região foco do nosso estudo. No entanto, lamentamos profundamente a falta de co-autoras

do sexo feminino. Reconhecemos nossa limitação em não perceber isso durante os estágios iniciais de nosso estudo e nos esforçaremos para considerar esta questão em trabalhos futuros.

***Rößler et al. (2021): Inclusion & diversity statement***: “The authors greatly value equity, diversity and inclusion (EDI) in science. This study was conducted under consideration of EDI best practice. The authors come from three different countries (Germany, Italy and USA) and range from undergraduate to postdoctoral career stages. One or more of the authors self-identifies as a member of the LGBTQ+ community”.

**Em português (tradução livre):** *Declaração de inclusão e diversidade*: Valorizamos muito diversidade, equidade e inclusão (DEI) na ciência. Este estudo foi conduzido considerando as melhores práticas de DEI. Autoras e autores são de três países diferentes (Alemanha, Itália e EUA) e diferentes estágios de carreiras (graduação a pós-doutorado). Um(a) ou mais dos(as) autores(as) se identificam como membros da comunidade LGBTQIA+.



## AGRADECIMENTOS

Agradecemos nossas(os) colegas da Comissão de Diversidade e Inclusão da SBH pelas importantes discussões a respeito do tema deste artigo, em especial à Paula Valdujo, Luciana Nascimento e Natália Torello pela revisão deste texto e pelas valiosas sugestões.

## REFERÊNCIAS

- Carnaval A.C. 2016. Breve reflexão sobre mulheres cientistas, e nossa representatividade na Sociedade Brasileira de Herpetologia. *Herpetologia Brasileira* 5:30–31.
- Diele-Viegas L.M., Araújo O.G.S., Berneck B. M., Brasileiro C.A., Brito E.S., Brunet T. O., ... Lourenço. 2020. When misinterpretation leads to sexism: perspectives on gender disparity in Brazilian Herpetology. *Herpetologia Brasileira* 9:86–99.
- Diele-Viegas L.M., Cordeiro T.E.F., Emmerich T., Hipólito J., Queiroz-Souza C., Sousa E., ... Leite L. 2021. Potential solutions for discrimination in STEM. *Nature Human Behaviour* 5:672–674. doi: [10.1038/s41562-021-01104-w](https://doi.org/10.1038/s41562-021-01104-w).
- Fonte L.F.M., Latombe G., Gordo M., Menin M., Almeida A.P., Hui C., Lötters S. 2021. Amphibian diversity in the Amazonian floating meadows: a Hanski core-satellite species system. *Ecography* 44:1325–134. doi:[10.1111/ecog.05610](https://doi.org/10.1111/ecog.05610).
- Fonte L.F.M., Lisboa C.S., Machado I.F., Silvano D. 2018. ANFoCO: um novo modo de discutir conservação de anfíbios. *Herpetologia Brasileira* 7:77–79.
- Gallardo M. 2020. Does maternity affect women's careers? Perception of working mothers in academia. *Educación XXI* 24:405–428. doi: [0.5944/educXXI.26714](https://doi.org/10.5944/educXXI.26714).
- Ministério da Ciência, Tecnologia e Inovações. 2021. CNPq anuncia inclusão do campo licença-maternidade no Currículo Lattes. Disponível em <https://www.gov.br/cnpq/pt-br/assuntos/noticias/cnpq-em-acao/cnpq-anuncia-inclusao-do-campo-licenca-maternidade-no-curriculo-lattes>. Acesso: 16 novembro de 2021.
- Montesinos R., Alencar T., Canedo C., Costa-Rodrigues A.P.V., Friol N.R., Jeckel A.M., ... França D.P.F. 2021. Virando a mesa: Trazendo as mulheres para o centro da produção e divulgação científica da Herpetologia Brasileira. Pp. 25–37 in Toledo, L.F. (Org.), *Herpetologia Brasileira Contemporânea*. Sociedade Brasileira de Herpetologia, São Paulo.
- Rock K.N., Barnes I.N., Deyski M.S., Glynn K.A., Milstead B.N., Rottenborn M.E., ... Taylor E.N. 2021. Quantifying the gender gap in authorship in Herpetology. *Herpetologica* 77:1–13.
- Rößler D.C., De Agrò M., Biundo E., Shamble P.S. 2021. Hanging by a thread: unusual nocturnal resting behaviour

in a jumping spider. *Frontiers in Zoology* 18:18–23. doi: [10.1186/s12983-021-00410-3](https://doi.org/10.1186/s12983-021-00410-3).

Röbber D.C., Lötters S., Fonte L.F.M. 2020. Author declaration: have you considered equity, diversity and inclusion? *Nature* 584: 525. doi: [10.1038/d41586-020-02429-8](https://doi.org/10.1038/d41586-020-02429-8).

Shelter J.M., Smith J.C. 2014. Elite male faculty in the life sciences employ fewer women. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 111:10107–10112. doi: [10.1073/pnas.1403334111](https://doi.org/10.1073/pnas.1403334111).

Silva H.R. 2021. A herpetologia brasileira é inclusiva (o suficiente)? Pp. 38–41, in Toledo, L.F. (Org.), *Herpetologia Brasileira Contemporânea*. Sociedade Brasileira de Herpetologia, São Paulo.

Staniscuaski F., Zandonà E., Reichert F., Soletti R.C., Oliveira L., Ricachenevsky F.K., ... Mello-Carpes P.B. 2021. Maternity in the Brazilian CV Lattes: when will it become a reality? *Anais da Academia Brasileira de Ciências* 93: e20201370. doi: [10.1590/0001-3765202120201370](https://doi.org/10.1590/0001-3765202120201370).

Sweet D.J. 2021. The Inclusion and Diversity Statement. *Cell* 184:1–2. doi: [10.1016/j.cell.2020.12.019](https://doi.org/10.1016/j.cell.2020.12.019).

Thun C. 2019. Excellent and gender equal? Academic motherhood and ‘gender blindness’ in Norwegian academia. *Gender, Work & Organization* 27:1–15. doi: [10.1111/gwao.12368](https://doi.org/10.1111/gwao.12368).

Werneck F.P., Jeckel A.M., Friol N.R., Toledo D.G.P., Targino M., Montesinos R., ... Canedo C. 2019. Diagnóstico e propostas para ampliar a representatividade de pesquisadoras em Herpetologia no Brasil. *Herpetologia Brasileira* 8:36–43.

*Editores: Luciana B. Nascimento, Julio Cesar de Moura-Leite, Tereza C. Ávila-Pires.*



---

*Salvator meiriana*  
Poconé, MT  
@ Leonardo Rocha



# Notas de História Natural & Distribuição Geográfica

---

## Distribution extension and new breeding site of *Leptodactylus barrioi* (Anura: Leptodactylidae)

Eduarda M. A. Vieira<sup>1,2\*</sup>, Kaíque F. Macedo<sup>1</sup>, Clodoaldo L. Assis<sup>1,3</sup>, Camila M. Novaes<sup>4</sup>, Renato N. Feio<sup>1</sup>

1 Museu de Zoologia João Moojen, Departamento de Biologia Animal, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900 Viçosa, MG, Brazil.

2 Programa de Pós-graduação em Zoologia, Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais, 31270-901 Belo Horizonte, MG, Brazil.

3 Programa de Pós-graduação em Biologia Animal, Departamento de Biologia Animal, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900 Viçosa, MG, Brazil.

4 Laboratório de Biologia Estrutural, Departamento de Biologia Geral, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900 Viçosa, MG, Brazil.

\*Corresponding author: [eduardamelo98@gmail.com](mailto:eduardamelo98@gmail.com)

DOI: [10.5281/zenodo.5838912](https://doi.org/10.5281/zenodo.5838912)

**L***eptodactylus* Fitzinger, 1826 is a genus of anuran amphibians with 83 described species, belonging to the family Leptodactylidae (Frost 2021). This taxon can be subdivided into four main groups based on molecular and non-molecular evidence: *L. latrans*, *L. fuscus*, *L. melanonotus* and *L. pentadactylus* (de Sá et al., 2014). The *L. fuscus* group contains the *L. mystaceus* species complex, eight morphologically very similar described species, that can be dis-

tinguished by their calls (Heyer 1996; de Sá et al. 2014).

*Leptodactylus barrioi* Silva et al., 2020 was recently described within the *L. mystaceus* species complex, and it is distinguished from other members of the group by its call (Silva et al. 2020). This species occurs in five municipalities in Rio de Janeiro, Espírito Santo and Minas Gerais, and the only information about its natural history is the use of underground chambers as a vo-

calization site (Silva et al. 2020). In this work, we extend the distribution range of *L. barrioi*, and report a new breeding location for the species.

On 29 October 2020 we conducted a nocturnal survey at Estação de Pesquisa, Treinamento e Educação Ambiental (EPTEA) Mata do Paraíso (-20.800° -42.863°, 734 meters a.s.l.) in Viçosa municipality, Zona da Mata of Minas Gerais state, southeastern Brazil. Part of the Atlantic Forest biome, this protected area has approximately 195 hectares, an average elevation of 690 m (Pereira et al. 2005) and contains fragments of seasonal semideciduous forest in different successive stages (Pinto et al. 2008).

During this survey, we recorded the advertisement call of two males of *L. barrioi* at a distance of approximately one meter using a Tascam DR40 digital recorder (sampling rate 48 kHz and 16 bits resolution) coupled to a Sennheiser ME66 microphone. The specimens were vocalizing buried in muddy chambers, under leaves and twigs at the edge of an artificial pond. During the recording, the water and air temperatures were 21°C and 24°C, respectively, and it had rained in the previous days. One of the calling males was collected and deposited at Coleção Herpetológica of Museu de Zoologia João Moojen of the Universidade Federal de Viçosa, Viçosa municipality, Minas Gerais state,

Brazil (MZUFV 19878; Fig. 1A). We deposited the recordings in the Fonoteca Neotropical Jacques Vielliard of the Universidade Estadual de Campinas, Brazil (FNJV50014 and FNJV50015).

We used Raven Pro 1.6.1 software (K. Lisa Yang Center for Conservation Bioacoustics, 2019) to analyze 30 calls, 15 from each male, following Köhler et al. (2017) for acoustic terminology. We measured the spectral and temporal parameters directly on the spectrogram and oscillogram. The spectrogram was generated with window type Hann, FFT = 1024 samples (512 for the figure), and FFT overlap of 90%. The following acoustic parameters were analyzed: call duration, call rate, call interval, number of pulses, pulse rate per second, and dominant frequency.

Our analysis showed that the advertisement call of *L. barrioi* is composed of single, pulsed notes, with all of the acoustic parameters overlapping the ones described for the species (Silva et al., 2020) (Fig. 1B; Table 1). Confirming our record, the call registered here has complete pulses, a characteristic that differentiates *L. barrioi* from other nearby species, such as *L. watu*, known only for the Rio Doce, whose call is composed of partly fused pulses (Silva et al., 2020). Our study extends the geographical distribution of *L. barrioi* approximately 73 kilometers northwest from its nearest locality record, and the

farthest inland record for *L. barrioi* (Fig. 2; Table 2).

The original description stated that *L. barrioi* reproduces in small puddles in marshy soil or under leaf litter at the border of the forest (Silva et al., 2020). In this study we found specimens reproducing in a flooded area adjacent to a permanent artificial pond surrounded by forest, which is compatible with the reproductive mode for the species of the *L. fuscus* group (mode 30 *sensu* Haddad & Prado, 2005). This represents a novel, additional breeding site for *L. barrioi*.

Finally, we highlight the importance of the advertisement call to accurately identify species. In groups such as the *L. mystaceus* complex, in which morphological characters are very similar among species, calls are very important for species identification.

## ACKNOWLEDGEMENTS

We thank Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICM-Bio) for the license permits (10504-1). We also thank Departamento de Engenharia Florestal of Universidade Federal de Viçosa for the access to the EPTEA Mata do Paraíso. CLA and KFM thank Coordenação de Aperfeiçoamento Pessoal de Nível Superior (CAPES) and Conselho Nacional de Desenvolvimento

to Científico (CNPq) for the scholarships granted. RNF also thanks CAPES and CNPq for the partnership conceded in academic productions. We thank Thiago Carvalho for helping to identify the species.

## REFERENCES

de Sá R.O., Grant T., Camargo A., Heyer W.R., Ponssa M.L., Stanley E. 2014. Systematics of the Neotropical Genus *Leptodactylus* Fitzinger, 1826 (Anura: Leptodactylidae). *South American Journal of Herpetology* 9:S1–S128.. doi:[2994/sajh-d-13-00022.1](https://doi.org/10.2994/sajh-d-13-00022.1).

Frost D.R. 2021. Amphibian Species of the World: an Online Reference. Version 6.1 (21 Mar 2021). Electronic Database accessible at <https://amphibiansoftheworld.amnh.org/index.php>. American Museum of Natural History, New York, USA.

Haddad C.F.B., Prado C.P.A. 2005. Reproductive modes in frogs and their unexpected diversity in the Atlantic Forest of Brazil. *BioScience* 55:207–217. doi:10.1641/0006-3568(2005)055[0207:RMIFAT]2.0.CO;2

Heyer W.R., García-Lopez J.M., Cardoso A.J. 1996. Advertisement call variation in the *Leptodactylus mystaceus* species complex (Amphibia: Leptodactylidae) with a description of a new sib-



ling species. *Amphibia-Reptilia* 17:7–31. doi:[10.1163/156853896X00252](https://doi.org/10.1163/156853896X00252)

K. Lisa Yang Center for Conservation Bioacoustics. 2019. Raven Pro: Interactive Sound Analysis Software (Version 1.6.1) [Computer software]. Ithaca, NY: The Cornell Lab of Ornithology. Available from <http://ravensoundsoftware.com/>.

Köhler J., Jansen M., Rodrigues A., Kok P.J.R., Toledo L.F., Emmrich M., ... Vences M. 2017. The use of bioacoustics in anuran taxonomy: theory, terminology, methods and recommendations for best practice. *Zootaxa* 4251:1–124. doi:[10.11646/zootaxa.4251.1.1](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4251.1.1)

Pereira Z.V., Carvalho-Okano R.M., Garcia F.C.P. 2005. Rubiaceae Juss. da Reserva Florestal Mata do Paraíso, Viçosa, MG, Brasil. *Acta Botanica Brasilica* 20:207–224. doi:[10.1590/S0102-33062006000100020](https://doi.org/10.1590/S0102-33062006000100020)

Pinto S.I.C., Martins S.V., Barros N.F., Dias H.C.T. 2008. Produção de serrapilheira em dois estádios sucessionais de floresta estacional semidecidual na Reserva Mata do Paraíso, em Viçosa, MG. *Revista Árvore* 32: 545–556. doi:[10.1590/S0100-67622008000300015](https://doi.org/10.1590/S0100-67622008000300015)

Silva L.A., Magalhães F.M., Thomassen H., Leite F.S.F., Garda A.A., Brandão

R.A., ... Carvalho T.R. 2020. Unraveling the species diversity and relationships in the *Leptodactylus mystaceus* complex (Anura: Leptodactylidae), with the description of three new Brazilian species. *Zootaxa* 4779:151–189. doi:[10.11646/zootaxa.4779.2.1](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4779.2.1).

*Editora: Sarah Mângia*

*Table 1.* Acoustic measurements of the advertisement call of *Leptodactylus barrioi*: variation (mean and standard deviation).

<b>Parameter</b>	<b>This work</b>	<b>Silva et al. 2020</b>
Note duration (ms)	83–112 (92±6)	62–126 (93.3±5.9)
Note rate (call/min)	211–242 (226.4±21.4)	124–275 (167.9±21.2)
Pulses per note	7-10 (8.5±0.6)	6-12 (8.7±1.2)
Pulse rate (pulses/sec)	71.4-107.1 (92.7 ±8)	75–125 (99.4±11.8)
Dominant frequency (Hz)	602–1162 (902.9±228.3)	586–1383 (1003±145.4)

*Table 2.* Localities with records of *Leptodactylus barrioi* in southeastern Brazil. State abbreviations: ES = Espírito Santo, MG = Minas Gerais and RJ = Rio de Janeiro.

<b>Point on the map</b>	<b>Municipality</b>	<b>State</b>	<b>Lat.</b>	<b>Long.</b>	<b>Reference</b>
1	Duas Barras	RJ	-22.06°	-42.52°	Silva et al., 2020
2	Chiador	MG	-22.00°	-43.08°	Silva et al., 2020
3	Cataguases	MG	-21.38°	-42.72°	Silva et al., 2020
4	Viçosa	MG	-20.80°	-42.86°	This work
5	Ibitirama	ES	-20.55°	-41.66°	Silva et al., 2020
6	Linhares	ES	-19.55°	-39.85°	Silva et al., 2020

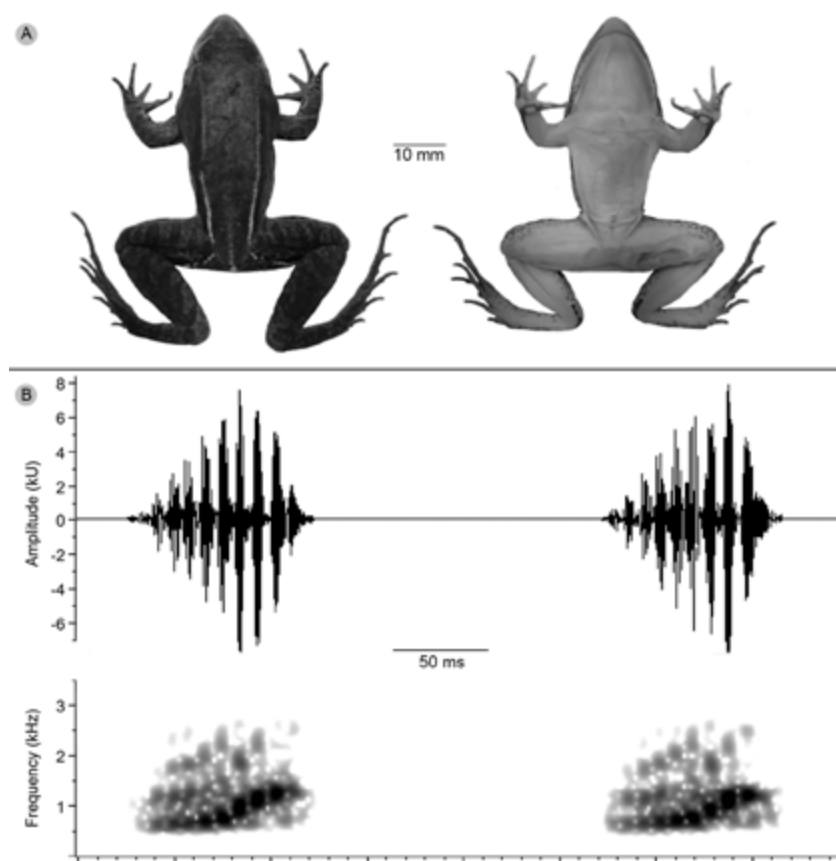


Figure 1. (A) Specimen of *Leptodactylus barrioi* (MZUFV 19878), and (B) oscillogram and spectrogram of advertisement call recorded at EPTEA Mata do Paraíso, Viçosa municipality, Minas Gerais state, Brazil.

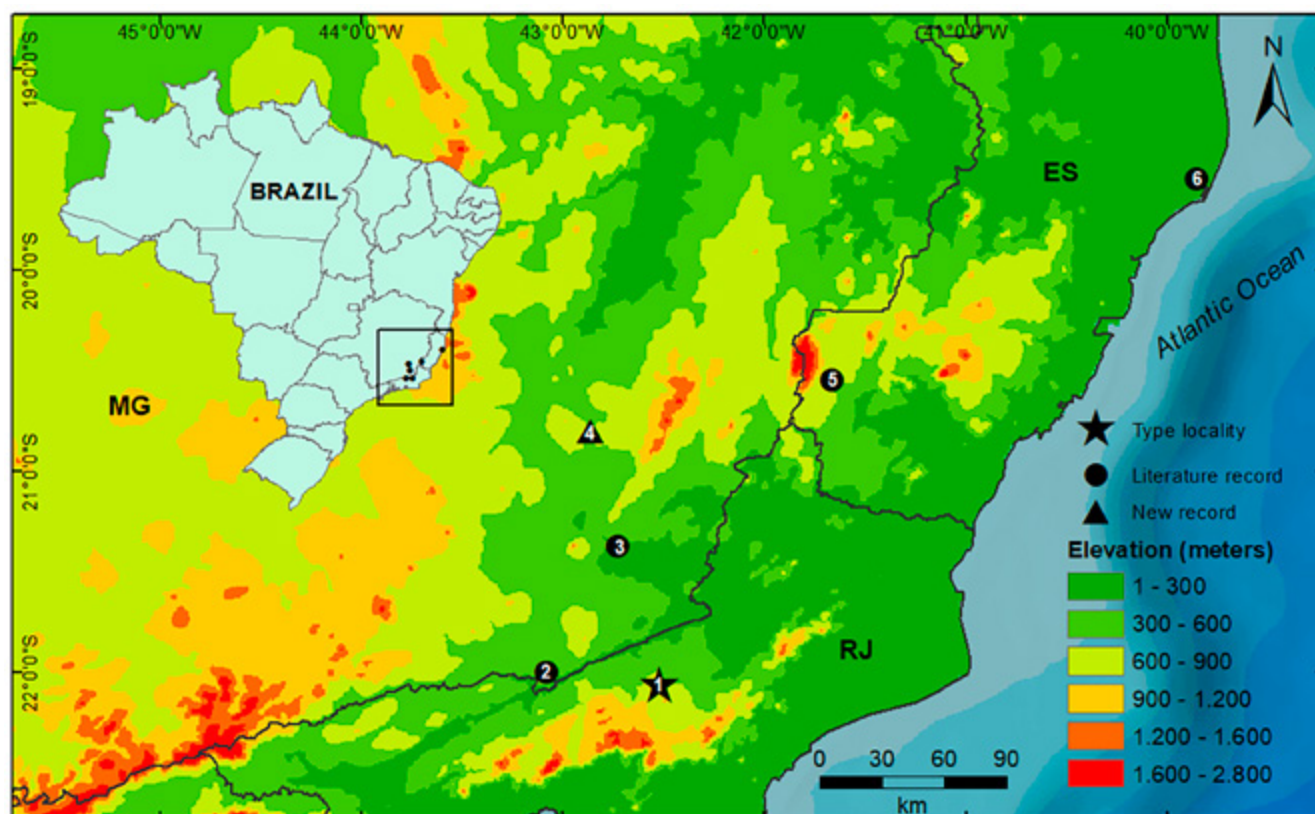


Figure 2. Distribution records of *Leptodactylus barrioi*. Abbreviations of the states: MG = Minas Gerais, RJ = Rio de Janeiro; ES = Espírito Santo.



# Predação de *Amphisbaena alba* (Squamata, Amphisbaenidae) por *Caracara plancus* (Falconiformes, Falconidae)

Nathália R. Honório<sup>1</sup>, Fernando Leal<sup>2</sup>, Henrique C. Costa<sup>2,3\*</sup>

1 Laboratório de Herpetologia, Departamento de Zoologia, Universidade Federal de Juiz de Fora, 36036-900 Juiz de Fora, MG, Brasil.

2 Pesquisador independente, Belo Horizonte, MG, Brasil.

3 Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Conservação da Natureza, Universidade Federal de Juiz de Fora, 36036-900 Juiz de Fora, MG, Brasil.

\*Autor correspondente: E-mail: ccostah@gmail.com

DOI: [10.5281/zenodo.5838924](https://doi.org/10.5281/zenodo.5838924)

**A** *mpphisbaena alba* Linnaeus, 1758 é um anfisbenídeo amplamente distribuído na América do Sul, ocorrendo da Colômbia ao sul do Brasil (Gans 1962; Colli et al. 2016). A espécie pode ser encontrada em uma variedade de habitats, desde áreas florestadas a formações abertas, além de ambientes alterados (e.g. Vitt et al. 2008, Calixto & Morato 2017, Ramalho et al. 2018).

Embora possuam hábitos fossoriais, passando a maior parte da vida em túneis subterrâneos, as anfisbênias ocasionalmente sobem à superfície do solo para escaparem de inundações em suas galerias subterrâneas, principalmente durante a estação chuvosa (Colli & Zamboni 1999, Teixeira et al. 2014, Hoek

& Jarrín-V 2017). *Amphisbaena alba*, contudo, é usualmente encontrada se deslocando na superfície, mesmo em dias secos, pela manhã (e.g. Gorzula et al. 1977, Diaz-Ricaurte & Serrano 2020) – atividade noturna foi observada apenas em espécimes cativos (Gorzula et al. 1977). Este forrageamento ativo sobre o solo, mesmo que eventual, é corroborado pela presença de formigas epigeicas no estômago de exemplares estudados (Esteves et al. 2008).

Ao se deslocarem na superfície, as anfisbênias ficam expostas ao contato visual de predadores como as aves (Silva et al. 2013, Folly et al. 2015, Smaniotto et al. 2017). No caso de ameaça, os indivíduos de *Amphisbaena alba* exibem um mecanismo de defesa que envolve dobrar o corpo em

um formato de ferradura, levantando a cauda e a cabeça simultaneamente. Tal movimento é acompanhado pela abertura da boca, podendo desferir mordidas, com potencial de afastar predadores potenciais (Gorzula et al. 1977, Albuquerque et al. 2008). Ainda assim, apesar de serem escassos os registros de predação documentados para *A. alba*, a espécie já foi reportada como presa de aves, répteis e mamíferos (Tab. 1). No presente trabalho, relatamos a predação de um indivíduo de *Amphisbaena alba* por um gavião-carcará, *Caracara plancus* (Miller, 1777) (Falconidae) e revisamos os registros de predação sobre a espécie.

Às 9:17 a.m. do dia 10 de março de 2020, FL se deslocava de carro por uma estrada não pavimentada (20°16'38" S, 43°22'20" O; 821 m) no município de Mariana, estado de Minas Gerais, sudeste do Brasil. O local é uma área de transição entre Campo Rupestre e Mata Atlântica, já degradada por ação antrópica. Durante seu deslocamento, FL avistou um indivíduo de *Caracara plancus* voando com um animal serpentiforme em suas garras. Em seguida, a ave pousou sobre o mourão de uma cerca, quando foi possível fotografá-la e observar que a presa era um exemplar adulto de *Amphisbaena alba* (Fig. 1). Com a aproximação do observador, o gavião se sentiu acuado e fugiu, deixando sua presa no local. A anfisbena (comprimento rostro-cloacal 420 mm) ainda estava viva e agressiva, embora seriamente fe-

rida, já sem a cauda e com dilacerações na face dorsal da extremidade posterior do corpo (Fig. 2). A julgar pelo local do ferimento, é possível que a anfisbena tenha se posicionado defensivamente antes do ataque do gavião. Contudo, a estratégia defensiva não foi suficiente para evitar a predação, que provavelmente teria sido efetivada não fosse a interrupção pelo observador. Fazia sol no dia da observação e não há registro de chuva nos dias anteriores, sugerindo que a anfisbena estivesse forrageando ativamente na superfície quando foi capturada. O indivíduo foi coletado (autorização SIS-BIO 72874-3) e depositado na Coleção de Répteis do Centro de Coleções Taxonômicas da Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG 3419).

Os carcarás (*Caracara plancus*) são aves de rapina presentes em grande parte da América do Sul (Sick 2001, BirdLife International 2016), ocupando uma variedade de ecossistemas (del Hoyo et al. 1994, Sick 1997, Márquez et al. 2005, Narosky & Yzurieta 2006, Martinelli 2010) e possuindo uma dieta onívora e generalista (Sick 1997). Há registros de indivíduos de *C. plancus* predando diferentes espécies de anfisbênias, por vezes de forma oportunista, após a passagem de máquinas que revolveram o solo, desenterrando os répteis (Zamprogno & Sazima 1993, Porto et al. 2000, Assis & Costa 2020). Visando buscar registros deste gavião apresando *Amphisbaena alba*, fizemos uma revisão de literatu-

ra pela plataforma Google Acadêmico, utilizando os seguintes termos, no dia 24/06/2021: predação OR presa OR predador OR depredación OR predación OR depredador OR predation OR prey OR predator AND “*Amphisbaena alba*”. Foram encontrados 442 resultados, sendo apenas nove relevantes para este estudo por apresentarem registro de predação de *A. alba* (Tab. 1), nenhum citando *C. plancus* como predador. Além disso, foi feita uma busca por todas as edições do periódico *Herpetological Review* (1967–2021), que tradicionalmente publica notas de história natural, muitas das quais ainda não rastreáveis pelo Google Acadêmico, ao contrário de periódicos “*on-line only*”. Por fim, buscamos registros de alimentação de *C. plancus* na plataforma Wiki Aves em 31/08/2020. Das 2247 fotos encontradas, apenas 19 exibiam a ave predando animais visualmente semelhantes às anfisbênias (Tab. 2), mas nenhuma permitiu uma identificação precisa da espécie capturada. Dessa forma, após a busca em diferentes fontes (Google Acadêmico, *Herpetological Review* e Wiki Aves), é provável que o presente trabalho relate o primeiro registro de predação de *A. alba* por *C. plancus*.

Apesar de também forragear na superfície, o hábito essencialmente fossorial de *A. alba* dificulta seu encontro, fato que pode explicar a raridade de registros de predação sobre a espécie, apesar de sua ampla área de ocorrência. Ain-

da assim, há registros de *A. alba* como presa das aves *Rupornis magnirostris* (Santos & Rosado 2009), *Cyanocorax cyanopogon* (Silva et al. 2013) e *Gallus gallus* (Albuquerque et al. 2008 [citada como *Gallus* sp.]). Os predadores relatados para *A. alba* apresentam atividade diurna, diurna e noturna, à exceção de *Bothrops asper*, cuja atividade é essencialmente noturna (Tab. 1). Dos seis registros com informação sobre o horário da predação, quatro ocorreram antes das 10 a.m. (este estudo, Albuquerque et al. 2008, Campos et al. 2010, Silva et al. 2013), um às 2 p.m. (Kasperoviczus et al. 2015) e um às 7:27 p.m. (Cáceres-Martínez et al. 2020). Em nenhum dos casos há relato de chuva no dia do registro ou na noite anterior, o que reforça que as predações tenham ocorrido durante deslocamento das anfisbenas sobre o solo, principalmente durante o dia.

## AGRADECIMENTOS

NRH recebe bolsa de iniciação científica PROPP/UFJF. Agradecemos a um(a) revisor(a) anônimo(a) pelas sugestões.

## REFERÊNCIAS

Albuquerque C.C., Travaglia-Cardoso S.R., Ramos D.P. 2008. *Amphisbaena alba* (Worm Lizard): Defensive behaviour. *Herpetological Bulletin* 106:37–38.



Assis C.L., Costa H.C. 2020. *Leposternon octostegum*: new record of an endangered worm lizard species, with comments on habitat and opportunistic predators (Squamata: Amphisbaenia). *Herpetologia Brasileira* 9:109–120.

Barbosa-Filho J.A.D., Silva I.J.O., Silva M.A.N., Silva C.J.M. 2007. Avaliação dos comportamentos de aves poedeiras utilizando sequência de imagens. *Engenharia Agrícola* 27:93–99.

Bernarde P.S., Abe A.S. 2006. A snake community at Espigão do Oeste, Rondônia, Southwestern Amazon, Brazil. *South American Journal of Herpetology* 1:102–113.

Bessa D.L. 2011. [WA309627, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/309627>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.

BirdLife International. 2016. *Caracara plancus*. The IUCN Red List of Threatened Species. Acessível em <https://www.iucnredlist.org/species/22733377/95058702>. Data de acesso: 20 de abril de 2021. doi:[10.2305/IUCN.UK.2016-3.RLTS.T22733377A95058702.en](https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-3.RLTS.T22733377A95058702.en).

Cáceres-Martínez C.H., Zamora-Abrego J.G., Arredondo J.C., Arias-Alzate A. 2020. What a herbivore hides: a worm lizard (Squamata: Amphisbaenidae) predation event by *Dasyprocta punctata* (Rodentia: Dasyproctidae) at the Santuario Guanenta-Alto Río Fonce, Colombia. *Notas Sobre Mamíferos Sudamericanos* 1:2–7. doi:[10.31687/saremNMS.20.0.36](https://doi.org/10.31687/saremNMS.20.0.36).

Calixto P.O., Morato S.A.A. 2017. Herpetofauna recorded by a fauna rescue program in a Caatinga area of João Câmara, Rio Grande do Norte, Brazil. *Check List* 13:647–657. doi:[10.15560/13.5.647](https://doi.org/10.15560/13.5.647).

Campos E.A. 2011. [WA590339, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/590339>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.

Campos V.A., Oda F.H., Curcino A.F., Curcino A. 2010. An unusual prey item for the yellow tail cribo *Drymarchon corais* Boie 1827, in the Brazilian Savannah. *Herpetology Notes* 3:229–231.

Carrobrez M.V. 2017. [WA3387541, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/3387541>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.

- Colli G.R., Fenker J., Tedeschi L.G., Barreto-Lima A.F., Mott T., Ribeiro S.L.B. 2016. In the depths of obscurity: Knowledge gaps and extinction risk of Brazilian worm lizards (Squamata, Amphisbaenidae). *Biological Conservation* 204:51–62. doi:[10.1016/j.biocon.2016.07.033](https://doi.org/10.1016/j.biocon.2016.07.033).
- Colli G.R., Zamboni D.S. 1999. Ecology of the Worm-Lizard *Amphisbaena alba* in the Cerrado of Central Brazil. *Copeia* 3: 733–742. doi:[10.2307/1447606](https://doi.org/10.2307/1447606).
- Cordeiro T.S. 2016. [WA2286546, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/2286546>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.
- Couto A.Q. 2014. [WA1308939, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/1308939>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.
- Cruz C.E. 2020. [WA3795640, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/3795640>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.
- del Hoyo J., Elliott A., Sargatal J. 1994. Handbook of the birds of the world (New World vultures to Guinea-fowl). Lynx Editions, Barcelona.
- Díaz-Ricaurte J.C., Serrano F. 2020. It is getting hot in here: behavioural thermal tolerance of *Amphisbaena alba* Linnaeus, 1758 (Squamata: Amphisbaenidae). *Herpetology Notes* 13:101–103.
- Esteves F.A., Brandão C.R.F., Viegas K. 2008. Subterranean ants (Hymenoptera, Formicidae) as prey of fossorial reptiles (Reptilia, Squamata: Amphisbaenidae) in Central Brazil. *Papéis Avulsos de Zoologia* 48:329–334. doi:[10.1590/S0031-10492008002800001](https://doi.org/10.1590/S0031-10492008002800001).
- Felippe E.B. 2019. [WA3662388, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/3662388>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.
- Ferguson-Lees J., Da Christie. 2001. Raptors of the world. Houghton Mifflin Company, New York.
- Folly H., Neves M.O., Pereira E.A., Hote P., Souza R.A., Santana D.J. 2015. Predation on *Leposternon Microcephalum* Wagler, 1824 (Squamata, Amphisbaenidae) by *Cariama Cristata* Linnaeus, 1766 (Cariamiformes, Cariamidae). *Herpetology Notes* 8:465–466.

- Gans C. 1962. Notes on Amphisbaenids (Amphisbaenia, Reptilia). A Redefinition and a Bibliography of *Amphisbaena alba* Linné. *American Museum Novitates* 1:1–31.
- Gorzula S., Salazar C., Rendon D. 1977. Aspects of the ecology of *Amphisbaena alba* Linnaeus in the Venezuelan Guayana. *British Journal of Herpetology* 5:623–626.
- Granzinolli M.A.M., Motta-Junior J.C. 2010. Aves de rapina: levantamento, seleção de habitat e dieta. Pp. 169–187, in Von Matter S., Straube F.C., Accor-di I., Piacentini V.Q., Cândido-Jr J.F. (Eds.), *Ornitologia e Conservação: ciência aplicada, técnicas de pesquisa e levantamento*. Technical Books Editora, Rio de Janeiro.
- Gusmão F.J. 2018. [WA3222578, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/3222578>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.
- Hertz A, Natera M., Lotzkat S., Sunyer J., Mora D. 2009. *Bothrops asper* (Mapanare, Lancehead). Prey. *Herpetological Review* 40:230.
- Hoek Y.V.D., Jarrín-V P. 2017. Notes on the prevalence of *Amphisbaena basleri* (Squamata, Amphisbaenidae) in a study of road ecology in the western Amazon, near Tena (Ecuador). *Herpetology Notes* 10:497–498.
- Hoffmann O. 2009. [WA82780, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/82780>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.
- Iglesias A.C. 2014. [WA1688666, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/1688666>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.
- Kasperoviczus K.N., Krüger A.C., Marques O.A.V. 2015. An elongated meal: the tegu lizard *Salvator merianae* eats snakes and amphisbaenians. *Herpetology Notes* 8:21–23.
- Lambert T.D., Kays R.W., Jansen P.A., Aliaga-Rossel E., Wikelski M. 2009. Nocturnal activity by the primarily diurnal Central American agouti (*Dasyprocta punctata*) in relation to environmental conditions, resource abundance and predation risk. *Journal of Tropical Ecology* 25:211–215. doi:[10.1017/S0266467408005804](https://doi.org/10.1017/S0266467408005804).
- Leite R. 2012. [WA600561, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil.



Acessível em <http://www.wikiaves.com/600561>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.

Marques O.A.V., Eterovic A., Nogueira C.C., Sazima I. 2015. Serpentes do Cerrado: Guia Ilustrado. Holos, Ribeirão Preto.

Márquez C., Bechard M., Gast F., Vanegas V.H. 2005. Aves rapaces diurnas de Colombia. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá.

Martinelli M.M. 2010. Scientific Note Record of opportunist predation of Marine Catfish *Genidens genidens* Valenciennes, 1839 (Siluriformes, Ariidae) by the Crested-Carcara *Caracara plancus* Miller, 1777 (Falconiformes, Falconidae) in estuary of Jucu River, Espírito Santo, Brazil. *Pan-American Journal of Aquatic Sciences* 5:162–165.

Martins J.M. 2019. [WA3579296, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/3579296>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.

Martins M., Oliveira M.E. 1998. Natural history of snakes in forests in the Manaus region, central Amazonia, Brazil. *Herpetological Natural History* 6: 78–150.

Menezes M.J. 2013. [WA997700, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/997700>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.

Narosky T., Yzurieta D. 2006. Guía para la identificación de las aves de Paraguay. Guyra Paraguay, Asunción.

Oliveira M.P. 2015. [WA1838098, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/1838098>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.

Porto M., Soares M., Caramaschi U. 2000. A new species of *Leposternon* Wagler, 1824 from Minas Gerais, Brazil, with a key to the species of the genus (*Amphisbaenia*, *Amphisbaenidae*). *Boletim do Museu Nacional* 1:1–10.

Queiroz C. 2017. [WA2759241, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/2759241>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.

Ramalho W.P., França D.P.F., Guerra V., Marciano R., Vale N.C., Silva H.L.R. 2018. Herpetofauna of Parque Estadual Altamiro de Moura Pacheco: one of the last remnants of seasonal forest in the core region of the Brazilian Cerrado.

*Papéis Avulsos de Zoologia* 58:1–12.  
doi:[0.11606/1807-0205/2018.58.51](https://doi.org/10.11606/1807-0205/2018.58.51).

Righi A.F., Faria F.S. 2019. 50 animais do museu. Copiart Gráfica Editora, Belo Horizonte.

Santos W.M., Rosado F.R. 2009. Dados preliminares da biologia do Gavião-carijó (*Rupornis magnirostris*, Gmelin, 1788) na região noroeste do Paraná. *Revista em Agronegócios e Meio Ambiente* 2:421–430.

Sick H. 1997. Ornitologia brasileira. Nova Fronteira, Rio de Janeiro

Sick H. 2001. Ornitologia brasileira. Nova Fronteira, Rio de Janeiro.

Silva C.C.A. 2014. História natural e análise citogenética de *Micrurus frontalis* (Duméril, Bibron & Duméril, 1854) (Serpentes: Elapidae). Dissertação de mestrado, Universidade Federal de Viçosa, Brasil.

Silva L.B., Silva J.B., Moura G.J.B. 2013. *Amphisbaena alba* (Giant Worm Lizard). Predation. *Herpetological Review* 44:136.

Silva M.V., Souza M.B., Bernarde P.S. 2010. Riqueza e dieta de serpentes do Estado do Acre, Brasil. *Revista Brasileira de Zoociências* 12:165–176.

Smaniotto M.P., Moreira L.F.B., Dorado-Rodrigues T.F. 2017. Register of predation upon species of reptiles by *Guira guira* (Aves: Cuculidae). *Neotropical Biology and Conservation* 12:71–74.

Teixeira M.J., Vechio F., Neto A.M., Rodrigues M.T. 2014. A new Two-Pored *Amphisbaena* Linnaeus, 1758, from Western Amazonia, Brazil (*Amphisbaena*: Reptilia). *South American Journal of Herpetology* 9:62–74.

Tonin V. 2012. [WA642385, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/642385>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.

Trondle E.J. 2013. [WA1058841, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/1058841>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.

Vale P.S. 2013. [WA883831, *Caracara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/883831>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.

Van Sluys M., Rocha C.F.D. 1999. *Tupinambis merianae* (Common Tegu) Activity. *Herpetological Review* 30:42–43.

Vissoto M. 2018. [WA3049599, *Cara-cara plancus* (Miller, 1777)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acessível em <http://www.wikiaves.com/3049599>. Data de acesso: 20 de maio de 2021.

Vitt L., Magnusson W.E., Pires T.C.A., Lima A.P. 2008. Guia de lagartos da Reserva Adolpho Ducke, Amazônia Central. Áttema Design Editorial, Manaus.

Waso D.K., Saso M. 2009. Activity patterns of a Neotropical ambush predator: spatial ecology of the Fer-de-lance (*Bothrops asper*, Serpentes: Viperidae) in Costa Rica. *Biotropica* 41:241–249. doi: [10.1111/j.1744-7429.2008.00464.x](https://doi.org/10.1111/j.1744-7429.2008.00464.x).

Zamprogno C., Sazima I. 1993. Vertebrate predation on the Neotropical Amphisbaenian *Leposternon wucheri*. *Herpetological Review* 24:82–83.

*Editora: Sarah Mângia.*



Tabela 1. Predadores já registrados para *Amphisbaena alba* e seu período de atividade. D = diurno; N = noturno.

<b>Predador</b>	<b>Fonte</b>	<b>Período de atividade do predador</b>
<b>AVES</b>		
<b>ACCIPITRIFORMES</b>		
<b>Accipitridae</b>		
<i>Rupornis magnirostris</i> (Gmelin, 1788)	Santos & Rosado (2009)	D (Ferguson-Lees & Christie 2001)
<b>FALCONIFORMES</b>		
<b>Falconidae</b>		
<i>Caracara plancus</i> (Miller, 1777)	Este estudo	D (Granzinolli & Motta-Junior 2010)
<b>GALLIFORMES</b>		
<b>Phasianidae</b>		
<i>Gallus gallus</i> (Linnaeus, 1758)	Albuquerque et al. (2008)	D (Barbosa-Filho et al. 2007)
<b>PASSERIFORMES</b>		
<b>Corvidae</b>		
<i>Cyanocorax cyanopogon</i> (Wied, 1821)	Silva et al. (2013)	D (Righi & Faria 2019)
<b>MAMMALIA</b>		
<b>RODENTIA</b>		
<b>Dasyproctidae</b>		
<i>Dasyprocta punctata</i> Gray, 1842	Cáceres-Martínez et al. (2020)	D/N (Lambert et al. 2009)

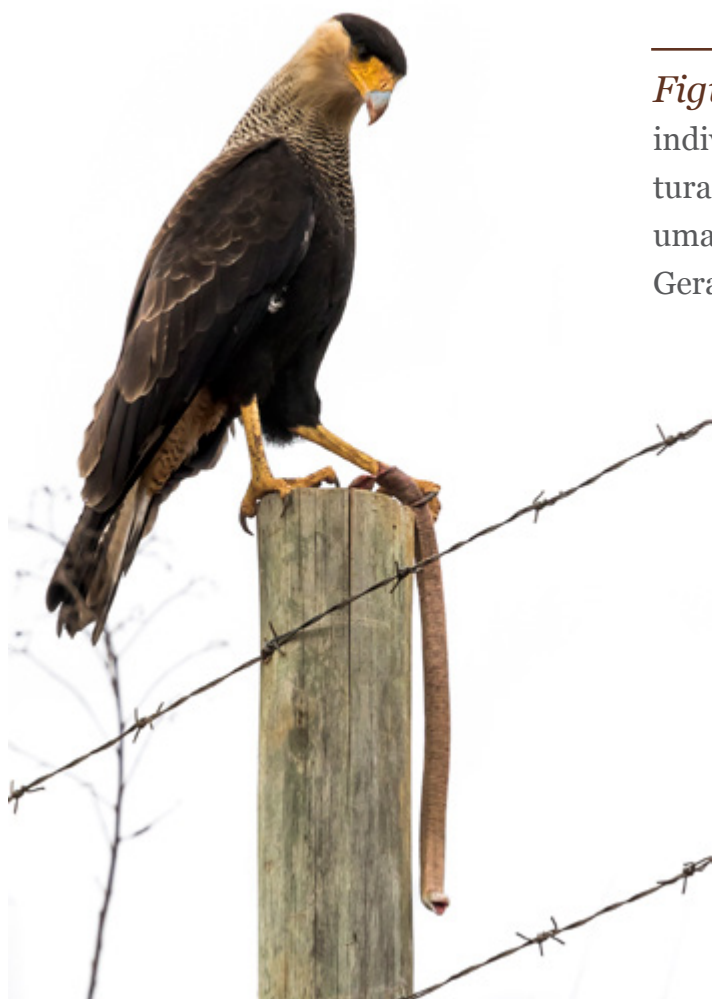
<b>SQUAMATA</b>		
<b>SERPENTES</b>		
<b>Aniliidae</b>		
<i>Anilius scytale</i> (Linnaeus, 1758)	Silva et al. (2010)	D/N (Martins & Oliveira 1998)
<b>Colubridae</b>		
<i>Drymarchon corais</i> (Boie, 1827)	Campos et al. (2010)	D (Bernarde & Abe 2006)
<b>Elapidae</b>		
<i>Micrurus frontalis</i> (Duméril, et al., 1854)	Silva (2014)	D/N (Marques et al. 2015)
<b>Viperidae</b>		
<i>Bothrops asper</i> (Garman, 1883)	Hertz et al. (2009)	N (Wasko & Sasa 2009)
<b>“LAGARTOS”</b>		
<b>Teiidae</b>		
<i>Salvator merianae</i> Duméril & Bibron, 1839	Kasperoviczus et al. (2015)	D (Van Sluys & Rocha 1999)

Tabela 2. Registros na plataforma Wiki Aves de *Caracara plancus* se alimentando de presas visualmente semelhantes às anfisbêneas.

<b>Presas</b>	<b>Código da observação</b>	<b>Fonte</b>	<b>Link de acesso</b>
Amphisbaenidae indet.	WA3795640	Cruz (2020)	<a href="http://www.wiki-aves.com/3795640">http://www.wiki-aves.com/3795640</a>
? <i>Leposternon infraorbitale</i>	WA3662388	Felippe (2019)	<a href="http://www.wiki-aves.com/3662388">http://www.wiki-aves.com/3662388</a>
Amphisbaenidae indet.	WA3579296	Martins (2019)	<a href="http://www.wiki-aves.com/3579296">http://www.wiki-aves.com/3579296</a>

Amphisbaenidae indet.	WA3387541	Carrobrez (2017)	<a href="http://www.wiki-aves.com/3387541">http://www.wiki-aves.com/3387541</a>
Amphisbaenidae indet.	WA3222578	Gusmão (2018)	<a href="http://www.wiki-aves.com/3222578">http://www.wiki-aves.com/3222578</a>
Amphisbaenidae indet.	WA3049599	Vissoto (2018)	<a href="http://www.wiki-aves.com/3049599">http://www.wiki-aves.com/3049599</a>
<i>Amphisbaena</i> sp.	WA2286546	Cordeiro (2016)	<a href="http://www.wiki-aves.com/2286546">http://www.wiki-aves.com/2286546</a>
Amphisbaenidae indet.	WA1838098	Oliveira (2015)	<a href="http://www.wiki-aves.com/1838098">http://www.wiki-aves.com/1838098</a>
Amphisbaenidae indet.	WA1688666	Iglesias (2014)	<a href="http://www.wiki-aves.com/1688666">http://www.wiki-aves.com/1688666</a>
Indeterminada	WA1308939	Couto (2014)	<a href="http://www.wiki-aves.com/1308939">http://www.wiki-aves.com/1308939</a>
Indeterminada	WA997700	Menezes (2013)	<a href="http://www.wiki-aves.com/997700">http://www.wiki-aves.com/997700</a>
<i>Amphisbaena</i> sp.	WA883831	Vale (2013)	<a href="http://www.wiki-aves.com/883831">http://www.wiki-aves.com/883831</a>
Indeterminada	WA642385	Tonin (2012)	<a href="http://www.wiki-aves.com/642385">http://www.wiki-aves.com/642385</a>
Amphisbaenidae indet.	WA600561	Leite (2012)	<a href="http://www.wiki-aves.com/600561">http://www.wiki-aves.com/600561</a>
Indeterminada	WA590339	Campos (2011)	<a href="http://www.wiki-aves.com/590339">http://www.wiki-aves.com/590339</a>
<i>Amphisbaena</i> sp.	WA309627	Bessa (2011)	<a href="http://www.wiki-aves.com/309627">http://www.wiki-aves.com/309627</a>
<i>Leposternon</i> sp.	WA82780	Hoffmann (2009)	<a href="http://www.wiki-aves.com/82780">http://www.wiki-aves.com/82780</a>
Indeterminada	WA2759241	Queiroz (2017)	<a href="http://www.wiki-aves.com/2759241">http://www.wiki-aves.com/2759241</a>
Indeterminada	WA1058841	Trondle (2013)	<a href="http://www.wiki-aves.com/1058841">http://www.wiki-aves.com/1058841</a>





*Figura 1.* Carcará (*Caracara plancus*) com um indivíduo adulto de *Amphisbaena alba* recém-capturado às 9:17 a.m. de 10/03/2020, às margens de uma estrada não pavimentada em Mariana, Minas Gerais, Brasil.



*Figura 2.* Indivíduo adulto de *Amphisbaena alba* (UFMG 3419) em postura defensiva, após a fuga do potencial predador (*Caracara plancus*). Note as dilacerações na porção caudal do animal, causadas pelo carcará.

# Extension of occurrence and geographic distribution map of the toad *Rhinella dapsilis* (Myers & Carvalho, 1945) (Amphibia: Bufonidae) in the mid-north region of Brazil

Aryel Moraes de Queiroz<sup>1,2</sup>, Alice Tôrres<sup>1,3</sup>, Maria Claudene Barros<sup>1,2</sup>, Thaís B. Guedes<sup>1,4</sup>

1 Centro de Estudos Superiores de Caxias, Universidade Estadual do Maranhão, Praça Duque de Caxias s/n, Morro do Alecrim, 65604-380 Caxias, MA, Brazil.

2 Laboratório de Genética e Biologia Molecular, Universidade Estadual do Maranhão, Praça Duque de Caxias s/n, Morro do Alecrim, 65604-380 Caxias, MA, Brazil.

3 Laboratório de Estudos dos Invertebrados/ Coleção Zoológica do Maranhão, Universidade Estadual do Maranhão, Praça Duque de Caxias s/n, Morro do Alecrim, 65604-380, Caxias, MA, Brazil.

4 Gothenburg Global Biodiversity Center, Department of Biological and Environmental Sciences, University of Gothenburg, Box 461, SE-405 30 Göteborg, Sweden.

\*Corresponding author. E-mail: [aryel.morais@hotmail.com](mailto:aryel.morais@hotmail.com).

DOI: [10.5281/zenodo.5838927](https://doi.org/10.5281/zenodo.5838927)

**T**oads of the genus *Rhinella* Fitzinger, 1826 currently comprise 89 species widely distributed from southern Texas, USA to southern Argentina (Frost 2021; Pereyra et al. 2021). The genus includes the *Rhinella margaritifera* (Laurenti, 1768) species complex that contains 19 species occurring in Central and South America (Frost 2021; IUCN 2021; Pereyra et al. 2021). Of these, *Rhinella castaneotica* (Caldwell, 1991), *R. dapsilis* (Myers & Carvalho, 1945), *R. ocellata* (Günther, 1858), and *R. margari-*

*tifera* are known to occur in forested areas in the mid-north region of Brazil, in the state of Maranhão (Matavelli et al. 2014; IUCN 2021).

Although all species of the *Rhinella margaritifera* complex share the internal morphological character of the posterior expansion of the pterygoid branch (Pramuk 2006), the identification at species level of the specimens of the *R. margaritifera* complex is difficult (Fouquet et al. 2007; Lavilla et al. 2013; Moravec et al. 2014; Pereyra et al.

2021). The lack of geographic distribution data for some species, along with taxonomic inconsistencies, result in some taxa of the complex being categorized as Data Deficient [e.g., *R. scitula* Caramaschi & Niemeyer, 2003 and *R. alata* (Thominot, 1884)] in their conservation status in the Red List of the International Union for Conservation of Nature (IUCN 2021).

Recently, due to the absence of apparent morphological and molecular differences, *Rhinella gildae* Vaz-Silva, Maciel, Bastos & Pombal, 2015 was synonymized with *R. dapsilis* (Pereyra et al. 2021). The phylogenetic analysis based on mitochondrial and nuclear genes recognized a poorly supported clade formed by *R. dapsilis*, *R. cf. dapsilis*, *R. gildae*, and several divergent lineages of *R. margaritifera sensu lato* (e.g., the lineages *Rhinella* sp. A and *Rhinella* sp. B from Fouquet et al., 2007) (Pereyra et al. 2021). However, based on known disparity between morphological and molecular data of Neotropical frogs, Ferrão et al. (2020) highlight that low genetic divergence should be used along with morphology and behavior (among other characters) to decide whether populations within the *R. margaritifera* complex are conspecific. Following the recent classification of Pereyra et al. (2021), *Rhinella dapsilis* exhibits fragmented distribution, occurring in isolated populations in Brazil, Ecuador, Peru, and

French Guiana. In Brazil, *R. dapsilis* occurs in the Amazon Forest and Cerrado biomes, plus forested enclaves in the Caatinga domain in the states of Tocantins, eastern Pará, southern Maranhão, and highlands of Ceará (Vaz-Silva et al. 2015; Ávila et al. 2018; Silva et al. 2018; Pereyra et al. 2021). However, distribution and taxonomy of *R. dapsilis* are still poorly understood, and its conservation status in any national or regional red lists has never been assessed. Herein we report a new record extending the distribution of *Rhinella dapsilis* in northwestern Maranhão, and discuss the known distribution in Brazil.

An adult *Rhinella dapsilis* (Fig. 1; approximate snout-vent length 69 mm) was found by AT on November 1st 2019 in the private Sete Irmãos Farm, municipality of Cândido Mendes, state of Maranhão, Brazil (1.868333°S, 45.766583°W; 55 m elevation) (Fig. 2A-B). It was found at 11:53 h motionless in the forest leaf litter (Fig. 1). The specimen was not handled or disturbed. Several photographs were taken from approximately 30 cm and approximate measurements were taken from these photos. The locality is a well-preserved remnant of the Amazon Forest, characterized by dense forest, but surrounded by pasture (Fig. 2C). Although the specimen was not collected, the high-quality photos, the external morphology and pattern of coloration, and



geographic location support the identification of the specimen as *Rhinella dapsilis*. The images were examined by Wilian Vaz-Silva (Pontifícia Universidade Católica de Goiás, PUC-GO) who confirmed the identification. The information provided in this study is based on the approximate measurements and pictures taken from the toad *Rhinella dapsilis* in nature. We did not collect or euthanize the specimen reported here.

Brazilian specimens of *Rhinella dapsilis* exhibit cephalic crests poorly developed, parotoid glands without lateral line of tubercles, supratympanic crests not extending beyond the angle of the jaws in dorsal view, middorsal stripe present, SVL 69.6–76.4 mm in males (Vaz-Silva et al. 2015) and 67.3–68 mm in females (Ávila et al. 2018). It differs from *R. margaritifera*, a sympatric species in Maranhão, by its cephalic crests poorly developed (hypertrophied cephalic crests in *R. margaritifera*), absence of apophyses (presence of very small apophyses), bony protrusion at the angle of the jaws (slightly evident), and larger sizes of males (46.91–52.77 mm in males and 59.42–69.53 in females) (Fouquet et al. 2007; Lavilla et al. 2013). It differs from *R. castaneotica* by larger sizes of males (30.9–36.8 mm in *R. castaneotica*), tympanum evident (not evident), and dorsal skin finely granulose (smooth) (Caldwell 1991; Vaz-Silva et al. 2015). *Rhinella dapsilis* differs from *R. ocellata* by its

smooth dorsum (warty), mid-dorsal stripe white (yellow) and dorsal skin with a small concentration of granules (dorsum granular with 4–5 pairs of black spots with yellow edges) (Hoogmoed 1985).

The new record extends the geographic distribution of *Rhinella dapsilis* 230 km north from Reserva Biológica (RE-BIO) do Gurupí and 183 km northwest from the municipality of Alcantara, the nearest previous known records in the state of Maranhão (Fig. 2B, Tab. 1). The new record comprises the ninth record for the species in the state of Maranhão, and is also in Amazon Forest habitat in the eastern part of the state (Fig. 2C, Vaz-Silva et al. 2015; Pereyra et al. 2021). It is the northernmost Brazilian record for the species.

Recently, the morphological variation, advertisement call, and phylogenetic relationships of Brazilian *Rhinella dapsilis* have been described (Ávila et al. 2018). Additional occurrence data for the species were obtained, notably the first in Ceará state (municipality of Guaramiranga; Ávila et al., 2018). For the state of Maranhão, Ávila et al. (2018) reported two new occurrences in the municipalities of Estreito (CFBH 15633, GenBank sequence number KU495519) and Alcantara (CFBH 19160, KU495520) identified as *R. margaritifera* by Lyra et al. (2017). Neither record was considered in a recent broad review of the genus

*Rhinella* (Pereyra et al. 2021), emphasizing the importance to continue further investigation of the distribution of *Rhinella dapsilis* in the mid-north region of Brazil.

The state of Maranhão is known for its rich biodiversity, but it harbors extensive sampling gaps, especially related to its herpetofauna (Barreto et al. 2011; Martins & Oliveira 2011; Freitas et al. 2017). Knowing the biodiversity of the region, by accessing all available genetic, morphological, behavioral, acoustic, and distribution data, is key to fill Linnean and Wallacean shortfalls (Hortal et al. 2015) and properly assess the biodiversity metrics in the state. It is also crucial to better plan conservation strategies to safeguard biodiversity in national and state levels.

### ACKNOWLEDGMENTS

The authors thank to F.L. de Oliveira for have arranged the fieldwork to the area where the specimen was photographed (through the following approved projects: National Council for Scientific and Technological Development #457440/2012-0 and #406394/2013-0; Fundação de Amparo à Pesquisa e ao Desenvolvimento Científico e Tecnológico do Maranhão #00498/12, #00856/15, #0300112/12 and #03988/15) and to the Pontarollo family, for allowing collections on their farm. Wilian Vaz-Silva for help-

ing with the specimen identification; Ricardo Marques and Fabricius Domingos for valuable comments in the first version of the manuscript. AMQ thanks Fundação de Amparo à Pesquisa e ao Desenvolvimento Científico e Tecnológico do Maranhão (FAPEMA) for the master's degree scholarship. TBG thanks to Universidade Estadual do Maranhão for the senior researcher fellowship.

### REFERENCES

- Ávila R.W., Pansonato A., Perez R., Carvalho V.T., Roberto I.J., Morais D.H., ... Farias I.P. 2018. On *Rhinella gildae* Vaz-Silva, Maviel, Bastos & Pombal, 2015 (Anura: Bufonidae): Phylogenetic relationship, morphological variation, advertisement and release calls and geographic distribution. *Zootaxa* 4462:274–290.
- Caldwell J. P. 1991. A new species of toad in the genus *Bufo* from Pará, Brazil, with an unusual breeding site. *Papéis Avulsos de Zoologia* 37:389–400.
- Barreto L., Ribeiro L.E.S., Nascimento M.C., Martins M.B., Oliveira T.G. 2011. Caracterização da herpetofauna em áreas da Amazônia do Maranhão. Pp. 204–217 in Martins M.B., Oliveira, T.G. (Eds.). *Amazônia maranhense: diversidade e conservação*. Museu Paraense Emílio Goeldi. Belém.

- Duellman, W. E., Schulte R. 1992. Description of a new species of *Bufo* from northern Peru with comments on phenetic groups of South American toads (Anura: Bufonidae). *Copeia* 1992:162–172.
- Ferrão M., Lima A.P., Ron S., Santos S.P., Hanken J. 2020. New species of Leaf-litter Toad of the *Rhinella margaritifera* species group (Anura: Bufonidae) from Amazonia. *Copeia* 2020: 967–986.
- Freitas M.A., Vieira R.S., Entiauspe-Neto O.M., Sousa S.O., Farias T., Sousa A.G., Moura G.J.B. 2017. Herpetofauna of the northwest Amazon forest in the state of Maranhão, Brazil, with remarks on the Gurupi Biological Reserve. *ZooKeys* 643:141–155.
- Fouquet A., Gaucher P., Blanc M., Vélez-Rodríguez C.M. 2007. Description of two new species of *Rhinella* (Anura: Bufonidae) from the lowlands of the Guiana Shield. *Zootaxa* 1663: 17–32.
- Frost D. R. 2021. Amphibian species of the world: an online reference, version 6.1. Accessed 29 July 2021. Available at <https://amphibiansoftheworld.amnh.org/index.php>. American Museum of Natural History, New York, USA.
- IBGE. 2019. Biomas Brasileiros. Available at <https://agenciadenoticias.ibge.gov.br/agencia-sala-de-im-prensa/2013-agencia-de-noticias/releases/25798-ibge-lanca-mapa-inedito-de-biomas-e-sistema-costeiro-marinho>
- IUCN 2021. The IUCN red list of Threatened species. 29 July 2020. Available at <https://www.iucnredlist.org>.
- Lavilla E.O., Caramaschi U., Langone J.A., Pombal Jr J.P., de Sá, R.O. 2013. The identity of *Rana margaritifera* Laurenti, 1768 (Anura, Bufonidae). *Zootaxa* 3646:251–264.
- Lyra M.L., Haddad C.F.B., Azeredo-Espin A.M.L. 2017. Meeting the challenge of DNA barcoding Neotropical amphibians: polymerase chain reaction optimization and new COI primers. *Molecular Ecology Resources* 17:966–980.
- Martins M.B., Oliveira T.G. 2011. Amazônia maranhense: diversidade e conservação. Museu Paraense Emílio Goeldi. Belém.
- Matavelli R., Campos A.M., da Silva G.R., Andrade G.V. 2014. First record of *Rhinella ocellata* (Günther, 1858) (Bufonidae) for the state of Maranhão, northeastern Brazil. *Check List* 10:432–433.
- Moravec J., Lehr E., Cusi J.C., Córdova J.H., Gvoždík V. 2014. A new species of the *Rhinella margaritifera* species



group (Anura, bufonidae) from the Montane forest of the selva central, Peru. *ZooKeys* 371:35–56.

Pramuk J.B. 2006. Phylogeny of South American *Bufo*. *Zoological Journal of the Linnean Society* 146:407–452.

Pereyra M.O., Blotto B.L., Baldo D., Chaparro J.C., Ron S.R., Elias-Costa A.J., ... Faivovich, J.. 2021. Evolution in the Genus *Rhinella*: A Total Evidence Phylogenetic Analysis of Neotropical True Toads (Anura: Bufonidae). *Bulletin of the American Museum of Natural History* 447:1–156.

QGIS Core Team. 2018. Quantum GIS Geographic Information System, version 2.18.19. Available at <http://osgeo.org/>. Open Source Geospatial Foundation Project, USA.

Hoogmoed M.S. 1985. Bufonidae (Central and South America). Pp 25–77 in Frost D.R. (Ed.). *Amphibian Species of the World: A Taxonomic and Geographical Reference*. Association of Systematics Collections and Allen Press. Lawrence.

Hortal J., de Bello F., Diniz-Filho J.A.F., Lewinsohn T.M., Lobo J.M., Ladle R.J. 2015. Seven shortfalls that beset large-scale knowledge of biodiversity. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics* 46:523–549.

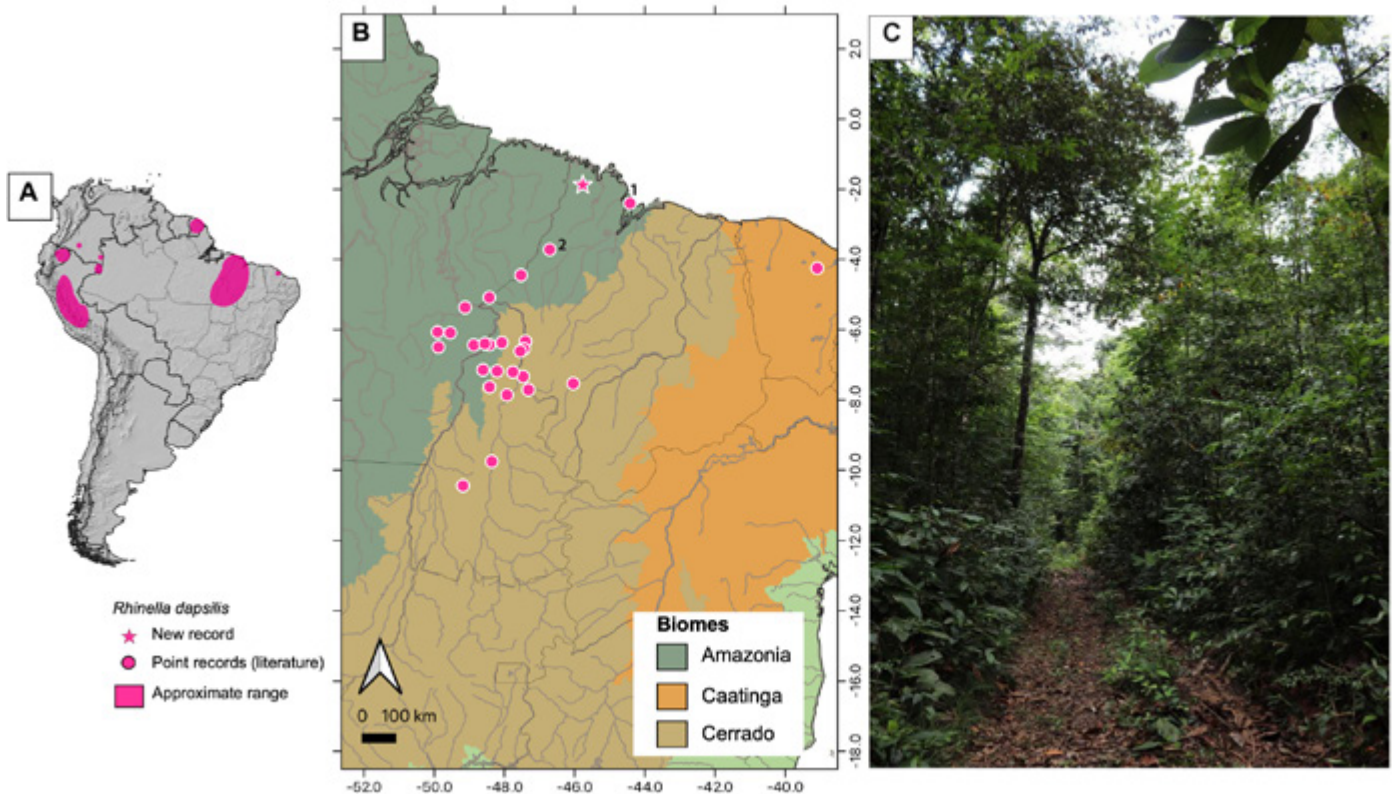
Silva L.A., Dantas S.P., Santos D.L., Neto H.B., Santana D.J. 2018. Newly distribution of *Rhinella gildae* Vaz-Silva et al., 2015 (Anura, Bufonidae): a little known species of the *Rhinella margaritifera* species group. *Herpetology Notes* 11:121–125.

Vaz-Silva W., Maciel N.M., Bastos R.P., Pombal Jr. J.P. 2015. Revealing Two New Species of the *Rhinella margaritifera* Species Group (Anura, Bufonidae): An Enigmatic Taxonomic Group of Neotropical Toads. *Herpetologica* 71:212–222.

*Editora: Sarah Mângia.*



*Figure 1.* Individual of *Rhinella dapsilis* from Sete Irmãos Farm, municipality of Cândido Mendes, state of Maranhão, Brazil: (A) Lateral view, (B) Frontal view, and (C) Dorsal view. Photos by AT.



*Figure 2.* Geographic distribution and habitat of occurrence of *Rhinella dapsilis* in South America. (A). The approximate range of several populations of *R. dapsilis* in South America based on data provided by Ávila et al. (2018), IUCN (2021), and Pe-reyra et al. (2021). (B). The distribution based on point records (see Tab. 1) of the Bra-zilian population of *R. dapsilis*: 1. Municipality of Alcantara, Maranhão; 2. Reserva Biológica do Gurupi, Maranhão. Map was drawn using QGis v. 3.4 (QGIS Core Team, 2018) using the limits of the Brazilian biomes provided by IBGE (2019). (C). Habitat at the site of the new records in the Amazon Forest in eastern Maranhão. Photo by AT.

Table 1. Literature data of *Rhinella dapsilis* in Brazil. Localities are referred as municipality, state, country. \*Ávila et al. (2018) referring to Lyra et al. (2017) may require further confirmation.

Locality	Latitude	Longitude	Reference
Cândido Mendes, Maranhão, Brazil	-45.7665	-1.8683	This study
São Pedro da Água Branca, Maranhão, Brazil (type locality)	-48.4290	-5.0850	Vaz-Silva et al., 2015
Carolina, Maranhão, Brazil	-47.4638	-7.3362	Fouquet et al., 2012
Reserva Biológica do Gurupi (REBIO), Maranhão, Brazil	-46.7064	-3.7223	Freitas et al., 2017
Balsas, Maranhão, Brazil	-46.0360	-7.5330	Ávila et al., 2018
Porto Franco, Maranhão, Brazil	-47.3990	-6.3380	Ávila et al., 2018
Alcantara, Maranhão, Brazil*	-44.4170	-2.3920	Ávila et al., 2018
Itinga do Maranhão, Maranhão, Brazil	-47.5260	-4.4500	Ávila et al., 2018
Estreito, Maranhão, Brazil*	-47.4450	-6.5480	Ávila et al., 2018
Araguaina, Tocantins, Brazil	-48.2058	-7.1818	Silva et al., 2018
Xambioa, Tocantins, Brazil	-48.4263	-6.4309	Silva et al., 2018
Ananas, Tocantins, Brazil	-48.0721	-6.3688	Silva et al., 2018
Muricilandia, Tocantins, Brazil	-48.6078	-7.1449	Silva et al., 2018
Goiantins, Tocantins, Brazil	-47.3141	-7.7126	Silva et al., 2018
Pium, Tocantins, Brazil	-49.1783	-10.4416	Silva et al., 2018



Babaçulândia, Tocantins, Brazil	-47.7570	-7.2050	Pereyra et al., 2021
Guaramiranga, Ceará, Brazil	-39.0833	-4.2500	Ávila et al., 2018
Marabá, Pará, Brazil	-49.1180	-5.3690	Ávila et al., 2018
Canaã dos Carajás, Pará, Brazil	-49.8780	-6.4970	Ávila et al., 2018
Curionópolis, Pará, Brazil	-49.5410	-6.0910	Ávila et al., 2018
Parauapebas, Pará, Brazil	-49.9020	-6.0680	Ávila et al., 2018
Piçarra, Pará, Brazil	-48.8720	-6.4380	Ávila et al., 2018
São Geraldo do Araguaia, Pará, Brazil	-48.5550	-6.4010	Ávila et al., 2018
Lajeado, Tocantins, Brazil	-48.3580	-9.7510	Ávila et al., 2018
Nova Olinda, Tocantins, Brazil	-48.4230	-7.6320	Ávila et al., 2018
Palmeirante, Tocantins, Brazil	-47.9260	-7.8600	Ávila et al., 2018
Palmeiras do Tocantins, Tocantins, Brazil	-47.5460	-6.6130	Ávila et al., 2018

---

## *Oxyrhopus trigeminus* (Serpentes, Dipsadidae): predation by *Bothrops atrox* (Serpentes, Viperidae)

Átilas Rodrigues de Sousa<sup>1</sup> \*, Castiele Holanda Bezerra<sup>1,2</sup>

1 Núcleo Regional de Ofiologia, Departamento de Biologia, Universidade Federal do Ceará, 60440-900 Fortaleza, CE, Brazil.

2 Programa de Pós-graduação em Ecologia e Recursos Naturais, Departamento de Biologia, Universidade Federal do Ceará, 60440-900 Fortaleza, CE, Brazil.

\* Corresponding author. Email: [athylasrodrigues28@gmail.com](mailto:athylasrodrigues28@gmail.com)

DOI: [10.5281/zenodo.5838930](https://doi.org/10.5281/zenodo.5838930)

Natural history generally encompasses investigations of habitat use, reproduction, defense mechanisms, and the diet of individuals (Greene 1993). Data on natural history provide support for numerous studies and information in biological conservation, ecology, ethology, and evolution (Greene & Losos 1988; Greene 1993; Bernarde 2014). Recently there has been an increase in the study of specimens of scientific collections, especially on diet and reproduction (Barros et al. 2014; Leão et al. 2014; Santos-Costa et al. 2015; Rodrigues et al. 2016).

The Neotropical genus *Bothrops* Wagler, 1824 is composed of about 45 pitviper species, distributed from Mexico to Argentina (Uetz et al. 2021), found in tropical forests, xeric shrublands, savannas, and even populated

areas (Martins et al. 2002; Melgarejo 2009). Most species of *Bothrops* are diet generalists with ontogenetic diet shifts (Martins et al. 2002). The ontogenetic change usually consists of a switch from the consumption of ectothermic prey such as frogs, snakes, and lizards by juveniles, to endothermic prey (mammals and birds) by adults (Martins et al. 2002).

*Bothrops atrox* (Linnaeus, 1758) mainly occurs in Amazonia, but also in relic forests of the Caatinga (Nogueira et al. 2019). This species is usually abundant and generalist in habitat use (Martins & Oliveira 1998; Fraga et al. 2013). The more frequent presence of *Bothrops* species in certain environments may be related to the availability of their preferred prey (Martins et al. 2002; Oliveira 2003). During the organizing of the ‘Coleção Herpetológi-

ca da Universidade Federal do Ceará' (CHUFC), we noted the presence of a snake in the digestive tract of a juvenile *B. atrox* collected on June 4, 1999 at the Buriti Farm (03°50'39" S, 40°55'29" W), Ubajara municipality, in the enclave of residual humid forest in Chapada da Ibiapaba, Ceará State, Brazil (CHUFC 2388).

The juvenile *Bothrops atrox* (snout-vent length [SVL] 282 mm; tail length [TL] 45 mm, 29.2 g without prey) preyed on a specimen of the dipsadid snake species *Oxyrhopus trigeminus* Duméril, Bibron & Duméril, 1854 (SVL, 231 mm; TL, 47 mm, 21,2 g; Fig. 1). The prey's total length is 98% of the predator's SVL. The prey's body was curled inside the *B. atrox* stomach. This behavior of capturing relatively large prey is more commonly recorded among juvenile snakes, probably because of the scarcity of smaller prey and because of the relatively larger head-body ratio of juveniles (Sazima & Martins, 1990; Gavira & Loebmann 2011; Martins et al. 2002).

Ophiophagia is well reported for *Bothrops* and *B. atrox* (Martins et al. 2002; Gavira & Loebmann 2011; Pelegrini et al. 2019; Bisneto et al. 2019; Frota 2003; Egler 1996). Juveniles *B. atrox* have been recorded feeding on *Epicetia tenella* (Klauber, 1939), *Leptodeira annulata* (Linnaeus, 1758), *Tantilla melanocephala* (Linnaeus, 1758), and

*Imantodes cenchoa* (Linnaeus, 1758) (Monteiro et al. 2020), and a juvenile identified as "*Bothrops* sp. (gr. *atrox*)" preyed on an *Oxyrhopus melanogenys* (Gavira & Loebmann 2011), but this is the first report of *Oxyrhopus trigeminus* as a prey of *B. atrox*.

## ACKNOWLEDGMENTS

We thank Dr. Robson Waldemar Ávila for helping in species identification and reviewing the manuscript.

## REFERENCES

- Barros V.A., Rojas C.A., Almeida-Santos S.M. 2014. Is rainfall seasonality important for reproductive strategies in viviparous Neotropical pit vipers? A case study with *Bothrops leucurus* from the Brazilian Atlantic Forest. *Herpetological Journal* 24:64–71.
- Bernarde P.S. 2014. Serpente Peçonhentas e Acidentes Ofídicos no Brasil. São Paulo: Anolisbooks.
- Bisneto P.F., Kaeffer I.L. 2019. Reproductive and feeding biology of the common lancehead *Bothrops atrox* (Serpentes, Viperidae) from central and southwestern Brazilian Amazonia. *Acta Amazonica* 49:105–113. doi: <https://doi.org/10.1590/1809-4392201802371>.



- Egler S.G. 1996. *Bothrops atrox* (Common Lancehead). Foraging behavior and ophiophagy. *Herpetological Review* 27:21.
- Fraga R., Magnusson W.E., Abrahão C.R., Sanaiotti T., Lima A.P. 2013. Habitat Selection by *Bothrops atrox* (Serpentes: Viperidae) in Central Amazonia, Brazil. *Copeia* 4:682–687. doi: <https://doi.org/10.1643/CE-11-098>.
- Frota J.G. 2003. *Bothrops atrox* (Common Lancehead). Diet. *Herpetological Review* 34:371.
- Gavira R.S.B., Loebmann D. 2011. *Bothrops* sp. (gr. *atrox*) (Jararaca/Lancehead). Diet. *Herpetological Review* 42:436.
- Greene H.W. 1993. What's good about good natural history? *Herpetological Natural History* 1:3.
- Greene H.W., Losos J.B. 1988. Systematics, natural history, and non-conservation: field biologists must fight a public-image problem. *BioScience* 38:458–462.
- Leão S.M., Pelegrin N., Nogueira C.C., Brandão R.A. 2014. Natural History of *Bothrops itapetiningae* Boulenger, 1907 (Serpentes: Viperidae: Crotalinae), an Endemic Species of the Brazilian Cerrado. *Journal of Herpetology* 48:322–330. doi: <https://doi.org/10.1670/12-191>.
- Martins M., Marques O.A.V., Sazima I. 2002. *Ecological and phylogenetic correlates of feeding habits in Neotropical pitvipers of the genus Bothrops*. Pp. 307–328, in Schuett G.W., Hoggren M., Douglas M.E. (Eds.). *Biology of the Vipers*. Eagle Mountain Publishing, Eagle Mountain.
- Melgarejo A.R. 2009. *Serpentes Peçonhentas do Brasil*. Pp. 42–70, in Cardoso J.L., França F.O., Wen F.H., Málaque C.M. (Eds.). *Animais Peçonhentos no Brasil: Biologia, Clínica e Terapêutica dos Acidentes*. Editora São Paulo, São Paulo.
- Monteiro M.W., Contreras-Bernal J.C., Bisneto P.F., Sachett J., Mendonça da Silva I., Lacerda M., ... Moura-da-Silva A.M. 2020. *Bothrops atrox*, the most important snake involved in human envenomings in the amazon: How venomomics contributes to the knowledge of snake biology and clinical toxinology. *Toxicon: X* 6:100037. doi: <https://doi.org/10.1016/j.toxcx.2020.100037>.
- Nogueira C.C., Argôlo A.J.S., Arzamen-dia V., Azevedo J.A., Barbo F.E., Bérnills R.S., ... Martins M. 2019. Atlas of Brazilian snakes: verified point–locality maps to mitigate the Wallacean shortfall in a megadiverse snake fauna. *South American Journal of Her-*

*petology* 14:1–274. doi: <https://doi.org/10.2994/SAJH-D-19-00120.1>.

Oliveira M.E. 2003. História natural de jararacas brasileiras do grupo *Bothrops atrox* (Serpentes: Viperidae). Doctoral thesis, Universidade Estadual Paulista, Rio Claro.

Pelegrini S.J.S., Venâncio N.M., Kuniy A.A. 2019. Note on an event of double predation: *Leptodeira annulata* (Linnaeus, 1758) (Serpentes: Dipsadidae) being predated by *Drymarchon corais* Boie, 1827 (Serpentes: Colubridae), being predated in turn by *Bothrops atrox* (Linnaeus, 1758) (Serpentes: Viperidae) *Herpetology Notes* 12:1193–1195.

Rodrigues G.M., Maschio G.F., Prudente A.L. 2016. Snake assemblages of Marajó Island, Pará state, Brazil. *Zoologia* 33:1–13. doi: <https://doi.org/10.1590/S1984-4689zool-20150020>.

Santos-Costa M.C., Maschio G.F., Prudente A.L. 2015. Natural history of snakes from Floresta Nacional de Caxinauã, Amazônia Oriental, Brasil. *Herpetology Notes* 8:70–97.

Sazima I., Martins M. 1990. Presas grandes e serpentes jovens: quando os olhos são maiores que a boca. *Memórias do Instituto Butantan* 52:74–80.

Uetz P., Freed P., Aguilar R., Hošek J. 2021. *The Reptile Database*. Accessible at <<http://www.reptile-database.org>>. Accessed on 10 January 2021.

*Editor: Henrique C. Costa*



*Figure 1. Bothrops atrox* (CHUFC 2388) with its prey *Oxyrhopus trigeminus* in its digestive tract. (A) Ventral view, (B) dorsal view, (C) incision showing the position of *O. trigeminus* in the digestive tract of *B. atrox*, and (D) comparison of prey-predator size.



# Mating, courtship, and territorial behaviors of *Polychrus acutirostris* (Squamata: Polychrotidae) in a Caatinga area of Northeastern Brazil

Juliana Delfino de Sousa<sup>1</sup>, Maria Eduarda de Araújo Almeida<sup>1</sup>, Marcelo Nogueira de Carvalho Kokubum<sup>1,2\*</sup>

1 Laboratório de Herpetologia, Unidade Acadêmica de Ciências Biológicas, Centro de Saúde e Tecnologia Rural, Universidade Federal de Campina Grande, Av. dos Universitários, s/n, Santa Cecília, 58700-970 Patos, PB, Brazil.

2 Programa de Pós-graduação em Ecologia e Conservação, Universidade Estadual da Paraíba, Bodocongó, 58429-500 Campina Grande, PB, Brazil.

\* Corresponding author. Email: [mnckokubum@gmail.com](mailto:mnckokubum@gmail.com)

DOI: [10.5281/zenodo.5838932](https://doi.org/10.5281/zenodo.5838932)

Parameters of an organism's life history, such as sexual maturity, survival, growth rates, and reproductive events are fundamental to the understanding of the ecology of a species (Stearns 1992). Among lizards, such parameters are often described in studies on courtship and mating behaviors, typically a set of occasional events, including cloacal rubbing in teiids, head nodding in tropidurids, dewlap extension in polychrotids, and skin darkening in leiosaurids (Carpenter, 1962; Carpenter 1977; Costa et al. 2010; Gogliath et al. 2010; Jenssen 1977; Lima & Sousa 2006; Vitt 1983).

*Polychrus acutirostris* (Spix, 1825) is a medium-sized, diurnal arboreal lizard

with slow locomotion. This species is found in open vegetation formations in Argentina, Bolivia, Paraguay and Brazil, encompassing the phytogeographic domains of the Chaco, Cerrado and Caatinga (Cacciali et al. 2016; Garda et al. 2012; Kawashita-Ribeiro & Ávila 2008; Ribeiro et al. 2012) and is often observed near human dwellings (Vanzolini, 1974). Its diet consists predominantly of arthropods, mostly Coleoptera and Hymenoptera, and plant material such as leaves, seeds, and flowers (Vitt & Lacher 1981). Reproductive aspects indicate a short mating season, with the reproductive period occurring between September and November, producing only one clutch per season (Alvarez et al. 2005; Gainsbury

2019; Garda et al. 2012; Luedemann et al. 1977; Vitt & Lacher 1981) and female body size correlated with with mean clutch size (Winck & Rocha 2012). In this study, we report events related to the courting, copulation, and territorial behaviors of *P. acutirostris* in a Caatinga area in the state of Pernambuco, and we provide an ethogram for these events.

All events ( $n = 6$ ) were recorded in rural areas, five on a private property named “Sítio Fechado” (07°17'57” S, 37°17'52” W; 791 m.a.s.l.) and one on a private property named “Sítio Degredo” (7°18'59” S, 37°16'46” W; 755 m.a.s.l.), both in areas of Caatinga in the municipality of Brejinho, state of Pernambuco, northeastern Brazil. The area presents a semi-arid climate (BSh), hot and dry with annual precipitation of 500 - 800 mm. Vegetation physiognomy is arboreal caatinga, with some disturbed areas due to cattle and agricultural activities (Velloso et al. 2002).

The first courtship and copulation event was recorded on 15 December 2019 by JDS who subsequently observed and recorded four more copulation events. From December 2019 to January 2020, three females (A, B, and C) and one male were observed and identified based on natural markings (Sazima 1988; Bernarde et al. 2000; Fonseca et al. 2021). Each lizard was captured, photographed, and measure-

ments were made: snout-vent length (SVL), tail length (TL), and body mass (BM) in millimeters (mm) and grams (g), respectively. The largest female was female A (SVL 137.9 mm and BM 44.63 g). This female was distinguished by size and orange dorsal spots. Female B (SVL 136.7 mm, BM 42.67 g) was identified by white dorsal patches and black stripes near the eyes. Female C (SVL 73.6 mm, BM 6.41 g) like female B, presented white dorsal patches. The male measured SVL 98.3 mm and BM 13.38 g and was identified by yellow lateral spots and a brown stripe close to the eyes.

The first record of courtship and copulation was on 15 December 2019 at 09:57 h Two individuals were on a fence, the male on top of the tail of female A (Fig. 1A). After a few minutes, he moved off and then stood on the female’s head, then at 10:02 h he positioned his body on the female’s back, in the opposite direction to the female (Fig. 1B). At 10:05 h, the male positioned himself in the same direction as the female, making several movements with his head and pelvic region, until he was positioned to begin copulation. From the time of hemipenis insertion, copulation continued for 16 min (Fig. 1C). During copulation, the female remained still, but copulation ended when she moved, although the male remained on top of the female. The male moved his head again and removed himself from the fe-

male. The female continued to walk on the fence and the male followed her. At 10:43 h, we collected the couple to take measurements, releasing them at the same location, where they remained still for four hours. At 14:03 h they moved to a shaded location on a climbing plant (*Passiflora edulis*), where they stayed next to each other for the rest of the day. The next day, at 09:00 h, we observed the same *P. acutirostris* couple foraging on the *P. edulis*. Between 16 and 19 December 2019, observations continued, although only foraging and thermoregulation events were seen. On 20 December 2019, another *P. acutirostris*, female C, was seen nearby, although she did not interact with the couple.

The second courtship and copulation record was observed on 22 December 2019 at 17:28 h. The male *P. acutirostris* mounted female A, exhibited head bobbing and slow movements of his trunk and pelvic region, a behavior called “cloacal friction” (Vitt & Lacher 1981). At 17:00 h, copulation (insertion of the hemipenis) began (Fig. 1D) and lasted 27 min, after which the male dismounted but remained beside the female overnight. The next day at 10:14 h the female left the branch to forage and the male accompanied her, with no physical contact.

The third record of courtship and copulation was on 25 December 2019

at 17:05 h. A male *P. acutirostris* approached female A, performing head bobbing, and mounted her (Fig. 1E). He shook his pelvic region and then began copulation that lasted 21 min. After copulation, the male remained on the back of the female. Observers returned the following day at 08:00 h, and the male was still on the female, remaining until 09:12 h when she began walking.

The fourth record of courtship and copulation was on 07 January 2020 at 12:22 h. We observed similar behavior, whereby the male positioned his head on the pelvic region of female C (Fig. 1F), remaining in this position until 14:12 h when the female moved with the male on top of her. The male dismounted and stood parallel to the female with his head on top of the female’s head, remaining in this position until 17:27 h, when the male again mounted the back of the female. He moved his pelvic region a few times, then began copulation (Fig. 1G), which lasted 19 min. After copulation ended, the male walked a short distance along the fence, stopped, and stayed there until the next day, while the female remained in the same place.

The fifth record of courtship and copulation was on 07 November 2020 at 17:16 h. We observed two *P. acutirostris* individuals performing the same behavior, the male on the back of female C. The female began to walk with the



male on top of her (Fig. 1H). At 17:31 h the female stopped under a branch and the male remained on her back. The next day at 06:50 h the female began to walk with the male still on her back. When she stopped (Fig. 1I), the male moved his pelvic region until he began copulation, that lasted 15 min (Fig. 1J). At the end of the copulation event, the male remained on the female's back until 13:44 h, when the male dismounted and both climbed a tree.

There are few studies describing the reproductive behavior of *P. acutirostris* (Alvarez et al. 2005; Gainsbury 2019; Garda et al. 2012; Luedemann et al. 1977; Vitt & Lacher 1981). Vitt & Lacher (1981) recorded an attempted copulation event, similar to the third event described in this study, in which the male rode on top of the female, performed copulation that lasted only a few minutes, and then remained on top of the female's back. These same authors (Vitt & Lacher 1981) observed that the female twisted her body and tried repeatedly to bite the male, who then moved away from the female, and no additional courtship and/or copulation behavior was observed. The behavior observed by these authors, in which the female fights physically and violently in an attempt to escape from a mounting male is characterized as an event of a "forced" copulation (Gogliath et al. 2010, Stamps 1983). However, in our observations, the females remained passive during all

events, and after copulation the male remained close to the female and in some cases copulated again. Another copulation event was observed in captivity for *P. marmoratus* (Carvalho-Jr. & Campello 2008). The copulation event was similar to those described in this study; no aggressive behaviors were observed, although *P. marmoratus* exhibited a longer copulation period than *P. acutirostris*.

Post-copulatory follow-up occurs when males maintain proximity to females after copulation (Andersson 1994; Birkhead & Møller 1992; Birkhead & Møller 1998; Olsson & Shine 1998). This is energetically beneficial to females, reducing a female's opportunity to copulate with other males and allowing males to protect the paternity of a female's offspring (Beecher & Beecher 1979; Censky 1997; Ribeiro et al. 2011). Generally, males accompany females for an extended period of time after successful mating and this period may vary among species (Anderson & Vitt 1990; Censky 1995; Cooper & Vitt 1997; Olsson 1993; Olsson & Shine 1998; Zaldívar-Rae & Drummond 2007).

Herein, in the third and fifth events, we describe that the male remained on the back of the female after copulation for 16 h and more than 19 h, respectively. Previous observations described events where a male individual remained on the female's back for more than 24 h

(Vitt & Lacher 1981). However, this behavior can be characterized as partner guarding, which ensures insemination and aids in the post-copulatory stimulation of the female, protecting paternity by repelling other males and decreasing the chances of extra-pair copulations (Ribeiro et al. 2011).

The first record of territoriality was on 29 October 2020 at 15:00 h. Two adult *P. acutirostris* of undetermined sex were on open ground. Lizard A bit the mouth of lizard B (Fig. 2A), then lizard A walked, pulling the immobilized lizard B. Lizard A stopped and bit the mouth and head of lizard B several times (Fig. 2B). After three min, lizard B began to move, but could not escape, as it was being held by the mouth of lizard A and had head injuries. The observer approached, at which time the lizards separated and moved to different trees; no further observations were possible. The event lasted 5 min and 37 sec.

The only study that addresses the territoriality of *P. acutirostris* (Vitt & Lacher 1981) reports bobbing, swaying, extension of the dewlap, lateral presentation, lateral expansion, color change, of open mouth, and biting as aggressive behaviors. The bites reported by these same authors were occasional bites, different from our observations where one lizard held the other by the mouth and bit it several times on the mouth and head. Open mouth threats and bites have

been observed in *P. peruvianus* (Gorman et al. 1969).

Ethograms are tools that consist of a list of behaviors related to a category or several behavioral categories which may encompass reproduction, rest, defense, or locomotion and include behavioral acts and their descriptions (Grier 1984; Yamamoto & Volpato 2011). Such ethograms have provided important information about lizards' behavioral repertoire, as well as the context in which some behaviors are exhibited (Greenberg 1977; Pandav et al. 2007; Patankar et al. 2013; Sánchez-Hernández et al. 2012; Trivedi et al. 2013; Torr & Shine 1994). Considering the events presented here, we built an ethogram for the behaviors related to courting and copulation of *P. acutirostris* (Tab. 1).

Our observations of mating, courtship, and territorial behaviors of *Polychrus acutirostris* contribute to the knowledge of the natural history and behavior of this lizard. There is great difficulty in reporting and/or trying to quantify these events in nature, since not all behaviors are common and may be affected by the presence of the observer. Visual records of these behaviors, although infrequent, provide a detailed view of behavioral acts (Nogueira et al. 2003, Sousa et al. 2021, Teixeira & Giovanelli 1999, Turci et al. 2009). Only one note about the reproductive behavior of *P. acutirostris* exists (Vitt

& Lacher 1981). However, our information will contribute to the understanding of strategies and tactics related to reproduction addressing behavioral displays in courtship and reproductive success “post-copulatory follow-up”.

## ACKNOWLEDGMENTS

We thank Edilene Delfino de Sousa for kindly giving us the video with information about the territoriality event. Juliana Delfino thanks the Universidade Federal de Campina Grande (UFCG) for the incentive with a research initiation grant (PIBIC 2019-2020).

## REFERENCES

- Alvarez B.B., Lions M.L., Calamante C. 2005. Breeding biology and skeletal development of *Polychrus acutirostris* (Iguania, Polychrotidae). *Facena* 21:3–27.
- Andersson M. 1994. Sexual selection. Princeton University Press, Princeton, NJ.
- Anderson R.A., Vitt L.J. 1990. Sexual selection versus alternative causes of sexual dimorphism in teiid lizards. *Oecologia* 84: 145–157. Doi: <https://doi.org/10.1007/BF00318265>.
- Beecher M.D., Beecher I.M. 1979. Sociobiology of bank swallows: reproductive strategy of the male. *Science* 205: 1282–1285.
- Bernarde P.S., Kokubum M.N.C., Marques O.A.V. 2000. Activity and habitat use in *Thamnodynastes strigatus* (Günther, 1858), in southern Brazil (Serpentes, Colubridae). *Bulletin of the National Museum of Rio de Janeiro* 428:1–8.
- Birkhead T.R., Møller A.P. 1992. Sperm Competition in birds: Evolutionary Causes and Consequences. Academic Press, London.
- Birkhead T.R., Møller A.P. 1998. Sperm competition and sexual selection. Academic Press, London.
- Carvalho-JR E.A.R., Campello M.L.C.B. 2008. *Polychrus marmoratus* (NCN). Mating. *Herpetological Review* 39:1–93.
- Cacciali P., Scott N.J., Ortíz A.L. A., Fitzgerald L.A., Smith P. 2016. The Reptiles of Paraguay: Literature, distribution, and an annotated taxonomic checklist. *Special Publication of the Museum of Southwestern Biology* 11:1–373.
- Carpenter C.C. 1962. Patterns of behavior in two Oklahoma lizards. *American Midland Naturalist* 67:132–151.
- Carpenter C.C. 1977. The aggressive displays of three species of South American iguanid lizards of the genus *Tropidurus*. *Herpetologica* 33:285–289.

- Censky E.J. 1995. Mating strategy and reproductive success in the teiid lizard, *Ameiva plei*. *Behaviour* 132:529–557. Doi: <https://psycnet.apa.org/doi/10.1163/156853995X00199>.
- Costa H.C., Silva E.T., Campos P.S., Oliveira M.P.C., Nunes A.V., Campos P.S. 2010. The corpse bride: a case of Davian behaviour in the Green Ameiva (*Ameiva ameiva*) in southeastern Brazil. *Herpetology Notes* 3:79–83.
- Cooper W.E., Vitt L.J. 1997. Maximizing male reproductive success in the broad-headed skink (*Eumeces laticeps*): preliminary evidence for mate guarding, size-assortative pairing, and opportunistic extra-pair mating. *Amphibia Reptilia* 18:59–73.
- Fonseca W.L., Correa R.R., Oliveira A.S., Oliveira I.S., Bernarde P.S. 2021. Habitat use and activity of *Bothrops bilineatus smaragdinus* Hoge, 1966 in the western Brazilian Amazon (Serpentes: Viperidae). *Herpetology Notes* 14:567–580.
- Garda A.A., Costa G.C., França F.G.R., Giugliano L.G., Leite G.S., Mesquita D.O., ... Colli G.R. 2012. Reproduction, body size, and diet of *Polychrus acutirostris* (Squamata: Polychrotidae) in two contrasting environments in Brazil. *Journal of Herpetology* 46:2–8.
- Gainsbury A.M. 2019. Observations on nest-site selection of *Polychrus acutirostris* Spix, 1825 (Squamata: Polychrotidae), in the Brazilian Cerrado. *Herpetology Notes* 12:813–814.
- Greenberg N. 1977. An ethogram of the blue spiny lizard, *Sceloporus cyanogenys* (Reptilia, Lacertilia, Iguanidae). *Journal of Herpetology* 11:177–195. Doi: <https://doi.org/10.2307/1563139>.
- Grier J.W. 1984. Biology of animal behaviour. St. Louis, Times Mirror, Mosby College Publishing.
- Gogliath M., Ribeiro L.B., Freire E.M.X. 2010. Forced copulation attempt in the Blue-tailed Lizard, *Micrablepharus maximiliani* (Reinhardt & Luetken, 1862) (Squamata, Gymnophthalmidae) in the Caatinga of Northeastern Brazil. *Biota Neotropica* 10:347–350. Doi: <https://doi.org/10.1590/S1676-06032010000400040>.
- Gorman G.C., Huey R.B., Williams E.E. 1969. Cytotaxonomic studies on some unusual iguanid lizards assigned to the genera *Chamaeleolis*, *Polychrus*, *Polychroides* and *Phenacosaurus*, with behavioral notes. *Breviora* 316:1–17.
- Jenssen T.A. 1977. Evolution of Anoline lizard display behavior. *American Zoologist* 17:203–215.



- Kawashita-Ribeiro R.A., Ávila R.W. 2008. Reptilia, Squamata, *Polychrus* spp.: new record, range extensions, and distribution map in the State of Mato Grosso, Brazil. *Check List* 4:362–365. Doi: <https://doi.org/10.15560/4.3.362>.
- Lima A.F.B., Sousa B.M. 2006. Court and copulation behaviors of *Enyalius perditus* Jackson, 1978 (Squamata, Leiosauridae) in captivity conditions. *Revista Brasileira de Zoociências* 8:193–197.
- Nogueira C., Sawaya R.J., Martins M. 2003. Ecology of the pitviper, *Bothrops moojeni*, in the Brazilian Cerrado. *Journal of Herpetology* 37:653–659.
- Luedemann G., Colli G.R., Brandão R.A. 1997. *Polychrus acutirostris* (sloth). Reproduction. *Herpetological Review* 28:43.
- Olsson M. 1993. Male preference for large females and assortative mating for body size in the sand lizard (*Lacerta agilis*). *Behavioral Ecology and Sociobiology* 32:337–341.
- Olsson M., Shine R. 1998. Chemosensory mate recognition may facilitate prolonged mate guarding by male snow skinks, *Niveoscincus microlepidus*. *Behavioral Ecology and Sociobiology* 43:359–363.
- Pandav B.N., Shanbhag B.A., Saidapur S.K. 2007. Ethogram of courtship and mating behaviour of garden lizard, *Calotes versicolor*. *Current Science* 93:1164–1167.
- Ribeiro L.B., Gogliath M., Sales R.F.D., Freire E.M.X. 2011. Mating behavior and female accompaniment in the whiptail lizard *Cnemidophorus ocellifer* (Squamata, Teiidae) in the Caatinga region of northeastern Brazil. *Biota Neotropica* 11:363–368.
- Ribeiro S.C., Roberto I.J., Sales D.L., Ávila R.W., Almeida W.O. 2012. Amphibians and reptiles from the Araripe bioregion, northeastern Brazil. *Salamandra (Frankfurt)* 48:133–146.
- Sánchez-Hernández P., Ramírez-Pinilla M.P., Molina-Borja M. 2012. Agonistic and courtship behaviour patterns in the skink *Chalcides viridanus* (Fam. Scincidae) from Tenerife. *Acta Ethologica* 15:65–71. Doi: <http://dx.doi.org/10.1007/s10211-011-0109-6>.
- Sazima I. 1988. A behavioral biology study of jararaca, *Bothrops jararaca*, using natural marks. *Memórias do Instituto Butantan* 50:83–99.
- Sousa J.D., Lima J.H.A., Almeida M.E.A., Sousa I.T.F., Almeida J.F., Kokubum M.N.C. 2021. Novel behavioral observations of the lizard *Tropi-*

*durus hispidus* (Squamata: Tropicuridae) in Northeastern Brazil. *Cuadernos de Herpetología* 35: 305–317.

Stamps J.A. 1983. Reptilian herbivores, a review of iguanas of the world. *Science* 220:1145–1146.

Stearns S.C. 1992. *The Evolution of Life Histories*. Oxford University Press, Oxford, Reino Unido.

Teixeira R.L., Giovanelli M. 1999. Ecology of *Tropidurus torquatus* (Sauria: Tropiduridae) from the Guriri, São Mateus-ES. *Revista Brasileira de Biologia* 59:11–18.

Trivedi J., Bayani A., Pratyush P., Suresh B. 2013. Study of egg laying behaviour of Fan-Throated Lizard, *Sitana ponticeriana* (Cuvier, 1829) from shrubland of Vadodara City, Gujarat, India. *International Research Journal of Biological Sciences* 2:74–77.

Torr G.A., Shine R. 1994. An ethogram for the small scincid lizard *Lampropolis guichenoti*. *Amphibia-Reptilia* 15:21–34.

Turci L.C.B., Albuquerque S., Bernarde P.S., Miranda D.B. 2009. Activity, habitat use, and behavior of the *Bothriopsis bilineatus* and of the *Bothrops atrox* (Serpentes: Viperidae) in Moa river forest, Acre – Brazil. *Biota Neotropica* 9:197–206.

Vanzolini P.E. 1974. Ecological and geographical distribution of lizards in Pernambuco, northeastern Brazil. *Papéis Avulsos de Zoologia* 25:61–90.

Velloso A.L., Sampaio E.V.S.B., Pareyn F.G.C. 2002. Ecorregions: Proposals for the Caatinga biome. Results of the Seminar of Ecorregional Planning of Caatinga / Aldeia- PE. Northeast Plants Association, Environmental Conservation Institute. *The Nature Conservancy do Brasil*, Recife.

Vitt L.J., Lacher T.E. 1981. Behavior, habitat, diet and reproduction of the iguanid lizard *Polychrus acutirostris* in the Caatinga of Northeastern Brazil. *Herpetologica* 37:53–63.

Vitt L.J. 1983. Reproduction and sexual dimorphism in the tropical teiid lizard, *Cnemidophorus ocellifera* Copeia 2: 359–366. Doi: <https://doi.org/10.2307/1444378>.

Winck G.R., Rocha C.F.D. 2012. Reproductive trends of Brazilian lizards (Reptilia, Squamata): the relationship between clutch size and body size in females. *North-Western Journal of Zoology* 8:57–62.

Yamamoto M.E., Volpato G.L. 2011. *Comportamento animal*. 2a (ed), Natal: EDUFERN. pp. 191–207.

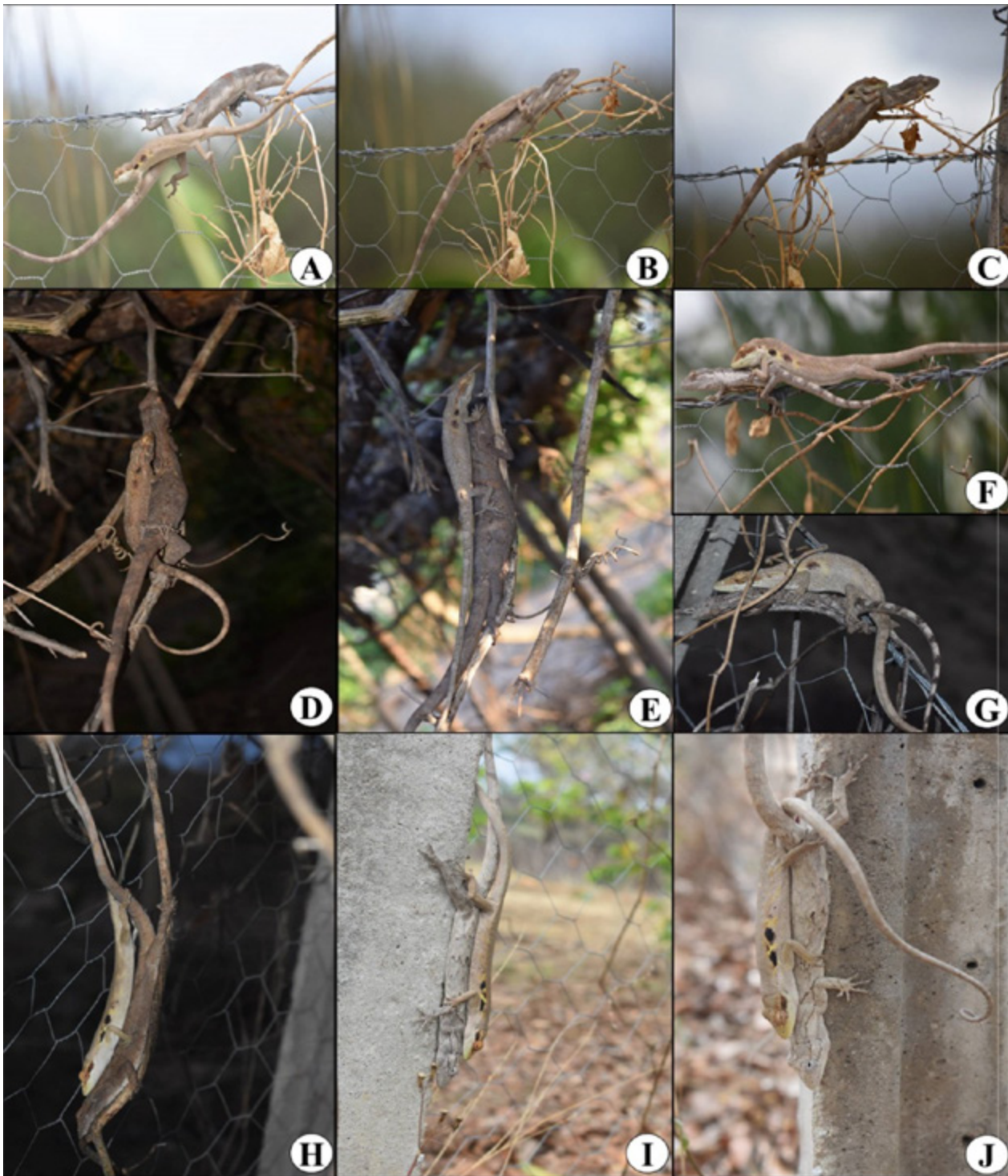
Zaldívar-Rae J., Drummond H. 2007. Female accompaniment by male whiptail lizards: is it mate guarding? *Behaviour* 144:1383–1402. Doi: <https://doi.org/10.1163/156853907782418187>.

Editor: Henrique C. Costa

*Table 1.* Ethogram for the behaviors related to the territoriality, courting and copulation exhibited by the lizard *Polychrus acutirostris* in Sítio Fechado and Degredo, municipality of Brejinho, state of Pernambuco, Brazil.

<b>Behavior</b>	<b>Description</b>
<b>Head bobbing</b>	Vertical rapid movements of the head; performed by males and females before and/or after copulation.
<b>Assemble</b>	The male positions itself on top of the female, placing the forelimbs and posterior limbs on it and performs vibratory movements with the posterior region of the trunk, pelvis, hind limbs and tail base.
<b>Copulation</b>	When the cloacas come into contact, hemipenis intrusion occurs, the male then immediately holds the female with its hind limbs and positions its head on the female.
<b>End of copulation</b>	When the male removes the hemipenis from the female's cloaca, it can remain on the female's back, even if she moves.
<b>Post-copulatory follow-up</b>	After copulation the male remains close to the female and may copulate again.
<b>Territoriality</b>	Confrontation - When two males meet and one male bites the mouth and head of the other.  Escape - when one of the lizards manages to detach and quickly flees.





*Figure 1.* (A) Two *Polychrus acutirostris* individuals on a wire fence, with the smaller male on top of the female's tail; (B) The male mounted the female and faced the opposite direction; (C) The male mounted the female and performed the first copulation; (D) The male mounted the female and performed the second copulation; (E) The male mounted the female and performed the third copulation; (F) The male placed its head on the pelvic region of the female while holding it with his forefeet; (G) The male mounted the female and performed the fourth copulation. (H) Male on top of female's back under a twig; (I) Female walking on the side of a stake with male on her back; (J) The male mounted the female and performed the fifth copulation.





*Figure 2.* (A) Two adult lizards encountered each other on open ground, and one individual (top) bit the mouth of the other; (B) The attacking lizard (right) stood on the other (left) and continued to bite its mouth and head several times.

# Evidence of communal nesting in *Kentropyx calcarata* (Squamata: Teiidae) on canopy bromeliads in the Atlantic Forest of southern Bahia, Brazil

João Emanuel de Matos-Santos<sup>1\*</sup>, Leildo Machado Carilo Filho<sup>2,3</sup>, Amanda Sabino Martins<sup>3</sup>, Elson Oliveira Rios<sup>4</sup>, Renan Nunes Costa<sup>5</sup>

1 Laboratório de Ecologia Aplicada à Conservação, Departamento de Ciências Biológicas, Universidade Estadual de Santa Cruz, Rodovia Jorge Amado, km 16, Salobrinho, 45662-000 Ilhéus, BA, Brazil.

2 Programa de Pós-graduação em Zoologia da Universidade Estadual de Santa Cruz, Rodovia Jorge Amado, km 16, Salobrinho, 45662-000 Ilhéus, BA, Brazil.

3 Laboratório de Herpetologia Tropical. Departamento de Ciências Biológicas, Universidade Estadual de Santa Cruz, Rodovia Jorge Amado, km 16, Salobrinho, 45662-000 Ilhéus, BA, Brazil.

4 Conselho de Curadores das Coleções Científicas da Universidade Estadual de Santa Cruz, Rodovia Jorge Amado, km 16, Salobrinho, 45662-000 Ilhéus, BA, Brazil.

5 Departamento de Ciências Biológicas, Universidade do Estado de Minas Gerais, Unidade Carangola, 36800-000 Carangola, MG, Brazil.

\* Corresponding author. Email: [emanoel\\_santos@hotmail.com](mailto:emanoel_santos@hotmail.com)

DOI: [10.5281/zenodo.5838936](https://doi.org/10.5281/zenodo.5838936)

Colonial (or communal) nesting is a term used to describe the aggregation behavior during oviposition by amphibians or reptiles (Graves & Duvall 1995). This behavior is a standout factor that elects amphibians and reptiles as good organisms to investigate the causes, costs, and benefits of communal egg-laying (Doody et al. 2009). The phylogenetic inheritance of this characteristic suggests multiple evolutionary changes, both in the occurrence and in the rel-

ative frequency of colonial oviposition (Graves & Duvall 1995).

*Kentropyx calcarata* occurs mainly in the forests of the Amazon Basin, including forest edges, clearings caused by fallen trees, secondary forest areas, riverbanks, and plantations; some isolated populations can be found in the Atlantic Forest of Brazil (Gallagher et al. 1986; Avila-Pires 1995). Females usually lay their eggs in nests buried in the sand (Vitt 1991), rotten trunks (Mag-

nusson & Lima 1984), or in bromeliads (Lantyer-Silva et al. 2012). Clutch size ranges from 3–10 eggs (average:  $5.63 \pm 1.23$  eggs) (Vitt 1991; Werneck et al. 2009). Only three records of communal nests have been reported for this species. Magnusson & Lima (1984) found more than 800 eggs, including intact eggs and hatched eggshells, in a tree trunk in Amazonia. In the Atlantic Forest, Lantyer-Silva et al. (2012) found 26 eggs, 19 of them not fertilized, in three terrestrial bromeliads on sandy soil in the city of Ilhéus, Brazil ( $15^{\circ}04'35.1''$  S,  $39^{\circ}03'01.5''$  W). Another colonial nest, with 20 eggs, 11 intact and nine empty, was found in a stump cavity, close to the ground, in a fragment of Atlantic Forest near the city of Maragojipe, Bahia, Brazil ( $12^{\circ}55'16''$  S,  $38^{\circ}52'10''$  W) (Filadelfo et al. 2013). In this study, we present the first record of a communal nest in a canopy bromeliad and the fourth report of communal nest of *Kentropyx calcarata*, the third report for the Atlantic Forest populations. The nest was found during a fauna rescue during civil construction in the southern coastal area of Ilhéus, Bahia ( $14^{\circ}51'28.85''$  S,  $39^{\circ}01'30.48''$  W).

During the clearing, a tree was carefully felled due to the presence of a large bromeliad of the genus *Aechmea*, located near the forest canopy (approximately 10 meters high) (Fig. 1). After the tree was felled, between 30 and 40 individuals of the gecko *Phyllopezus*

*lutzae* (Loveridge, 1941) were observed inside the bromeliad. When handling the bromeliad, 28 clustered eggs were found in the central cup, stuck together in small groups of 4 to 6 eggs by a gelatinous substance (Fig. 2A-B). The eggs were carefully collected and taken to the laboratory in the belief that they could be *P. lutzae* eggs, not recorded in the literature yet.

We measured the eggs (Tab. 1) and maintained them in vermiculite substrate at controlled temperature ( $25^{\circ}\text{C}$ ). The mean length of eggs (18.11 mm) is larger than that observed for *P. pollicaris* (Ávila & Cunha-Avellar 2005; Gómezes & Garcia 2014) and smaller than that observed for *Phyllopezus periosus* (20.2 mm) (Lima et al. 2011), but similar to that observed for *K. calcarata* (18.7 mm) (Filadelfo et al. 2013). After 10 days, four eggs hatched and neonates of *K. calcarata* emerged (CRC =  $30.46 \pm 0.95$  mm; range: 29.17–31.69 mm; Fig. 2C). The neonates were euthanized with 5% xylocaine, fixed in formalin, and preserved in 70% ethanol at the Museu de Zoologia da Universidade Estadual de Santa Cruz (MZUE-SC 22137-22140). The remaining eggs lost the rigidity of their shell quickly, withered and did not hatch. We opened the remaining eggs and found that they were not fertilized or that the embryos did not develop to the point where the species could be determined. Unfertilized eggs and/or disruption of develop-

ment may have been caused by stress associated with displacement, changes in optimal environmental conditions, or even inappropriate diet, factors that can cause hormonal changes in the reproductive cycle of the species (Judah & Nuttal 2008).

We do not exclude the occurrence of an interspecific composition in the clutch, not only because of the abundance of *P. lutzae*, but also due to the occurrence of interspecific nest formation in lizards (see Radder & Shine 2007). There are no literature records about eggs of *P. lutzae*, but are expected to have similar egg characteristics of the other species in the genus, such as the slightly rounded shape (e.g. Lima et al., 2011; Domingos et al., 2017). However, it was not possible to identify most eggs and so we can't reject the hypothesis of an interspecific communal nest.

This is the first record of a communal nest of *Kentropyx calcarata* observed in a canopy bromeliad. The other records were observed in terrestrial bromeliads and fallen trees (Magnusson & Lima 1984; Lantyer-Silva et al. 2012; Filadelfo et al. 2013), as expected for a predominantly terrestrial species (Vitt 1991). Our observation highlights gaps in knowledge about the natural history of some lizards, especially those that can forage in the forest canopy.

## ACKNOWLEDGMENTS

We thank Dr. Mirco Solé for a pre-peer review and contributions to the elaboration of the manuscript and suggestions for its correction.

## REFERENCES

- Ávila R., Cunha-Avellar L.R. 2005. *Phyllopezus pollicaris* (NCN). Reproduction. *Herpetological Review* 36:453–454.
- Avila-Pires T.C.S. De. 1995. Lizards of Brazilian Amazonia (Reptilia: Squamata). *Zoologische Verhandelingen* 299:1–706.
- Domingos F.M.C.B., Arantes Í.C., Bosque R.J., Santos M.G. 2017. Nesting in the lizard *Phyllopezus pollicaris* (Squamata: Phyllodactylidae) and a phylogenetic perspective on communal nesting in the family. *Phyllomedusa: Journal of Herpetology* 16:255–267. doi: [10.11606/ISSN.2316-9079.V16I2P255-267](https://doi.org/10.11606/ISSN.2316-9079.V16I2P255-267).
- Doody J.S., Freedberg S., Keogh J.S. 2009. Communal Egg-laying In Reptiles And Amphibians: Evolutionary Patterns And Hypotheses. *The Quarterly Review of Biology* 84:229–252. doi: [10.1086/605078](https://doi.org/10.1086/605078).



- Filadelfo T., Dantas P.T., Ledo R.M.D. 2013. Evidence of a communal nest of *Kentropyx calcarata* (Squamata: Teiidae) in the Atlantic Forest of northeastern Brazil. *Phyllomedusa: Journal of Herpetology* 12:143–146. doi: [10.11606/issn.2316-9079.v12i2p143-146](https://doi.org/10.11606/issn.2316-9079.v12i2p143-146).
- Gallagher D.S., Dixon J.R., Schmidly D.J. 1986. Geographic variation in the *Kentropyx calcarata* species group (Sauria: Teiidae): a possible example of morphological character displacement. *Journal of Herpetology* 20:179–189. doi: [10.2307/1563942](https://doi.org/10.2307/1563942).
- Gomides S.C., Garcia P.C.A. 2014. *Phyllopezus pollicaris* (Brazilian Gecko, Lagartixa). Hatchling size/behavior. *Herpetological Review* 45:330–331.
- Graves B.M., Duvall D. 1995. Aggregation of Squamate Reptiles Associated with Gestation, Oviposition, and Parturition. *Herpetological Monographs* 9:102–119. doi: [10.2307/1466999](https://doi.org/10.2307/1466999).
- Judah V., Nuttall K. 2008. Pp. 156-190. Reptiles. Exotic Animal Care & Management. Thomson Delmar Learning. Canada.
- Lantyer-Silva A.S.F., Correcher E.V., Tripodi S., Solé M. 2012. Clutch size and oviposition site of *Kentropyx calcarata* Spix, 1825 in southern Bahia, Brazil. *Herpetology Notes* 5:459–462.
- Lima D.C., Passos D.C., Borges-Nojosa D.M. 2011. Communal nests of *Phyllopezus periosus*, an endemic gecko of the Caatinga of northeastern Brazil. *Salamandra* 47:227–228.
- Magnusson W.E., Lima A.P. 1984. Perennial Communal Nesting by *Kentropyx calcarata*. *Journal of Herpetology* 18:73–75. doi: [10.2307/1563673](https://doi.org/10.2307/1563673).
- Radder R.S., Shine R. 2007. Why do female lizards lay their eggs in communal nests? *Journal of Animal Ecology* 76:881–887. doi: [10.1111/j.1365-2656.2007.01279.x](https://doi.org/10.1111/j.1365-2656.2007.01279.x).
- Vitt L.J. 1991. Ecology and life history of the wide-foraging lizard *Kentropyx calcarata* (Teiidae) in Amazonian Brazil. *Canadian Journal of Zoology* 69:2791–2799. doi: [10.1139/z91-393](https://doi.org/10.1139/z91-393).
- Werneck F.D.P., Giugliano L.G., Collevatti R.G., Colli G.R. 2009. Phylogeny, biogeography and evolution of clutch size in South American lizards of the genus *Kentropyx* (Squamata: Teiidae). *Molecular Ecology* 18:262–278. doi: [10.1111/j.1365-294X.2008.03999.x](https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2008.03999.x).

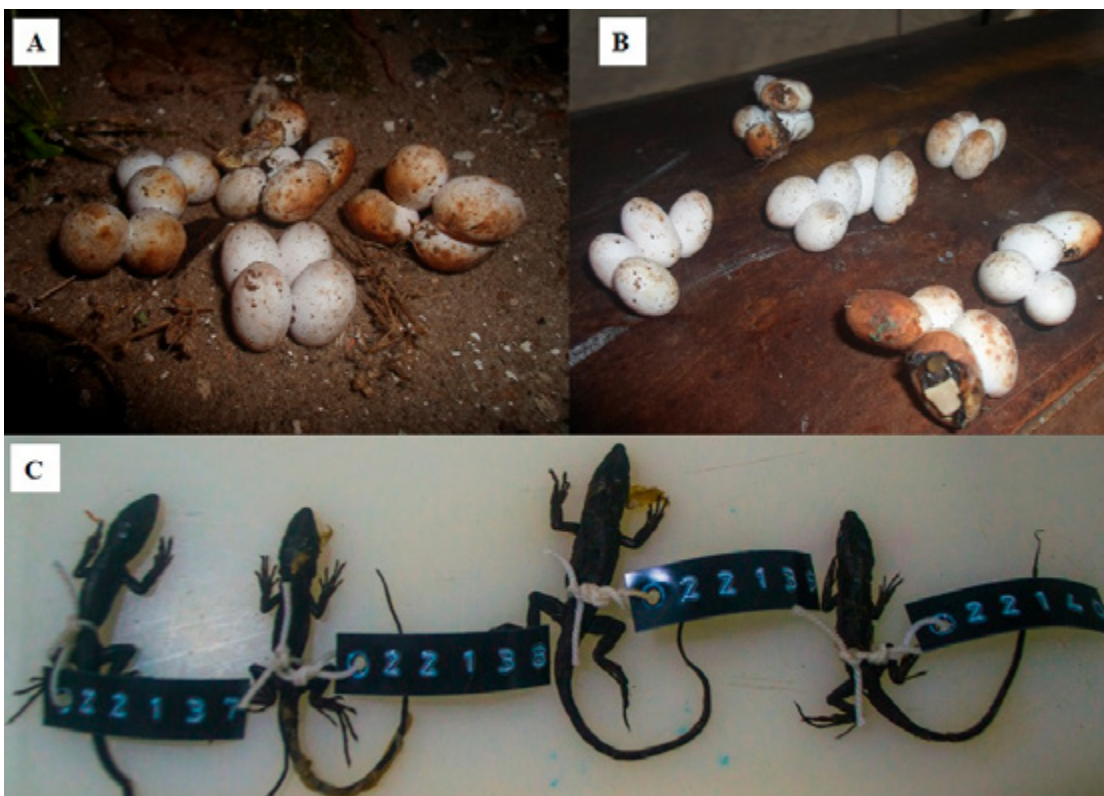
Editor: Henrique C. Costa

*Table 1.* Communal nest records of the species *Kentropyx calcarata* and morphometric variables. SD = standard deviation; N = number of eggs measured.

<b><i>Kentropyx calcarata</i> nest records</b>			
<b>Length ± SD; (N)</b>	<b>Volume ± SD; (N)</b>	<b>Total number of eggs in the nest</b>	<b>References</b>
-	-	> 800	Magnusson & Lima 1984
-	1592.61 ± 671.12 mm <sup>3</sup> ; (26)	26	Lantyer-Silva et al. 2012
18.7±0.6 mm; (20)	-	20	Filadelfo et al. 2013
18.11 ± 1.20 mm; (28)	-	28	Present Study



*Figure 1.* Bromeliad in which the colonial nest of *Kentropyx calcarata* was found in the municipality of Ilhéus, Bahia State, Brazil.



*Figure 1.* Eggs from *Kentropyx calcarata* found at a communal nest on a canopy bromeliad: (A, B) detail of the small subgroups and (C) neonates.





---

*Rhinella gr. granulosa*  
Iha do Marajó - Breves, PA  
@ Jordana Guimarães



# Lista de répteis do Brasil: padrões e tendências

Henrique C. Costa<sup>1</sup>, Thaís B. Guedes<sup>2,3</sup>, Renato Silveira Bérnils<sup>4</sup>

1 Departamento de Zoologia, Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Juiz de Fora, Campus Universitário, Rua José Lourenço Kelmer s/n, 36036-900 Juiz de Fora, MG, Brasil. E-mail: [ccostah@gmail.com](mailto:ccostah@gmail.com)

2 Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade, Ambiente e Saúde, Universidade Estadual do Maranhão, 65604-380 Caxias, MA, Brasil.

E-mail: [thaisbguedes@yahoo.com.br](mailto:thaisbguedes@yahoo.com.br)

3 Gothenburg Global Biodiversity Center and Department of Biological and Environmental Sciences, University of Gothenburg, Göteborg SE 405 30, Sweden.

4 Departamento de Ciências Agrárias e Biológicas, Centro Universitário Norte do Espírito Santo, Universidade Federal do Espírito Santo, 29932-540 São Mateus, ES, Brasil.

E-mail: [renatobernils@gmail.com](mailto:renatobernils@gmail.com)

DOI: [10.5281/zenodo.5838950](https://doi.org/10.5281/zenodo.5838950)

## Abstract

We present the list of Brazilian reptiles for the year 2021. Brazil has 848 species of reptiles whose presence is confirmed within its borders: 38 Testudines, 6 Crocodylia, and 804 Squamata (82 amphisbaenians, 292 lizards, and 430 snakes). If subspecies are counted, the number increases to 885 taxa. This is the third richest reptile fauna in the world. A total of 399 species (47%) of Brazilian reptiles are endemic to the country, mainly amphisbaenians (79.2%), followed by lizards (55.5%), snakes (38.4%), and chelonians (18.4%). Mato Grosso, Bahia, and Pará are the richest

states in number of species and species+subspecies. Bahia, Minas Gerais, and São Paulo have the greatest numbers of Brazilian endemic species. We also note nomenclatural changes, species and subspecies included or excluded for the country, and for federative units since the last checklist. As a new feature in this version, we present a section about patterns and trends of advances in the knowledge of Brazilian reptiles through graphs and maps, and a section of notes about the recently published Atlas of Brazilian Snakes.

## Introdução

Ao longo das últimas duas décadas testemunhamos a ascensão de estudos focados em sínteses de biodiversidade (e.g. Heberling et al. 2021) e, por conseguinte, também discussões sobre qualidade e acessibilidade dos dados que suportam o entendimento dos diferentes aspectos da biodiversidade, como taxonomia, filogenética e distribuição geográfica (e.g. Chapman 2005). No que diz respeito aos répteis, em nível global, tais estudos de síntese possibilitaram reconhecer as regiões do mundo que concentravam os maiores níveis de riqueza (e.g. Rhodin et al. 2021; Roll et al. 2017), conhecer relações evolutivas entre os grandes clados (e.g. Hedges & Kumar 2009; Tonini et al. 2016; Burbrink et al. 2020), e acessar déficits do conhecimento (e.g. Tingley et al. 2016). Na esfera nacional, por exemplo, tivemos a iniciativa da construção do Atlas das Serpentes Brasileiras (Nogueira et al. 2019), conhecimento dos padrões de riqueza, diversidade filogenética e lacunas geográficas e taxonômicas no conhecimento das serpentes neotropiais (Guedes et al. 2018), lacunas no conhecimento e riscos de extinção de anfisbênias (Colli et al. 2016), o mapeamento dos lagartos (Ribeiro-Júnior & Amaral 2016a) e quelônios (Ferrara et al. 2017) amazônicos e das serpentes da Caatinga (Guedes et al. 2014), além de estudos de biogeografia e filogeografia dos crocodilianos (Muniz et al. 2021).

Sínteses sobre a biodiversidade fornecem um panorama do conhecimento acumulado a partir dos avanços recentes e servem como ferramenta para direcionar as pesquisas futuras em diversas áreas do conhecimento (Antonelli et al. 2018). No Brasil, país que se destaca mundialmente pela megadiversidade (e.g. Moura et al. 2016; Guedes et al. 2018; Anônimo 2020; Segalla et al. 2021; Pacheco et al. 2021), detentor de dois *hotspots* de biodiversidade (Mata Atlântica e Cerrado) (Zachos & Habel 2011), e importante região para descoberta de novas espécies de vertebrados, em especial répteis (Moura & Jetz 2021), as sínteses no conhecimento ganham ainda mais relevância. Elas são fonte de dados para planejamento de estratégias eficientes de conservação da biodiversidade (e.g. Böhm et al. 2013), especialmente diante do avanço exponencial da destruição de habitats naturais por desmatamento, queimadas, avanço da agropecuária e da mineração (Fernandes et al. 2017; Bowler et al. 2020; Silva Junior et al. 2021) e impactos das mudanças climáticas (Colombo & Joly 2010).

Embora sínteses que consideram limites políticos seja tema controverso entre pesquisadores, é na esfera das nações que acontece o planejamento estratégico para incremento em pesquisa de biodiversidade e conservação das espécies. Listas Vermelhas nacionais, por exemplo, impulsionam pla-

nos de ação que, por sua vez, orientam a criação/ampliação de áreas de proteção (Machado et al. 2021). Conhecer as biotas nacionais para valorizá-las e protegê-las foi, aliás, a estratégia de Russell A. Mittermeier em seu capítulo do icônico do livro *Biodiversity*, editado por Edward O. Wilson, ao propor a expressão *país megadiverso* – conceito que hoje inclui o Brasil e outras 16 nações detentoras de 3/4 de todas as espécies de tetrápodes do planeta (Mittermeier 1988; Mittermeier & Mittermeier 1997).

Listas de espécies de diversos grupos de organismos têm sido viabilizadas para o Brasil (e.g. Abreu et al. 2021; Segalla et al. 2021; Pacheco et al. 2021), além de listas especializadas apenas em espécies ameaçadas (ICMBio 2018a). Sob essa ótica, a Lista Brasileira de Répteis merece crédito e destaque. Publicada pela primeira vez em 2005, apenas como um compilado de nomes científicos dos répteis com ocorrência reconhecida no Brasil (SBH 2005), a lista tem avançado, ampliando a gama de informações que fornece; passou a apresentar uma hierarquização pormenorizada dos táxons e identificar as alterações de cada versão em relação à sua anterior; a seguir, incorporou textos explicativos sobre mudanças taxonômicas ou de nomenclatura e, desde 2018, apresenta a ocorrência das espécies nas unidades federativas do Brasil (Costa & Bérnils 2018), sempre considerando a qualida-

de dos dados (e.g. ao priorizar registros publicados com *voucher* e/ou fotografias que asseguram maior confiabilidade).

Aqui, apresentamos a Lista Brasileira de Répteis versão 2021, que conta com a listagem atualizada dos táxons (famílias, subfamílias, tribos, gêneros, espécies e subespécies) com ocorrência confirmada nos limites territoriais do Brasil, notas nomenclaturais, notas sobre endemismos e justificativas acerca de táxons incluídos e excluídos, tanto a nível nacional quanto das unidades federativas. Como novidades desta edição, apresentamos uma seção de padrões e tendências sobre o conhecimento dos répteis no país, sumarizando os dados apresentados de modo descritivo nas tabelas e texto por meio de gráficos e mapas intuitivos; e uma seção de notas sobre o Atlas das Serpentes Brasileiras (Nogueira et al. 2019). Esperamos que a lista continue sendo consultada e criticada pela comunidade herpetológica, utilizada pelos órgãos tomadores de decisões em todos os níveis, e estimule *insights* em pesquisa para o avanço do conhecimento dos répteis.

## Métodos

Os critérios utilizados na compilação de dados para a presente versão permanecem basicamente os mesmos desde que a primeira Lista Brasileira de Répteis foi publicada (SBH 2005) e que novos



conjuntos de dados foram ofertados (Bérnils & Costa 2012; Costa & Bérnils 2014; 2015; 2018). A saber: (i) elencar toda espécie ou subespécie formalmente descrita que conta com registro publicado para o Brasil (até o dia 21 de dezembro de 2021) – critério similar é aplicado para os registros dos táxons nas unidades da federação; (ii) adotar os arranjos taxonômicos mais recentes propostos para cada grupo; quando duas ou mais publicações propõem arranjos conflitantes, apresentamos argumentos que justificam a proposta escolhida, bem como comentários a respeito da versão preterida – como comentado em Costa & Bérnils (2015), propostas taxonômicas são apenas hipóteses aceitas em determinado momento e/ou por um agrupamento específico de pessoas; e (iii) informar ao leitor cada alteração feita na lista desde a última versão publicada, o que engloba táxons descritos como novos, táxons sinonimizados, táxons que sofreram realocação de gênero, tribo, subfamília ou família, táxons que sofreram alteração de nomenclatura, novas ocorrências ou exclusões para o país ou para as unidades da federação e ocorrências duvidosas ou questionáveis.

O arranjo taxonômico acima do nível de gênero (tribo, subfamília, família etc.) segue fontes variadas, em geral as mais atuais, para Testudines (Rhodin et al. 2021), Crocodylia (Brochu 2003; Savage 2017), Squamata em ge-

ral (Pyron et al. 2013; Burbrink et al. 2020), Scinciformata (Hedges 2014), Dactyloidea (Nicholson et al. 2018), Gymnophthalmoidea (Goicoechea et al. 2016) e Amphisbaenia (Longrich et al. 2015). Por questão de simplificação, não apresentamos todos os nomes acima de família atualmente em uso na literatura (e.g. Durocryptodira, Unidentata, Episquamata, Toxicofera, Colubroidea). Detalhes sobre alterações no arranjo nomenclatural desta versão frente à anterior (Costa & Bérnils 2018) são comentados no texto.

Um táxon foi adicionado a uma unidade federativa quando a fonte consultada citou *voucher* depositado em coleção científica ou trouxe ao menos uma fotografia que permite sua identificação. Em alguns casos excepcionais, o registro antecede a Costa & Bérnils (2018), mas não foi incluído na última edição da lista.

Supostos novos registros foram considerados duvidosos quando não apresentaram as condições acima delineadas, o que resultou em muitos registros questionados para algumas unidades federativas brasileiras. Conseqüentemente, cada caso questionado é comentado nas páginas a seguir. Convidamos a comunidade herpetológica a publicar (na própria *Herpetologia Brasileira*) possíveis validações dos registros postos em dúvida, por meio da citação de *voucher* e/ou fotografias,

ou mesmo sua invalidação e correção após nova consulta ao material. Há situações em que o material testemunho não foi reidentificado, mas apontou-se a possibilidade de erros de rotulagem, principalmente quando um registro apresenta-se muito discrepante do padrão corológico descrito para o táxon, resultando em sua invalidação.

A Lista Brasileira de Répteis não incorpora listas de sinônimos ou localidade-tipo dos táxons arrolados, nem dados de sua presença em outros países, mapas de distribuição, biomas de ocorrência ou nomes comuns/populares/vulgares disponíveis para as espécies e subespécies. Versões futuras poderão abranger essas e muitas outras informações que a enriqueçam e a tornem uma ferramenta cada vez mais útil.

Dados de padrões e tendências são apresentados a partir de figuras intuitivas constituídas por gráficos de barras e linhas, bem como mapas sumarizando informações disponibilizadas nas tabelas. As figuras foram confeccionadas no software QGIS versão 3.16 (QGIS Development Team 2021), Microsoft Excel versão 16.54 e Adobe Illustrator versão 25.3.1.

## Resultados e discussão

Reconhecemos globalmente 11.690 espécies de répteis (Uetz et al. 2021). O

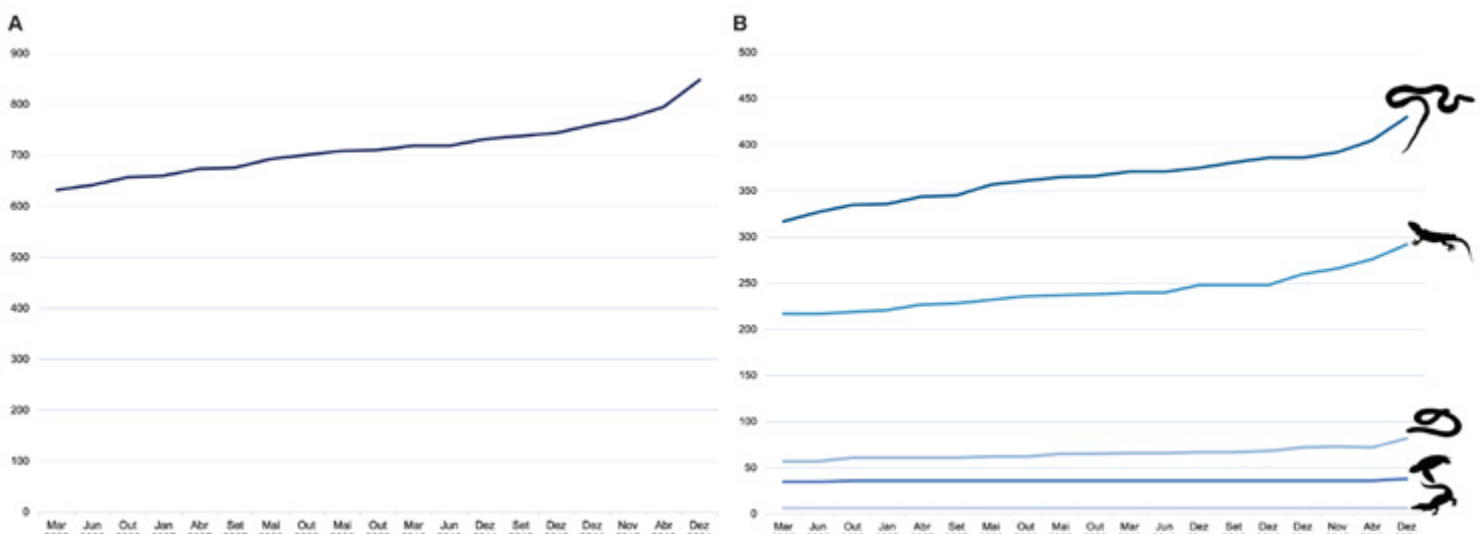
Brasil é um dos países que se destaca mundialmente quanto à elevada riqueza de répteis, pois conta atualmente com 848 espécies com pelo menos um registro de ocorrência confirmado dentro de seus limites territoriais (presente estudo). Atualmente, o Brasil ocupa o 3º lugar em riqueza de espécies de répteis do mundo, atrás apenas da Austrália (1.121) e do México (995) (Uetz et al. 2021). Do total de espécies de répteis brasileiros, encontramos 38 Testudines, 6 Crocodylia e 804 Squamata (82 anfisbênias, 292 lagartos e 430 serpentes). Considerando subespécies, temos 39 Testudines, 6 Crocodylia e 840 Squamata (85 anfisbênias, 298 lagartos e 457 serpentes), somando 885 táxons (presente estudo).

## *Padrões e tendências*

Nos últimos 16 anos, desde a publicação da primeira Lista de Répteis do Brasil, a riqueza conhecida de répteis no país aumentou 25,4%, passando de 632 espécies (SBH 2005) para as atuais 848 espécies (presente estudo; **Fig. 1A**), mas esse aumento não foi homogêneo nos grupos aqui considerados (**Fig. 1B**). As serpentes experimentaram o maior acréscimo (113 espécies adicionadas; de 317 espécies, em 2005, para 430 no presente estudo, um aumento de 26,2%); em segundo lugar estão os lagartos, com 75 espécies adicionadas (217 para 292 espécies, um aumento de 26,2%). As anfisbênias tiveram acrésci-

mo de 25 espécies (de 57 espécies para 82 espécies) e, proporcionalmente, foi o grupo com maior incremento de espécies (30,5%), com dois picos de acréscimos consideráveis: quatro espécies adicionadas entre dezembro de 2012 e dezembro de 2014 e 10 espécies entre abril de 2018 e o presente estudo. Testudines tiveram três espécies descritas (*Chelus orinocensis*, *Mesoclemmys*

*jurutiensis* e *Mesoclemmys perplexa*), saltando para 38 espécies, um aumento de 5,4%. Ao longo do tempo, os Crocodylia permaneceram com seis espécies, datando de 1825 a espécie mais recentemente descrita, *Melanosuchus niger*.



**Figura 1.** Tendência de acréscimos de espécies de répteis ao longo das publicações da Lista de Répteis do Brasil desde a primeira lista publicada (SBH 2005) até o presente artigo considerando: (A) todos os répteis e (B) cinco grupos distintos de répteis (Testudines, Crocodylia, Amphisbaenia, Lagartos e Serpentes). Fonte das imagens: PhyloPic (<http://phylopic.org>) e FlyClipart (<https://flyclipart.com>).

Os acréscimos de espécies à Lista de Répteis do Brasil, desde sua última versão, se devem a: (i) descrição de novas espécies (50 spp.); (ii) inclusão de táxons ausentes em versões anteriores; (iii) táxons registrados para o país pela primeira vez desde a última lista; ou (iv) táxons revalidados (veja “Táxons

incluídos nesta edição” para detalhes). Vinte e três táxons (um quelônio, quatro lagartos, uma anfisbena e 17 serpentes) foram retirados da Lista por serem considerados sinônimos juniores ou por ter-se chegado à conclusão de que não há registro confiável de sua presença no país (veja “Táxons excluídos nes-



ta edição”). Considerando as inclusões e exclusões, a Lista de Répteis do Brasil cresceu em 53 espécies e 43 espécies+subespécies desde a última publicação, sendo o maior crescimento já reportado entre versões da Lista – mas vale considerar que houve intervalo mais longo que o usual entre a última edição (abril 2018) e o presente estudo.

Nosso levantamento de dados mostra que a região Norte é a mais rica em espécies e espécies+subespécies de répteis (450 spp. / 472 spp.+sspp.), bem como de quelônios (26/27) Squamata (422/440), lagartos (160/164) e serpentes (235/246). A região Nordeste é a segunda mais rica, com 389 espécies e 406 espécies+subespécies de répteis,

e abriga a maior riqueza de Amphisbaenia (40/41). A região Centro-Oeste é a única a abrigar todas as seis espécies de jacarés brasileiros. A menor riqueza para todos os grupos encontra-se na região Sul, com 187 spp. / 196 spp.+sspp. de répteis, sendo 182/184 Squamata, 135/137 serpentes, 33/33 lagartos, 14 anfisbênias, 11 quelônios e 1 crocodyliano (Tab. 1). A disparidade entre as regiões Norte e Sul reflete claramente o esperado, principalmente pela discrepância de área territorial (a região Norte cobre mais de 45% do Brasil, enquanto a região Sul ocupa menos de 7%) e por suas respectivas posições no continente, sendo as regiões mais próximas à linha do equador conhecidas por abrigar elevada biodiversidade (Roll et al. 2017).

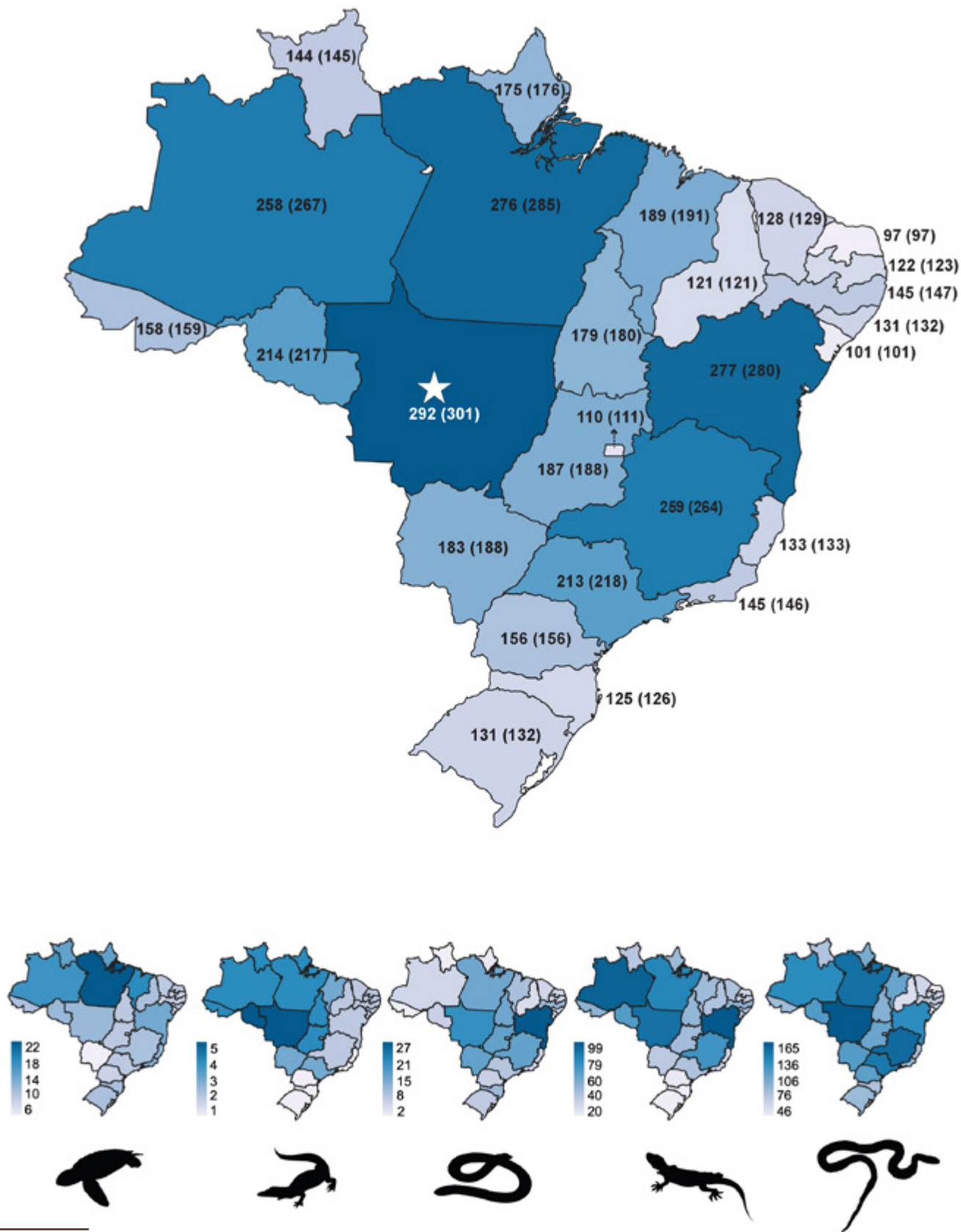
**Tabela 1.** Riqueza de espécies e espécies+subespécies (entre parênteses) de répteis nas cinco regiões políticas brasileiras. O maior valor para cada grupo é indicado em negrito. N: Norte; NE: Nordeste; CO: Centro-oeste; SE: Sudeste; S: Sul.

	<b>N</b>	<b>NE</b>	<b>CO</b>	<b>SE</b>	<b>S</b>
<b>Répteis</b>	<b>450 (472)</b>	389 (406)	348 (367)	317 (332)	187 (196)
<b>Testudines</b>	<b>26 (27)</b>	22 (22)	14 (14)	17 (17)	11 (11)
<b>Crocodylia</b>	5 (5)	4 (4)	<b>6 (6)</b>	3 (3)	1 (1)
<b>Squamata</b>	<b>422 (440)</b>	369 (380)	338 (347)	308 (312)	182 (184)
<b>Lagartos</b>	<b>160 (164)</b>	134 (134)	102 (103)	92 (94)	33 (33)
<b>Amphisbaenia</b>	27 (30)	<b>40 (41)</b>	28 (29)	22 (22)	14 (14)
<b>Serpentes</b>	<b>235 (246)</b>	195 (205)	208 (215)	192 (196)	135 (137)

Considerando as Unidades Federativas (UF) do Brasil (Tabs. 2 e 3, Fig. 2), o estado do Mato Grosso, na região Centro-Oeste, apresenta a maior riqueza de espécies e espécies+subespécies de répteis totais (292 e 301, respectivamente), assim como de Squamata (275/284), Serpentes (165/172) e Crocodylia (5, assim como Rondônia). Tal resultado pode ser explicado por fatores diversos: o Mato Grosso é o 3º estado do país em extensão territorial, possui grande heterogeneidade ambiental, com elementos da Amazônia, Cerrado e Pantanal, e nos últimos anos teve o conhecimento sobre sua fauna reptiliana ampliado. Em segundo lugar em riqueza de répteis está o estado da Bahia, com 277 espécies, seguido pelo estado do Pará (276). Contudo, se somadas as subespécies, a Bahia possui uma riqueza de 280 táxons, enquanto o Pará possui 285. O Pará detém a maior riqueza de quelônios do país (22 espécies e 23 espécies+subespécies), fato que pode ser explicado por ser o segundo estado brasileiro em extensão territorial com inúmeros cursos d'água das bacias Amazônica e Tocantins-Araguaia, além de áreas litorâneas. Já a Bahia abriga o maior número de espécies de lagartos (99) – se consideradas as subespécies, o estado do Amazonas se equipara à Bahia em riqueza de lagartos, com 99 táxons, muitos dos quais descritos/revalidados nos últimos anos, após revisões taxonômicas e amostragens em novas áreas. A Bahia também se destaca pela maior riqueza de anfisbênias (27

espécies); a riqueza de lagartos e anfisbênias da Bahia pode ser explicada pelas muitas espécies endêmicas das dunas do rio São Francisco, da Mata Atlântica do sul-sudeste baiano e da Chapada Diamantina, em sua maioria descritas nas últimas décadas.

Três UF se destacaram por apresentarem os menores números de riqueza de répteis (Tab. 2, Fig. 2). Em 27º lugar está o estado do Rio Grande do Norte, com 97 espécies, 85 das quais são Squamata (47 espécies de serpentes, 32 de lagartos e 6 de anfisbênias). Em 26º lugar está o estado de Sergipe, com 101 espécies, 90 das quais são Squamata (46 espécies de serpentes, 39 de lagartos e 5 de anfisbênias). E em 25º lugar está o Distrito Federal, com 110 espécies de répteis registradas, 103 das quais são Squamata (68 espécies de serpentes, 28 de lagartos e 7 de anfisbênias). O Distrito Federal e o estado de Sergipe são as UF que apresentam as menores extensões territoriais do país, justificando o baixo número de espécies de répteis. Embora o Rio Grande do Norte conte com uma síntese recente sobre sua riqueza de serpentes, os dados para esse grupo de répteis mostraram que só há amostragem em 32,34% da área do estado (Marques et al. 2021); a lacuna amostral pode se refletir para os demais grupos de répteis e explicar a baixa riqueza no estado, além do foco da maioria das pesquisas com répteis no Rio Grande do Norte ser ecológico, não taxonômico.



**Figura 2.** Riqueza de répteis por Unidades Federativas do Brasil. Margem superior: todos os répteis [espécies (espécies+subespécies)]. Margem inferior: espécies registradas para os cinco grupos distintos de répteis (Testudines, Crocodylia, Amphisbaenia, Lagartos e Serpentes). Detalhes sobre as espécies apresentadas no mapa estão na Tabela 2. Fonte das imagens: PhyloPic (<http://phylopic.org>) e FlyClipart (<https://flyclipart.com>).

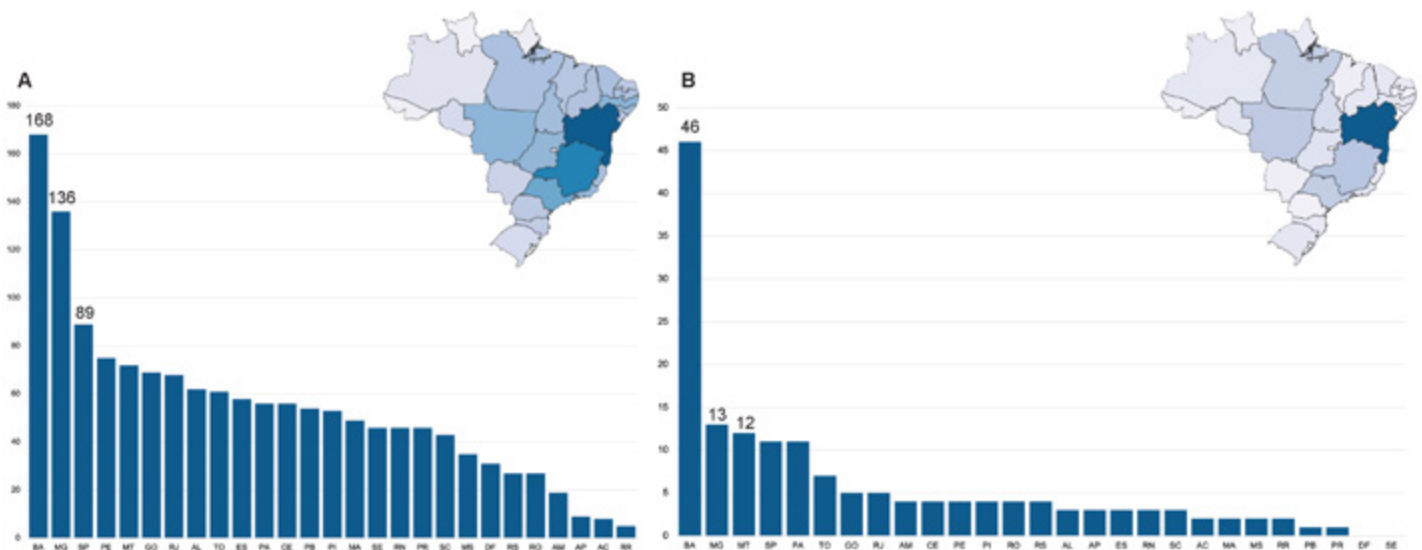


**Tabela 2.** Riqueza de espécies e espécies+subespécies (entre parênteses) de répteis das unidades federativas brasileiras. O maior valor para cada grupo é indicado em negrito.

	Répteis	Testudines	Crocodylia	Squamata	Lagartos	Amphisbaenia	Serpentes
<b>RR</b>	144 (145)	15 (16)	4 (4)	124 (124)	41 (41)	2 (2)	81 (81)
<b>AP</b>	175 (176)	15 (15)	4 (4)	156 (157)	49 (50)	3 (3)	104 (104)
<b>AC</b>	158 (159)	11 (11)	4 (4)	143 (144)	53 (54)	2 (2)	88 (88)
<b>RO</b>	214 (217)	12 (12)	<b>5 (5)</b>	197 (200)	69 (70)	7 (7)	121 (123)
<b>AM</b>	258 (267)	17 (17)	4 (4)	237 (246)	<b>95 (99)</b>	6 (7)	136 (140)
<b>PA</b>	276 (285)	<b>22 (23)</b>	4 (4)	250 (258)	82 (84)	15 (17)	153 (157)
<b>TO</b>	179 (180)	10 (10)	4 (4)	165 (166)	51 (51)	15 (15)	99 (100)
<b>MT</b>	<b>292 (301)</b>	12 (12)	<b>5 (5)</b>	<b>275 (284)</b>	90 (91)	20 (21)	<b>165 (172)</b>
<b>MS</b>	183 (188)	6 (6)	3 (3)	174 (179)	40 (41)	16 (16)	118 (122)
<b>GO</b>	187 (188)	10 (10)	4 (4)	173 (174)	47 (48)	16 (16)	110 (110)
<b>DF</b>	110 (111)	5 (5)	2 (2)	103 (104)	28 (29)	7 (7)	68 (68)
<b>MA</b>	189 (191)	18 (18)	3 (3)	168 (170)	48 (48)	10 (11)	110 (111)
<b>PI</b>	121 (121)	11 (11)	2 (2)	108 (108)	43 (43)	5 (5)	60 (60)
<b>CE</b>	128 (129)	10 (10)	2 (2)	116 (117)	44 (44)	6 (6)	66 (67)
<b>RN</b>	97 (97)	10 (10)	2 (2)	85 (85)	32 (32)	6 (6)	47 (47)
<b>PB</b>	122 (123)	9 (9)	2 (2)	111 (112)	37 (37)	6 (6)	68 (69)
<b>PE</b>	145 (147)	9 (9)	2 (2)	134 (136)	51 (51)	11 (11)	72 (74)
<b>AL</b>	131 (132)	10 (10)	2 (2)	119 (120)	40 (40)	6 (6)	73 (74)
<b>SE</b>	101 (101)	9 (9)	2 (2)	90 (90)	39 (39)	5 (5)	46 (46)
<b>BA</b>	277 (280)	14 (14)	2 (2)	261 (264)	<b>99 (99)</b>	<b>27 (27)</b>	135 (138)
<b>ES</b>	133 (133)	12 (12)	1 (1)	120 (120)	32 (32)	7 (7)	81 (81)
<b>MG</b>	259 (264)	11 (11)	2 (2)	246 (251)	74 (75)	16 (16)	156 (160)
<b>RJ</b>	145 (146)	13 (13)	1 (1)	131 (132)	34 (35)	6 (6)	91 (91)
<b>SP</b>	213 (218)	10 (10)	3 (3)	200 (205)	44 (46)	9 (9)	147 (150)
<b>PR</b>	156 (156)	9 (9)	1 (1)	146 (146)	23 (23)	7 (7)	116 (116)
<b>SC</b>	125 (126)	11 (11)	1 (1)	113 (114)	20 (20)	11 (11)	82 (83)
<b>RS</b>	131 (132)	11 (11)	1 (1)	119 (120)	21 (21)	8 (8)	90 (91)

Das 848 espécies (885 espécies+subespécies) de répteis brasileiros, 399 espécies (414 espécies+subespécies) são endêmicas do território nacional, correspondendo a quase metade da riqueza (46,9%). Sete espécies de quelônios (18,4%), nenhum crocodyliano e 392 espécies de Squamata (48,7%) são endêmicos do Brasil. Entre os Squamata, 162 espécies de lagartos (55,5%), 65 espécies de anfisbênias (79,2%) e 165 espécies de serpentes (38,4%) são endêmicas. Além da elevada porcentagem de espécies endêmicas de Amphisbaenia, o Brasil se destaca como o país com a maior riqueza de espécies do grupo no mundo, abrigando 40,5% das espécies válidas (Uetz et al. 2021).

Os níveis de endemismo variam bastante entre os grandes grupos de répteis e ao longo das UF. As Unidades Federativas com os maiores níveis de espécies+subespécies endêmicas do território brasileiro foram: Bahia (168 spp.), Minas Gerais (136 spp.) e São Paulo (89 spp.) (Fig. 3A). Por outro lado, as Unidades Federativas com os menores números de espécies+subespécies endêmicas do território brasileiro foram Roraima (5 spp.), Acre (8 spp.) e Amapá (9 spp.) (Fig. 3A).



**Figura 3.** Riqueza de répteis endêmicos representada em gráficos de barras e mapas. (A) Répteis endêmicos do Brasil. (B) Répteis endêmicos com ocorrência em uma única unidade federativa (i.e. endêmico de um só estado).

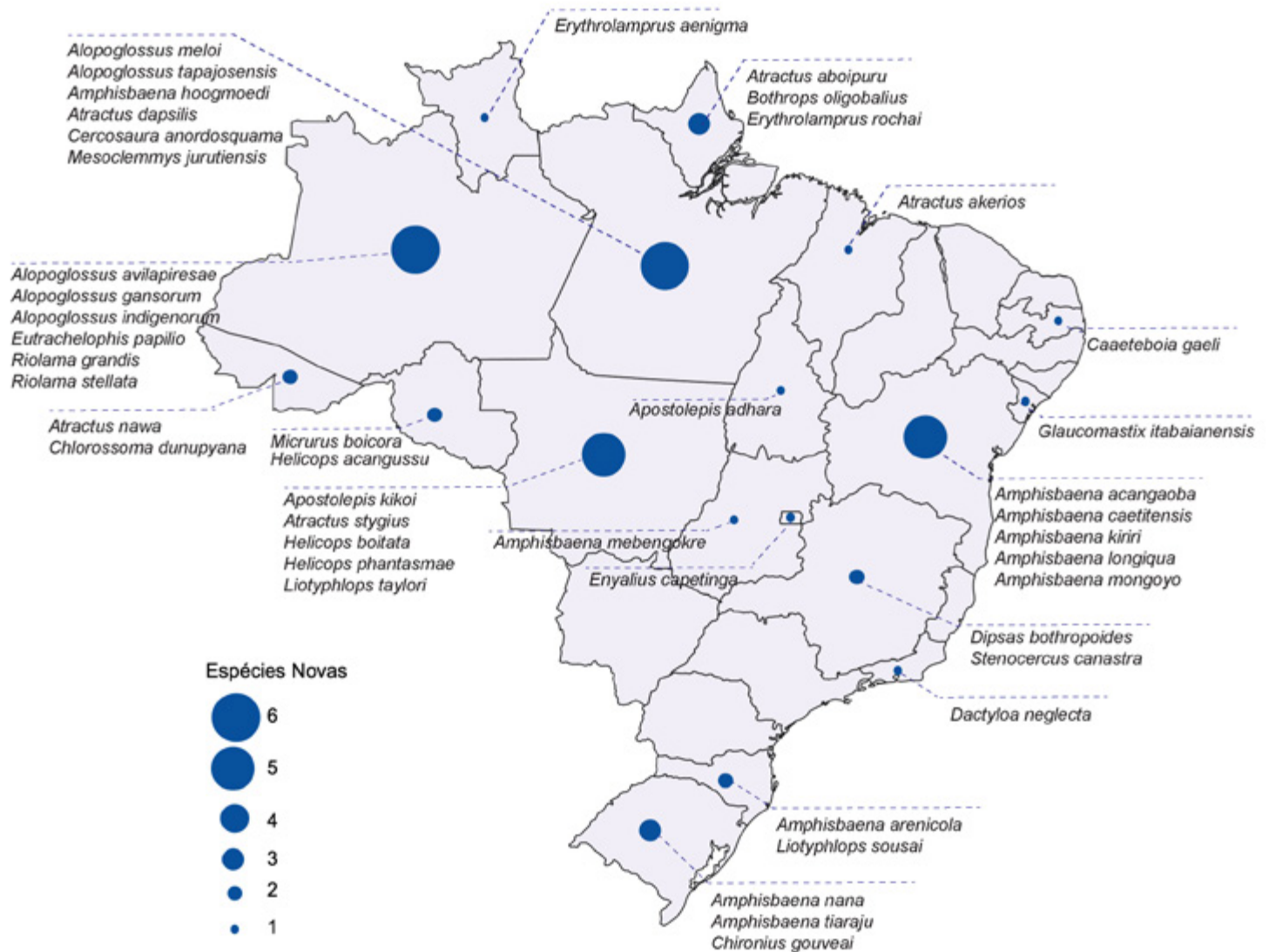
Ainda identificamos que 159 espécies+subespécies endêmicas do Brasil ocorrem em uma única Unidade Federativa, sendo, portanto, endêmicas destas. Neste sentido, a Bahia se destacou como a UF com maior número de espécies+subespécies endêmicas, somando extraordinários 46 táxons (Fig. 3B). Em segundo lugar está Minas Gerais, com 13 espécies+subespécies, seguido por Mato Grosso, com 12 espécies+subespécies (Fig. 3B). O Distrito Federal e Sergipe não apresentaram nenhum táxon de réptil endêmico de seus limites (Fig. 3B).

Um total de 50 espécies novas foram descritas desde a última versão da lista, das quais 45 tiveram holótipos atribuídos a 18 UF brasileiras (em destaque, Tab. 3). As UF com maior número de holótipos associados foram Amazonas e Pará (6 spp.), seguidos da Bahia e Mato Grosso, com cinco espécies cada (Fig. 4). Oito UF (Distrito Federal, Goiás, Maranhão, Paraíba, Rio de Janeiro, Sergipe, Tocantins e Roraima) tiveram uma única espécie com holótipo atribuído (Fig. 4). Trabalhos de biologia evolutiva têm descoberto novas linhagens de répteis para o Brasil (e.g. Lanna et al. 2018; Jardim et al. 2021; Torres-Carvajal & Terán 2021), algumas das quais ainda carecem de investigação morfológica e descrição taxonômica formal. A descrição das 50 espécies, o histórico ascendente de descrição de novos táxons ao longo do tempo (Fig. 5), a distribuição geográfica

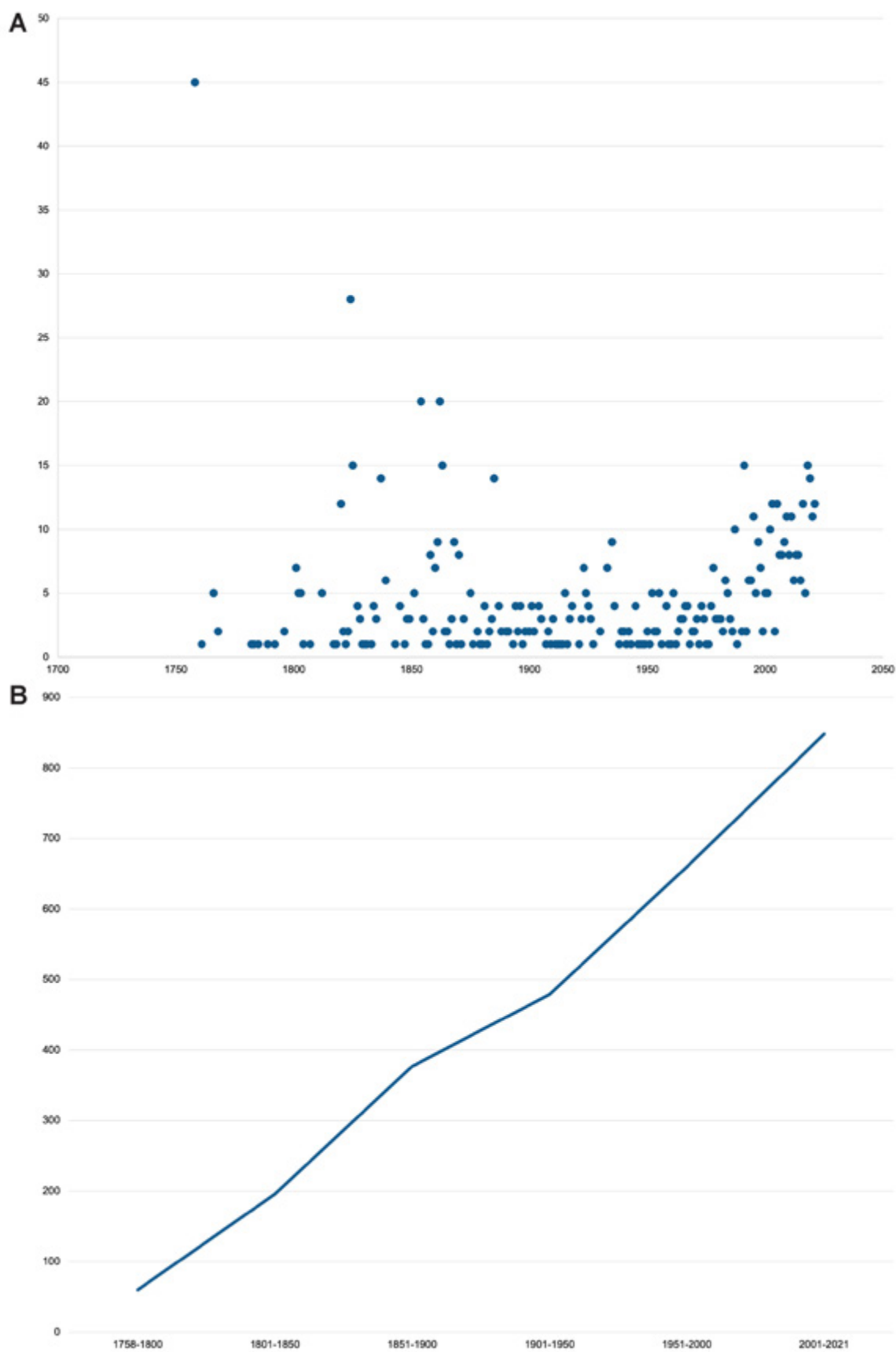
dos holótipos e a descoberta de novas linhagens, reforçam que o Brasil desponta como área prioritária para descoberta de novas espécies de répteis no mundo (Moura & Jetz 2021).

O Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção (ICMBio 2018a; 2018b) apresenta as tendências observadas quanto ao *status* de conservação para 732 espécies de répteis avaliadas durante os anos de 2012–2013 (Fig. 6). A maioria dos répteis brasileiros encontra-se em situação Menos Preocupante (LC; 566 espécies). Dentre as categorias de ameaça, os lagartos se destacam com 37 espécies ameaçadas, sendo quatro espécies Criticamente em Perigo (CR), 22 Em Perigo (EN) e 11 Vulneráveis (VU). As serpentes possuem 34 espécies ameaçadas, sendo quatro CR, 20 EN e 10 VU. Oito anfisbênias estão em categoria de ameaça (7 EN e 1 VU), assim como seis quelônios, com destaque para as cinco espécies de tartarugas marinhas registradas no litoral brasileiro (2 CR, 2 EN e 1 VU). Dentre os táxons Deficientes em Dados (DD) destacam-se as anfisbênias (14 espécies, 21%), seguidas por quelônios (7 espécies, 19,4%), lagartos (20 espécies, 8%) e serpentes (23 espécies, 6,2%). Nenhuma espécie de crocodiliano está em categoria de ameaça ou nacionalmente considerada DD.

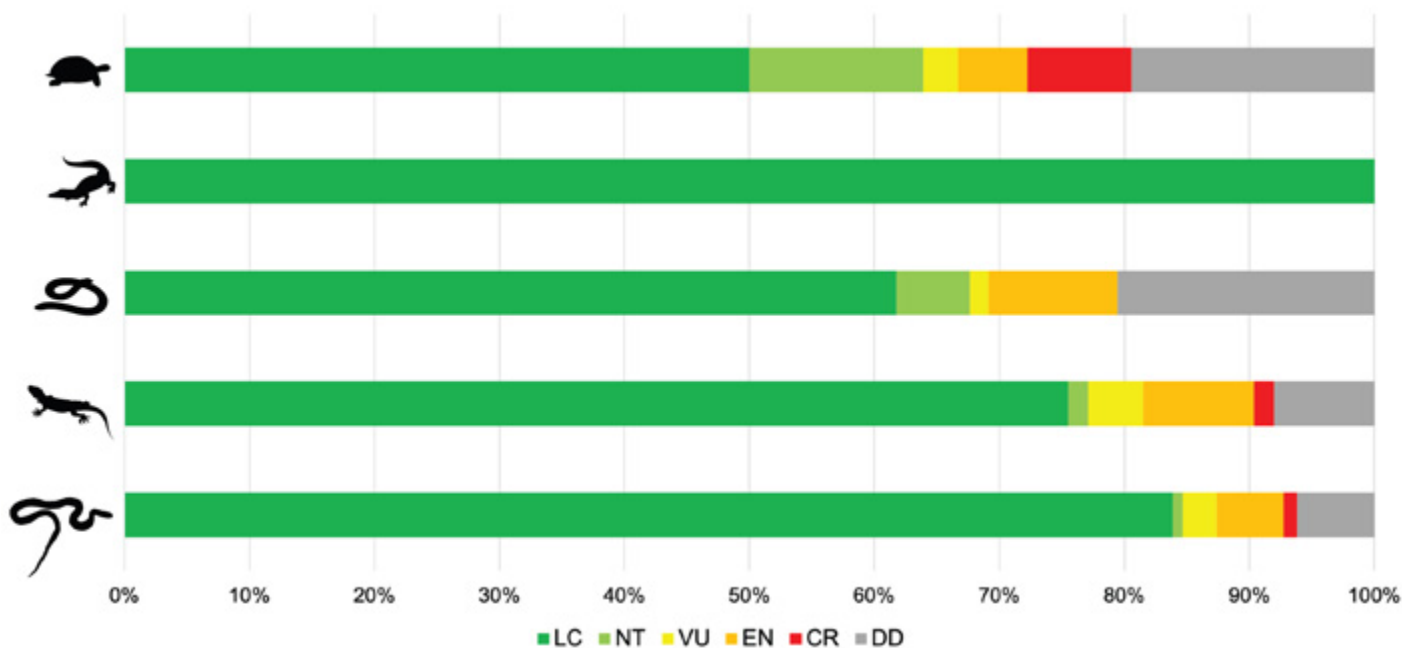




**Figura 4.** Mapa apresentando os valores e nomes das espécies de répteis descritas de março de 2018 a dezembro de 2021, com base na unidade federativa de procedência do holótipo. Detalhes sobre as espécies apresentadas no mapa estão na **Tabela 3** e seção “Táxons incluídos nesta edição”.



*Figura 5.* Tendência de descrição de espécies de répteis brasileiros ao longo do tempo, de 1758 a 2021. (A) dados de descrição dos répteis apresentados de modo estratificado por cada ano. (B) Acúmulo das espécies descritas ao longo do tempo.



**Figura 6.** Proporção das categorias de 730 espécies de répteis avaliadas quanto ao seu status de conservação (ICMBio, 2018a,b). Do total de espécies avaliadas à época, 566 foram classificadas como Menos Preocupante (LC), 64 como Deficientes em Dados (DD), 51 como Em Perigo (EN), 23 como Vulnerável (VU), 16 como Quase Ameaçada (NT) e 11 como Criticamente Ameaçada (CR).

## Notas nomenclaturais

### Testudines

***Ranacephala hogei*:** análises moleculares apontaram que o gênero *Mesoclemmys* não é monofilético, sendo *M. hogei* grupo irmão de um clado formado por *Phrynops* e os demais *Mesoclemmys* (Thomson et al. 2021). Com base nesses resultados, Rhodin et al. (2021) propõem a revalidação do gênero monotípico *Ranacephala*.

**Testudinoidea:** vínhamos usando Testudinoidea Fitzinger, 1826, adotado pelo *Turtle Taxonomy Working Group* (Rhodin et al. 2017; 2021). Porém, seguindo o Princípio da Coordenação, que preconiza que toda a série de nomes do grupo-família baseada no mesmo nome genérico deve compartilhar autoria e data (ICZN 1999), o correto é Kinosternoidea Agassiz, 1857 e Testudinoidea Batsch, 1788. Ademais, é interessante ressaltar que os nomes Testudines Linnaeus, 1758, Testudinata Klein in Behn, 1760, Testudines Batsch, 1788,

Chelonii Brongniart, 1800, ou Testudinata Opperl, 1811, não se aplicariam ao táxon que compõe o grupo dos cágados, jabutis e tartarugas (Dubois & Bour 2010). Contudo, nenhuma alternativa foi fornecida até agora, e uma vez que o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica não rege a nomenclatura acima do grupo-família, a indefinição permanece. Assim, optamos por manter o uso de Testudines Batsch, 1788 até que uma solução seja apontada.

### Squamata

Frétey & Dubois (2019) apontam que Opperl (1811a) incluiu os crocodilianos em Squamata e Merrem (1820) teria sido o primeiro autor a usar Squamata excluindo os crocodilianos. Embora o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica não regule nomes acima do grupo-família, seria recomendável atribuir a autoria de Squamata a Merrem, não a Opperl (Frétey & Dubois 2019).

### Squamata - Lagartos

**Alopoglossus brevifrontalis:** análise filogenética de Alopoglossidae baseada em caracteres morfológicos e moleculares propôs a sinonímia de *Ptychoglossus* Boulenger, 1890 com *Alopoglossus* Boulenger, 1885 (Hernández Morales et al. 2020).

**Anguiformes:** nas últimas edições da lista vínhamos usando o nome An-

guimorpha Fürbringer, 1900. Contudo, Burbrink et al. (2020) adotam Anguimorfes Conrad, 2006, que basicamente exclui os anguimorfos “basais” (Conrad 2008).

**Dactyloidae e Dactyloinae:** Dactyloidae foi dividida em Dactyloinae e Anolinae e Wagler (1830) foi citado como autor de Dactyloidae/Dactyloinae (Nicholson et al. 2018). Porém, Wagler descreveu o gênero *Dactyloa* e o alocou na “Familia II. *L. pachyglossae*”, não havendo em seu texto qualquer referência ao que poderia vir a ser Dactyloidae. Portanto, mantivemos Fitzinger (1843) como autor de Dactyloidae.

**Diploglossidae:** ao longo dos últimos anos, diferentes autores têm considerado o clado formado pelos gêneros *Celestus*, *Diploglossus* e *Ophiodes*, ora como família (Vidal & Hedges 2009; Schools & Hedges 2021), ora como subfamília (Pyron et al. 2013), sendo a primeira forma, que seguimos aqui, adotada recentemente por Burbrink et al. (2020). Ademais, corrigimos um erro perpetuado nas versões anteriores da Lista, sobre a autoria de Diploglossidae/Diploglossinae, que deve ser atribuída a Cope (1864).

**Gekkonidae:** a autoria deve ser atribuída a Opperl (1811b), não Gray (1825) (Frétey & Dubois 2019).



**Iguania:** alguns autores argumentam que a autoria de Iguania dada a Cuvier (1817) seria equivocada, por ele ter usado uma forma não latinizada (Iguaniens), sendo Cope (1864) o primeiro a grafar Iguania (Frost & Etheridge 1989). O Código Internacional de Nomenclatura Zoológica não regulamenta nomes acima do grupo-família, mas há autores que sugerem que, por consistência e paralelismo com suas regras, a autoria de um nome acima da categoria de superfamília latinizado após a primeira publicação deveria ser dada ao autor original (Dubois 2009).

**Cercosaura:** estudo (Sturaro et al. 2018) considerando morfologia externa e dados genômicos no complexo de espécies *Cercosaura ocellata* suportou o reconhecimento de quatro espécies; elevou *C. o. bassleri* ao nível de espécie, revalidou *C. olivacea* e considerou *C. o. petersi* e *C. humilis* como sinônimos de *C. olivacea*, além de apresentar a delimitação geográfica das linhagens.

**Norops williamsii:** conhecido apenas pelo holótipo, depositado no Muséum national d'Histoire naturelle (Paris), que teria sido coletado na Bahia, este táxon foi sinonimizado com *Anolis sallaei* Günther, 1859 (= *Anolis sericeus* Hallowell, 1856) (Boulenger 1885), mas depois considerado válido (Peters & Donoso-Barros 1970). Recentemente, em material suplementar *online*, Poe et al. (2017) conside-

ram “tentativamente” *N. williamsii* como sinônimo júnior de *N. sericeus*, sem mais argumentos. Nicholson et al. (2018) mantiveram *N. williamsii* como válido, posição que adotamos nesta lista até que novo estudo detalhado sobre o tema seja publicado.

**Stenocercus albolineatus:** versões preliminares de artigos (e.g. *online first* e *early view*) que diferem da versão final ao não informarem, por exemplo, o número de volume, fascículo e/ou páginas, não são consideradas publicação para fins nomenclaturais (International Commission on Zoological Nomenclature 2012). Desta forma, a descrição de *S. albolineatus*, disponibilizada no final de 2015, não tem validade; apenas em 2016 o nome ficou oficialmente disponível para fins nomenclaturais, quando da publicação da versão final do artigo (Teixeira Jr et al. 2016). Por este motivo, ajustamos a data de descrição da espécie na lista.

## Squamata - Amphisbaenia

**Amphisbaena munoai:** na presente edição da lista corrigimos o ano da descrição da espécie, que vinha sendo informado como 1966, quando o correto é 1960 (Klappenbach 1960).

## Squamata - Serpentes

**Apostolepis phillipsi:** Colli et al. (2019) alertaram sobre o uso de *A.*

*phillipsi* no lugar de *A. phillipsae* (forma que vínhamos adotando na lista). Adicionalmente, esses autores questionaram os registros anteriores da espécie no estado do Mato Grosso e apresentaram o primeiro registro inequívoco de *A. phillipsi* para o Brasil.

***Apostolepis thalesdelemai* e *A. mariae*:** devido à data de registro no Zoobank dos dados referentes ao artigo de descrição de *A. thalesdelemai* e *A. mariae*, sua publicação oficial deve ser considerada como ocorrente no ano de 2017, não 2016 (Entiauspe-Neto et al. 2020b). Além disso, *A. mariae* foi sinonimizada com *A. thalesdelemai* (vide “Táxons excluídos nesta edição” para detalhes).

***Bothrops diporus*, *B. marmoratus*, *B. mattogrossensis* e *B. neuwiedi*:** a despeito da revisão taxonômica relativamente recente, baseada em caracteres morfológicos (Silva & Rodrigues 2008), problemas taxonômicos envolvendo o complexo de espécies do chamado “grupo *neuwiedi*” persistem. Dados genéticos somados aos morfológicos apontam para um grande desafio a ser resolvido (Carrasco et al. 2019), indicando que mudanças nomenclaturais devem ocorrer nos próximos anos. Por exemplo, o que chamamos de “*B. diporus*” no Brasil representaria uma possível espécie nova, mais proximamente relacionada a *B. pubescens*. *Bothrops mattogrossensis* e *B. neuwiedi*

também seriam complexos de espécies a serem devidamente identificadas e nomeadas (Carrasco et al. 2019). É ainda provável que o nome *Bothrops sone* Carrasco et al. 2019 se aplique aos indivíduos de *B. mattogrossensis* do noroeste do Mato Grosso e Rondônia. Por ora, preferimos não alterar o *status quo*, uma vez que o mais recente estudo taxonômico sobre o tema não propôs mudanças formais envolvendo estes táxons (Carrasco et al. 2019).

***Chironius maculoventris* e *Chironius septentrionalis*:** a tese de doutorado de Wiest (1978) pode ser considerada como trabalho publicado, segundo as exigências do Código Internacional de Nomenclatura Zoológica, dando-lhe a autoria dos nomes *C. maculoventris* e *C. septentrionalis* (Entiauspe-Neto & Loebmann 2019). Em relação a *C. septentrionalis*, há questionamentos quanto à identificação do exemplar da Serra da Mocidade, Roraima (INPA-H 36499) (Moraes et al. 2017), considerando-se o padrão de distribuição até então conhecido para a espécie (Paulo Passos, com. pess.). Preferimos, contudo, manter o táxon como parte da fauna brasileira até a publicação da redeterminação do material.

***Chlorosoma*:** estudos sistemáticos envolvendo os táxons de Philodryadini propuseram mudanças nomenclaturais, como a transferência de *Philodryas laticeps* e *P. viridissima* para o gênero

*Chlorosoma*, revalidado (Arredondo et al. 2020; Melo-Sampaio et al. 2021).

***Corallus hortulana*:** cuidadosa análise dos nomes específicos usados por Lineu entre 1758 e 1767 concluiu que alguns foram originalmente escritos com a primeira letra maiúscula por serem invariáveis, ou seja, seu gênero gramatical não deve concordar com o do gênero nomenclatural ao qual estão ligados (Frétey 2019). Assim, *Boa Hortulana* não deveria ser alterada para *Corallus hortulanus*, mas para *Corallus hortulana*.

***Dipsas*:** em revisão sistemática de Dip-sadini, as espécies de *Sibynomorphus* se mostraram aninhadas em diferentes clados dentro de *Dipsas* (Arteaga et al. 2018). Resultado similar já havia sido apontado (Grazziotin et al. 2012), mas sem mudanças taxonômicas. A solução apontada no mais recente estudo foi a de considerar *Sibynomorphus* Fitzinger, 1843 como sinônimo júnior de *Dipsas* Laurenti, 1768 (Arteaga et al. 2018).

***Erythrolamprus cobella*:** a espécie foi descrita originalmente como *Coluber Cobella*, sendo o nome específico um substantivo, o qual não deve concordar com o gênero gramatical do gênero nomenclatural (Frétey 2019). Portanto, a grafia correta é *E. cobella* e não *E. cobellus*.

***Erythrolamprus macrosoma*:** em recente revisão taxonômica de *E. reginae* (Ascenso et al. 2019), *E. macrosoma* foi reconhecida como espécie plena e não mais uma subespécie – para o uso da grafia *macrosoma* ao invés de *macrosomus*, vide Costa & Bérnils (2018).

***Helicops angulatus*:** análise molecular apontou que *H. angulatus* é parafilético com relação a *H. gomesi* (Murphy et al. 2020). Para solucionar o problema, os autores revalidaram *Helicops cyclops* Cope, 1868, cuja localidade-tipo é “Bahia, Brazil”. Contudo, o novo estudo não delimita geograficamente *H. angulatus* e *H. cyclops*, deixando claro apenas que a população de Trinidad e Tobago pertence à primeira espécie e as populações do “leste brasileiro” seriam *H. cyclops* (Murphy et al. 2020). Ressalta-se ainda que, embora *H. angulatus* (*sensu lato*) seja muito comum no país, apenas quatro exemplares brasileiros foram examinados. Visando evitar possível instabilidade nomenclatural desnecessária, tendo em vista que nossa lista não apenas cita as espécies registradas no Brasil, mas também para cada UF, optamos por manter *H. cyclops* na sinonímia de *H. angulatus* até que uma delimitação mais precisa da distribuição geográfica dos táxons seja publicada.

***Leptomicrurus*:** o nome *L. collaris breviventris* (Roze & Bernal-Carlo, 1988) – sem registros no Brasil – foi

sinonimizado com *L. c. collaris* (Schlegel, 1837); *L. narducci melanotus* (Peters, 1881) – presente no Brasil – foi sinonimizado com *L. n. narducci* (Jan, 1863) (Silva Jr. et al. 2021a). Alguns autores têm considerado *Leptomicrurus* um sinônimo de *Micrurus*, devido ao seu posicionamento filogenético aparentemente mais relacionado às corais de tríades (Jowers et al. 2019; Hurtado Gómez et al. 2021), mas mantivemos *Leptomicrurus* como gênero distinto, seguindo (Silva Jr. et al. 2021b).

***Leptophis*:** em estudo filogenético recém-publicado, baseado em dados moleculares (Torres-Carvajal & Terán 2021), algumas subespécies de *L. ahaetulla* foram elevadas ao nível de espécie, incluindo *L. a. marginatus* e *L. a. nigromarginatus*, ocorrentes no Brasil (Albuquerque 2008). Os autores, contudo, não incluíram *L. a. liocercus* nas análises (Torres-Carvajal & Terán 2021). Portanto, consideramos aqui *L. marginatus* e *L. nigromarginatus* como espécies distintas, mas mantivemos *L. ahaetulla* com as subespécies *L. a. ahaetulla* e *L. a. liocercus*. Torres-Carvajal & Terán (2021) também apontam que indivíduos do estado do Ceará pertencem a uma espécie nova, em fase de descrição. De fato, esta espécie, distribuída em parte do nordeste brasileiro, foi reconhecida na tese de Albuquerque (2008) e suas populações vêm sendo arbitrariamente determinadas por nós como *L. a. liocercus* (Costa & Bérnils 2018; presente

estudo), à espera da descrição formal, a qual, assim como a revisão taxonômica do gênero *Leptophis*, encontra-se no prelo (Nelson Albuquerque, com. pess.).

***Micrurus annelatus bolivianus*:** elevada à categoria de espécie (Silva Jr. et al. 2021b).

***Micrurus carvalhoi* e *M. lemniscatus*:** dois estudos recentes sugerem elevar *M. l. carvalhoi* à categoria de espécie (Hurtado Gómez et al. 2021; Pires et al. 2021) e sinonimizar *M. l. helleri* com *M. l. lemniscatus* (Pires et al. 2021) ou também elevá-la a espécie, porém restrita ao sopé dos Andes (Hurtado Gómez et al. 2021). Assim, *M. lemniscatus* passa a ser táxon monotípico.

***Micrurus altirostris*:** o ano de publicação da descrição do táxon é 1960 e não 1959, como vínhamos informando (Osborn 1929; Silva Jr. et al. 2021a).

***Micrurus obscurus*:** revisão do status taxonômico de *Micrurus spixii* (Nascimento et al. 2019) apontou que *M. s. martiusi* é sinônimo de *M. s. spixii* e *M. s. princeps* é sinônimo de *M. s. obscurus*, a qual foi elevada a espécie. Além disso, completamos a autoria de *M. obscurus*, que vínhamos citando erroneamente.



***Micrurus ortonii***: as duas subespécies de *M. hemprichii* (*M. h. hemprichii* e *M. h. ortonii*), foram elevadas a espécies plenas em publicação que nos passou despercebida na versão anterior da Lista (Valencia et al. 2016). A nova proposta nomenclatural foi seguida, por exemplo, na descrição de *M. boicora* (Bernarde et al. 2018).

***Oxybelis aeneus***: novos estudos apontam que *O. aeneus* é um complexo de espécies, o que tem levado à descrição de novos táxons e a revalidação de alguns sinônimos (Jadin et al. 2019; 2020; 2021). Mais recentemente, a revalidação de *Oxybelis acuminatus* (Wied, 1824) foi proposta para as populações da Mata Atlântica brasileira (Jadin et al. 2021). Contudo, esta proposta se baseou exclusivamente no exame morfológico do holótipo de *O. acuminatus*. Embora seja plausível que exemplares atlânticos atribuídos a *O. aeneus* pertençam a um táxon distinto, optamos por não considerar a revalidação de *O. acuminatus* até que seja publicada uma delimitação mais precisa dos seus caracteres diagnósticos e da distribuição geográfica.

***Palusophis bifossatus***: análises moleculares apontaram que o gênero *Mastigodryas* não é monofilético, sendo *M. bifossatus* grupo irmão de um clado formado por *Simophis rhinostoma* e *Drymoluber* (Montingelli et al. 2019). Desta forma, o nome genérico *Palusophis* foi criado para alocar *M. bifossatus*.

***Phalotris cerradensis***: no intervalo entre a última e a presente Lista, *P. cerradensis* foi descrita (Silveira 2020) e, em seguida, sinonimizada com *P. concolor* (Entiauspe-Neto et al. 2021c).

***Pseudablakes***: estudo sistemático envolvendo os táxons de Philodryadini propôs mudanças nomenclaturais, como a transferência de *Philodryas agassizii*, *P. arnaldoi*, e *P. patagoniensis* para o gênero *Pseudablakes*, revalidado (Melo-Sampaio et al. 2021).

***Scolecophidia***: como comentamos anteriormente (Costa & Bérnils 2015; 2018), embora as filogenias mais recentes indiquem que *Scolecophidia* não constitui um grupo monofilético, mantivemos seu uso por conveniência, visão também adotada por outros autores (Nogueira et al. 2019).

***Typhlopidae e Typhlopinae***: a autoria deve ser atribuída a Gray (1825) e não a Merrem (1820) (Frétey & Dubois 2021).

***Xenoxybelis***: estudos sistemáticos envolvendo os táxons de Philodryadini propuseram mudanças nomenclaturais, como a transferência de *Philodryas argentea* e *P. georgeboulengeri* para o gênero *Xenoxybelis*, revalidado (Arredondo et al. 2020; Melo-Sampaio et al. 2021). Para explicação do uso de *Xenoxybelis boulengeri* ao invés de *X. georgeboulengeri*

*boulengeri*, ver Arredondo et al. (2020) e Melo-Sampaio et al. (2020).

### **Nota sobre endemismos**

Ao contrário do que informamos na edição anterior, as seguintes espécies não são endêmicas do Brasil: *Apostolepis christineae* (Entiauspe-Neto & Lema 2015), *A. intermedia*, *Erythrolamprus oligolepis*, *Eunectes deschauenseei*, *Lygophis paucidens*, *Philodryas livida*, *P. nattereri*, *Mastigodryas moratoi*, *Micrurus paraisis*, *Pseudoboa haasi* e *Siagonodon cupinensis* (Nogueira et al. 2019). Além dessas, *Atractus albuquerquei* foi recentemente registrada na Bolívia (Powell et al. 2020), o que também retira esta espécie da lista de endêmicos do Brasil.

### **Táxons incluídos nesta edição**

#### **Testudines**

**Cheloidea, Chelydroidea, Pelomedusoidea, Peltocephalinae, Podocnemidinae e Testudininae:** nomes reconhecidos por Rhodin et al. (2021) a partir de recentes estudos filogenéticos (Thomson et al. 2021).

***Chelus orinocensis*:** descrito a partir de material das bacias do rio Orinoco e do alto rio Negro, além do rio Branco, na Colômbia, Venezuela, Guiana e Brasil (Amazonas e Roraima) (Vargas-Ramírez et al. 2020).

***Mesoclemmys jurutiensis*:** descrito com base em exemplares do estado do Pará (Cunha et al. 2021).

***Mesoclemmys wermuthi*:** Cunha et al. (2019), analisando a morfologia de neonatos e juvenis, apontaram que indivíduos identificados como *M. heliostemma* representam apenas um morfo de coloração de *M. raniceps*, devendo o primeiro nome ser considerado sinônimo do segundo. Cunha et al. (2019) também sugeriram que *Phrynops wermuthi* (então sinônimo de *M. raniceps*) é um táxon válido, mas cujo nome aplicável seria *M. maculata* (Gray, 1873). Contudo, uma vez que o holótipo de *Hydraspis maculata* tem procedência incerta e o nome não é utilizado desde sua sinonimização (Boulenger, 1889), Rhodin et al. (2021) o consideram *nomem oblitum*, reconhecendo *Mesoclemmys wermuthi* como válido.

#### **Squamata**

##### **Squamata - Lagartos**

***Alopoglossus amazonicus*:** revalidado após a recente revisão taxonômica de *A. angulatus*, com base em material de Rondônia (Ribeiro-Júnior et al. 2020a).

***Alopoglossus avilapiresae*:** descrito após a recente revisão taxonômica de *A. angulatus*, com base em material do Acre e Amazonas, além de Colômbia e Peru (Ribeiro-Júnior et al. 2020a).

***Alopoglossus collii***: descrito após a recente revisão taxonômica de *A. angulatus*, com base em material de Rondônia e Mato Grosso (Ribeiro-Júnior et al. 2020a).

***Alopoglossus gansorum***: descrito com base em exemplares do estado do Amazonas (Ribeiro-Júnior et al. 2021).

***Alopoglossus indigenorum***: descrito com base em exemplares do estado do Acre e Amazonas (Ribeiro-Júnior et al. 2021).

***Alopoglossus meloi***: descrito com base em exemplares dos estados de Amazonas e Pará (Ribeiro-Júnior 2018).

***Alopoglossus tapajosensis***: descrito com base em exemplares do estado do Pará (Ribeiro-Júnior et al. 2021).

***Alopoglossus theodorusi***: descrito com base em material da Guiana Francesa e Amapá (Ribeiro-Júnior et al. 2020b).

***Arthrosaura versteegii***: registrado para algumas localidades no estado do Pará (Avila-Pires et al. 2018).

***Cercosaura anodorsquama***: descrito com base em exemplares dos estados de Amazonas, Mato Grosso, Pará e

Rondônia, a maioria previamente identificada como *C. ocellata* (Sturaro et al. 2018).

***Cercosaura olivacea***: revalidado após revisão taxonômica de *Cercosaura* gr. *ocellata* (Sturaro et al. 2018).

***Dactyloa neglecta***: descrito com base em exemplares do Parque Nacional da Serra dos Órgãos, estado do Rio de Janeiro (Prates et al. 2020). Uma versão preliminar (*early view*) da descrição foi disponibilizada em dezembro de 2019. Por não se tratar essa versão do “registro científico permanente” com “conteúdo e *layout* fixos” (ICZN 2012), interpretamos que o nome do táxon só se tornou disponível após a publicação da versão final, ou seja, com informação do volume, fascículo e paginação do artigo (Dubois 2015), o que só ocorreu em 2020. Além da questão referente à data, adotamos aqui o nome *Dactyloa neglecta* ao invés do original *Anolis neglectus*. A taxonomia dos Dactyloidae vem passando por mudanças que criaram um debate nos últimos anos entre dois grupos de taxonomistas com propostas distintas. Um grupo sugere a divisão de *Anolis*, gênero com mais de 400 espécies e diversos grupos ecomorfológicos bem distinguíveis, em diferentes gêneros monofiléticos (Nicholson et al. 2012, 2014, 2018), enquanto o segundo grupo recomenda uma visão conservadora (Del Rosario Castañeda & de Queiroz 2013; Poe 2013; Poe et al.

2017). A primeira proposta (de divisão de *Anolis*) vem sendo seguida por nós há alguns anos (Costa & Bérnils 2014, 2015, 2018) e decidimos mantê-la para evitar instabilidade nomenclatural.

***Enyalius capetinga***: descrito com base em exemplares de Goiás, Distrito Federal e noroeste de Minas Gerais, previamente identificados como *E. bilineatus* ou *E. aff. bilineatus* (Breitman et al. 2018).

***Glaucomastix itabaianensis***: descrito a partir da divisão de *G. abaetensis* em dois táxons, tendo *G. itabaianensis* distribuição entre os rios Itapicuru (Bahia) e São Francisco (Sergipe) (Rosário et al. 2019).

***Neusticurus arekuna***: descrito com base em exemplares da Venezuela e Brasil (estado de Roraima), previamente classificados como *Neusticurus rudis* (Kok et al. 2018).

***Neusticurus medemi***: citado para o Brasil com base em exemplares coletados no estado do Amazonas (Marques-Souza et al. 2018).

***Neusticurus surinamensis***: estudos com sistemática filogenética de *Neusticurus* mostraram que *N. rudis* era polifilético, sendo as populações do leste do Escudo das Guianas reconhecidas como *N. surinamensis*, revalidado (Marques-Souza et al. 2018).

***Stenocercus canastra***: descrito por com base em exemplares procedentes do Parque Nacional da Serra da Canastra (Minas Gerais) (Avila-Pires et al. 2019).

***Riolama grandis* e *Riolama stellata***: descritos com base em exemplares procedentes do Parque Nacional do Pico da Neblina (Amazonas, Brasil) e do Cerro de la Neblina (Venezuela) (Recoder et al. 2020). A descrição destas espécies levou à inclusão de uma nova subfamília de Gymnophthalmidae na lista brasileira: Riolaminae Kok, 2015.

### **Squamata - Amphisbaenia**

***Amphisbaena acangaoba***: descrito com base em exemplares procedentes de Sento Sé e Umburanas, Bahia (Ribeiro et al. 2020).

***Amphisbaena arenicola***: descrito com base em exemplares procedentes de Florianópolis e Palhoça, Santa Catarina, após revisão taxonômica de *A. munoai* (Perez & Borges-Martins 2019).

***Amphisbaena caetitensis***: descrito com base em exemplares procedentes de Caetité, Bahia (Almeida et al. 2018).

***Amphisbaena kiriri***: descrito com base em exemplares procedentes de Campo Formoso, Bahia (Ribeiro et al.



2018); posteriormente registrada para Sento Sé e Umburanas (Ribeiro et al. 2020).

***Amphisbaena hiata***: primeiro registro para o Brasil, com base em um exemplar (ZUFMS 1023) de Porto Murinho, Mato Grosso do Sul (Costa et al. 2019a).

***Amphisbaena hoogmoedi***: descrito com base em exemplares procedentes de Jacareacanga, Pará (Oliveira et al. 2018).

***Amphisbaena longinqua***: descrito com base em um exemplar da Serra do Cafundó, Piatã, Bahia (Teixeira Jr et al. 2019).

***Amphisbaena mebengokre***: descrito com base em exemplares procedentes de Arenópolis, Goiás (Ribeiro et al. 2019).

***Amphisbaena mongoyao***: descrito com base em um exemplar de Vitória da Conquista, Bahia (Teixeira Jr et al. 2019).

***Amphisbaena nana***: descrito com base em exemplares procedentes de São Jerônimo, Rio Grande do Sul, após revisão taxonômica de *A. munoai* (Perez & Borges-Martins 2019).

***Amphisbaena tiaraju***: descrito com base em exemplares procedentes de Cerro Largo, Augusto Pestana, Caibaté e Vitória das Missões, Rio Grande do Sul, após revisão taxonômica de *A. munoai* (Perez & Borges-Martins 2019).

## Squamata - Serpentes

***Apostolepis adhara***: descrito com base em dois espécimes procedentes de São Salvador do Tocantins, Tocantins (França et al. 2018).

***Apostolepis kikoi***: descrito com base em espécimes procedentes da localidade onde atualmente se encontra o reservatório da Usina Hidrelétrica de Manso, Mato Grosso (Santos et al. 2018).

***Apostolepis sanctaeritae***: retirado da sinonímia de *A. cearensis* e considerado sinônimo sênior de *A. ammodites* (Entiauspe-Neto et al. 2020a).

***Apostolepis tenuis***: registrado a partir de exemplar fotografado em Alvorada D'Oeste, Rondônia (França et al. 2019).

***Atractus aboiporu***: descrito a partir de exemplares de Pedra Branca do Amapari e Serra do Navio, Amapá (Melo-Sampaio et al. 2019).

***Atractus akerios***: descrito a partir de exemplares de Maranhão e Pará (Melo-Sampaio et al. 2021).

***Atractus collaris***: citado para o Brasil com base em espécime procedente de Presidente Figueiredo, Amazonas (Passos et al. 2018a).

***Atractus dapsilis***: descrito a partir de exemplares de Amazonas e Pará, antes identificados como *A. schach* e *A. snethlageae* (Melo-Sampaio et al. 2019).

***Atractus emmeli***: citado para o Brasil com base em espécimes procedentes de Porto Walter, no Acre, e Porto Velho, Rondônia (Passos et al. 2018b; 2019).

***Atractus nawa***: descrito a partir de exemplares do Acre (Melo-Sampaio et al. 2021).

***Atractus stygius***: descrito a partir de exemplares do Mato Grosso (Passos et al. 2019).

***Atractus trefauti***: descrito a partir de exemplares do Amapá e norte do Pará, outrora identificados como *A. snethlageae* (Melo-Sampaio et al. 2019).

***Baliodyras steinbachi***: registrado para o Brasil a partir de um exemplar de Colíder, Mato Grosso (MZUSP 23115) (Zaher & Prudente 2020). O gênero monotípico *Baliodyras* foi descrito para

alocar *Eutrachelophis steinbachi*. Embora a versão preliminar do artigo tenha sido divulgada em dezembro de 2019, a versão final, disponível para fins nomenclaturais (ICZN 2012; Dubois 2015) só foi publicada em junho de 2020.

***Bothrops oligobalius***: descrito a partir de exemplares da Colômbia e do Brasil (Amapá, Amazonas e Pará). Amostras genéticas indicam que a espécie pode ocorrer também na Venezuela (Dal Vechio et al. 2021).

***Caaeteboia gaeli***: descrito a partir de exemplares de Pernambuco e Paraíba (Montingelli et al. 2020).

***Chironius dixonii***: a tese de doutorado de Wiest (1978) pode ser considerada um trabalho publicado, segundo as exigências do Código Internacional de Nomenclatura Zoológica. Consequentemente, o nome *Chironius dixonii* Wiest, 1978 passa a ser adotado para o táxon que vinha sendo chamado de *Chironius laurenti* Dixon, Wiest & Cei, 1993, o qual não cumpre os requisitos para uma reversão de precedência (Entiauspe-Neto & Loebmann 2019).

***Chironius gouveai***: descrito a partir de revisão taxonômica de *C. bicarinatus*, com base em exemplares de Tapes, Bagé, Encruzilhada do Sul, Rio Grande, São Francisco de Paula e Triunfo, Rio Grande do Sul (Entiauspe-Neto et al. 2020c).

***Dipsas bothropoides***: descrito a partir de exemplares coletados no nordeste de Minas Gerais e sul da Bahia (Mebert et al. 2020).

***Dipsas copei***: populações que vinham sendo identificadas como *Dipsas incerta* no sudeste e sul do Brasil foram reidentificadas como *D. alternans*, revalidada (Passos et al. 2004). O nome *Dipsas incerta* ficou restrito a um táxon do norte da América do Sul (incluindo um exemplar de Roraima, na divisa com Venezuela), tendo *D. copei* como seu sinônimo. A sinonímia foi contestada (Harvey 2008), de forma que no Brasil teríamos *D. copei*, não *D. incerta*. Essa alteração foi adequadamente realizada na lista de répteis brasileiros (Bérnils 2011), mas, por uma releitura equivocada do texto de Harvey (2008), posteriormente trocamos *D. copei* por *D. incerta* (Bérnils & Costa 2012), situação que se manteve até a edição passada. Agora, desfizemos o equívoco: *Dipsas copei* é a espécie presente na divisa Brasil-Venezuela.

***Erythrolamprus aenigma***: descrito com base em exemplares do Brasil (Roraima), Guiana e Venezuela (Entiauspe-Neto et al. 2021a).

***Erythrolamprus reginae***: citado para o Brasil após revisão taxonômica, onde uma subespécie de *E. reginae* (*E. r. macrosoma*) foi elevada a espécie e

outra (*E. r. semilineatus*) foi sinonimizada com o táxon monotípico (Ascenso et al. 2019).

***Erythrolamprus rochai***: descrito com base em exemplares da Serra do Navio, Amapá (Ascenso et al. 2019).

***Eutrachelophiini***: revalidado para incluir os gêneros *Arcanumophis*, *Baliodryas* e *Eutrachelophis*, os dois últimos presentes no Brasil (Moraes et al. 2021).

***Eutrachelophis papilio***: descrito com base em exemplares do Acre e Amazonas (Zaher & Prudente 2020), e posteriormente registrado em Rondônia (Moraes et al. 2021). Embora uma versão preliminar da descrição de *E. papilio* tenha sido divulgada em dezembro de 2019, a versão final, disponível para fins nomenclaturais (ICZN 2012; Dubois 2015) foi publicada em 2020.

***Habrophallos collaris***: registrado para o Brasil com base em exemplar coletado no Parque Nacional Montanhas do Tumucumaque, Amapá (IEPA 783; Hoogmoed & Lima 2018). O gênero monotípico *Habrophallos* foi recentemente descrito (Martins et al. 2019).

***Helicops acangussu***: descrito com base em espécimes da margem esquerda do Rio Madeira, onde atualmente se encontra a área de inundação da Usina Hidrelétrica de Santo Antônio, Rondônia

(Moraes-da-Silva et al. 2021b). Embora esteja impresso o ano de 2022 na publicação, sua versão final foi disponibilizada em dezembro de 2021.

***Helicops boitata***: descrito com base em exemplar de Poconé, Mato Grosso (Moraes-da-Silva et al. 2019).

***Helicops phantasma***: descrito a partir de exemplares oriundos da bacia hidrográfica do Tocantins-Araguaia, nos estados do Mato Grosso, Tocantins e Maranhão (Moraes-da-Silva et al. 2021a).

***Leptodeira ashmeadi***: espécimes atribuídos a *L. a. annulata* do norte da Colômbia e de Roraima (LSUMZ 12442) são filogeneticamente mais próximos a *L. ashmeadi*, que por sua vez é táxon irmão de *L. bakeri* e mais distantemente relacionada a *L. annulata* (Daza et al. 2009). Com base nisso, *L. ashmeadi*, que vinha sendo considerada subespécie de *L. annulata*, foi recentemente elevada a espécie plena (Barrio-Amorós 2019).

***Liotyphlops sousai***: descrito com base em exemplar de Passos Maia, Santa Catarina (Santos & Reis 2018).

***Liotyphlops taylori***: descrito com base em exemplar da Estação Ecológica Serra das Araras, Mato Grosso (Santos & Reis 2018).

***Micrurus boicora***: descrito com base em espécimes procedentes dos estados de Rondônia e Mato Grosso (Bernarde et al. 2018).

***Thamnodynastes silvai***: descrito com base em exemplares do Brasil (Amazonas), Peru e Colômbia (Trevine et al. 2021).

### **Táxons excluídos nesta edição**

#### **Testudines**

***Kinosternoidea Agassisi, 1857***: Rhodin et al. (2021) propõem o uso de Chelydroidea ao invés de Kinosternoidea.

***Mesoclemmys heliostemma***: considerado sinônimo de *M. raniceps* (Cunha et al. 2019; Rhodin et al. 2021).

#### **Squamata**

##### **Squamata - Amphisbaenia**

***Amphisbaena mensae Castro-Mello, 2000***: considerado sinônimo de *A. talisiae* Vanzolini, 1995 (Costa et al. 2019b).

##### **Squamata - Lagartos**

***Cercosaura ocellata petersi Rui-bal, 1952***: Sturaro et al. (2018) elevaram as subespécies de *C. ocellata* a espécies plenas. Além disso, apontaram que *Em-*



*minia olivacea* Gray, 1845, *Cercosaura humilis* Peters, 1863 e *C. o. petersi* são sinônimos. Desta forma, o primeiro nome tem prioridade, passando os espécimes previamente atribuídos a *C. o. petersi* a serem denominados *Cercosaura olivacea* (Gray, 1845).

***Neusticurus rudis* Boulenger, 1900:** após *N. rudis* ser considerado polifilético (Marques-Souza et al. 2018), a espécie ficou restrita a Venezuela e Guiana (Kok et al. 2018). As populações brasileiras, antes identificadas como *N. rudis*, agora são denominadas *N. arekuna* Kok et al. 2018 e *N. surinamensis* Müller, 1923.

***Ophiodes yacupoi* Gallardo, 1966:** considerado sinônimo de *O. fragilis* (Raddi, 1820) (Avila et al. 2013; Cacciali & Scott 2015; Entiauspe-Neto et al. 2017b).

***Tropidurus spinulosus* (Cope, 1862):** os indivíduos atribuídos a *T. spinulosus* na lista de répteis do Mato Grosso do Sul (Ferreira et al. 2017) em verdade pertencem a *T. lagunablanca* Carvalho, 2016 (Diego Santana, com. pess.).

## Squamata - Serpentes

***Apostolepis ambiniger* (Peters, 1869):** estudo sobre a redescritção da espécie concluiu que *A. ambiniger* não ocorre no Brasil; os registros existentes se baseavam em erros de identificação

e exemplares não encontrados nas coleções (Entiauspe-Neto et al. 2021d).

***Apostolepis ammodites* Ferrarezzi, Barbo & Albuquerque, 2005:** sinonimizado com *A. sanctaeritae* (Werner, 1924) (Entiauspe-Neto et al. 2020a).

***Apostolepis barrioi* Lema, 1978:** sinonimizado com *A. dimidiata* (Jan, 1862) (Entiauspe-Neto et al. 2019).

***Apostolepis mariae* Borges-Nojosa, Lima, Bezerra & Harris, 2017:** sinonimizado com *A. thalesdelemai* Borges-Nojosa, Lima, Bezerra & Harris, 2017 (Entiauspe-Neto et al. 2020b).

***Apostolepis roncadori* Lema, 2016:** considerado sinônimo de *A. vittata* (Cope, 1887) (Entiauspe-Neto & Tiutenko, 2020).

***Apostolepis tertulianobeui* Lema, 2004:** sinonimizado com *A. assimilis* (Reinhardt, 1861) (Entiauspe-Neto et al. 2021b).

***Atractus occipitoalbus* (Jan, 1862):** o único registro conhecido para o Brasil (Porto Walter, Acre) (Silva Jr et al. 2005) se baseia em um exemplar (MZUSP 7386) reidentificado como *Atractus emmeli* (Passos et al. 2018b; 2019).

***Atractus schach* (Boie, 1827):** após revisão taxonômica (Melo-Sampaio et al. 2019), *A. schach* ficou restrito a Guiana, Guiana Francesa e Suriname. Exemplares brasileiros ao norte do rio Amazonas, antes atribuídos a *A. schach*, foram reidentificados como *A. dapsilis* (Amazonas e Pará). Já as populações ao sul do rio Amazonas seriam “parte de um complexo proximamente relacionado a *A. snethlageae*” (Melo-Sampaio et al. 2019).

***Atractus taeniatus* Griffin, 1916:** colocado na sinonímia de *A. emmeli* (Passos et al. 2019).

***Boa constrictor amarali* Stull, 1932:** considerado sinônimo de *B. c. constrictor* (Reynolds & Henderson, 2018).

***Dipsas incerta* (Jan, 1863):** ver discussão sobre *D. copei*, acima.

***Epictia tenella* (Klauber, 1939):** *Epictia tenella* e *E. albifrons* (Wagler, 1824) foram considerados ocorrentes no Brasil (Costa & Bérnils 2018) com base em estudo que revalidou *E. albifrons*, até então *nomen dubium* (Wallach 2016). Porém, os exemplares que Wallach (2016) associou a *E. albifrons* pertenceriam, na verdade, a um táxon ainda não descrito, enquanto o nome *E. albifrons* seria sinônimo sênior de *E. tenella* (tal como sugerido por autores anteriores), devendo ser adotado (Pinto et al. 2018).

***Erythrolamprus reginae semilineatus* (Wagler in Spix, 1824):** considerado sinônimo de *E. reginae reginae* (Linnaeus, 1758) (Ascenso et al. 2019).

***Hydrodynastes melanogigas* Franco, Fernandes & Bentin, 2007:** considerado sinônimo de *H. gigas* (Duméril, Bibron & Duméril, 1854) (Carvalho et al. 2020).

***Micrurus lemniscatus helleri* Roze, 1967:** agora considerado restrito ao sopé dos Andes (Hurtado Gómez et al. 2021) ou sinônimo *M. l. lemniscatus* (Pires et al. 2021). De qualquer forma, um nome não aplicável ao Brasil.

***Micrurus spixii martiusi* Schmidt 1953:** considerado sinônimo de *M. s. spixii* Wagler in Spix, 1824 (Nascimento et al. 2019).

***Uromacerina ricardinii* (Peracca, 1897):** considerado sinônimo de *Cercophis auratus* (Schlegel, 1837) (Hoogmoed et al. 2019).

### ***Táxons não reconhecidos***

***Dipsas neivai* Amaral, 1926:** considerado sinônimo de *D. variegata* (Duméril, Bibron & Duméril, 1854) (Harvey & Embert, 2008), proposta que temos seguido. Recentemente, porém, o nome *D. neivai* foi adotado em árvores filogenéticas como distinto de *D. variegata*.

ta (Grazziotin et al. 2012; Zaher et al. 2019), e se diz que um estudo confirmando a validade de *D. neivai* está em preparação (Zaher et al. 2019). Preferimos não adotar *D. neivai* como táxon válido enquanto uma proposta concreta de revalidação não for publicada.

***Dipsas garmani* (Cope, 1887):** há décadas, *Dipsas garmani* vêm sendo tratado como sinônimo de *D. mikanii* Schlegel, 1837 (Peters 1960) ou *Dipsas incerta* (Jan, 1863) (*sensu lato*) (Peters & Orejas-Miranda 1970). Em dissertação de mestrado não publicada, Franco (1994) fornece argumentos para a revalidação de *D. garmani*, a qual seria, inclusive, morfologicamente mais próxima a *D. neuwiedi* do que a *D. mikanii* (à época, todas alocadas em *Sibynomorphus*). Estudos mais recentes (Grazziotin et al. 2012; Zaher et al. 2014; 2019) trataram *Sibynomorphus garmani* como nome válido, sem maiores explicações, mas enquanto não for publicado um estudo taxonômico formalizando sua revalidação, seguiremos desconsiderando *D. garmani* como táxon válido.

### **Registros adicionados em unidades federativas**

#### **Testudines**

***Acanthochelys spixii* – BA:** um registro outrora considerado duvidoso (vide Costa & Bérnils 2018) foi validado por Rhodin et al. (2021).

***Mesoclemmys gibba* – AP:** registrado no Parque Natural Municipal do Cancão, município de Serra do Navio, com base em exemplar fotografado, mas não coletado (Sanches et al. 2020).

***Mesoclemmys vanderhaegei* – MA:** registrado em Balsas com base em dois exemplares fotografados, mas não coletados (Brito et al. 2019).

#### **Crocodylia**

***Paleosuchus trigonatus* – TO e MT:** recém-registrado para algumas localidades do extremo norte do Tocantins (Dornas et al. 2021); já para o Mato Grosso há registros não apontados na edição anterior da Lista (Carvalho 1951; Ávila & Kawashita-Ribeiro 2011; Campos et al. 2017).

#### **Squamata**

##### **Squamata - Lagartos**

***Bachia scaea* – AC:** registrado na região de Porto Walter (MZUSP 106228) (Fonseca et al. 2019).

***Cercosaura argulus* – AP:** registrado em Serra do Navio (MPEG 15149, 15186, 15187) (Prudente et al. 2020).

***Cercosaura olivacea* – AL:** registrado em Inhapi (MUFAL 11669) e Maceió (MUFAL 15488) (Dubeux et al. 2021).

***Gymnophthalmus vanzoi* – AP e PA:** populações que vinham sendo reconhecidas como *Gymnophthalmus* sp. (e *G. underwoodi* no Pará) são indistinguíveis de *G. vanzoi* (Recoder et al. 2018).

***Iguana iguana* – MG:** a espécie não foi marcada na edição anterior (Costa & Bérnils 2018) como ocorrente em Minas Gerais, onde é nativa da região norte do estado (Ribeiro-Júnior 2015a).

***Leposoma scincoides* – MG:** registrado na Reserva Biológica da Mata Escura, município de Jequitinhonha (MTR 17175, 17176, 17179, 17340, 17352, 17378, 17391, 17407, 17408, 17421) (Damasceno et al. 2021).

***Manciola guaporicola* – MA:** registrado em Anatajuba, Igarapé do Meio e Santa Rita (HUFMA 1175-1178) (Silva et al. 2021).

***Phyllopezus lutzae* – PB:** registrado em Caaporã (CHUFPB 24979) e Pedras do Fogo (CHUFPB 19517, 19518, 19519) (Albuquerque et al. 2019).

***Phyllopezus pollicaris* – ES:** registrado em Nova Venécia (MBML 4763) (Condez et al. 2021).

***Uracentron azureum guentheri* – MT:** reportado para Comodoro com base apenas em registro fotográfico (Machado-Filho et al. 2020).

***Vanzosaura savanicola* – GO:** a espécie não foi incluída na edição anterior (Costa & Bérnils 2018) para Goiás, onde sabidamente ocorre (Recoder et al. 2014).

## Squamata - Amphisbaenia

***Amphisbaena anomala* – TO:** registrado em Babaçulândia (Usina Hidrelétrica Estreito) (MZUSP 10231-10233) e Palmeiras do Tocantins (MZUSP 102023) (Costa et al. 2018).

***Amphisbaena kraoh* – MA:** registrado no município de Estreito (MZUSP 99299-99301, 99307-99308) (Oliveira et al. 2018).

***Amphisbaena leeseri* – GO:** registrado em Santa Rita do Araguaia (CEUCH 684) (Ribeiro et al. 2019).

***Amphisbaena lumbricalis* – PB:** registrado na Reserva Biológica Guaribas (RT 0267) (Mesquita et al. 2018).

***Amphisbaena mertensii* – DF:** registrado em Brasília (LACV 3592) (Peña Corrêa & Meneses 2020).

***Amphisbaena talisiae* – TO, GO, DF e MG:** registrado após *A. mensae* entrar em sua sinonímia (Costa et al. 2019b).



**Squamata - Serpentes**

***Amerotyphlops amoipira* – SE:** registrado em Barra dos Coqueiros (MZUSP 17464-17646) (Graboski et al. 2015).

***Amerotyphlops arenensis* – MG:** registrado nos municípios de Jequi-tinhonha (Reserva Biológica da Mata Escura) (MTR 2015, 17207 e 17402) e Bonito de Minas (Fazenda Santa Maria da Vereda) (MZUFV 1644-1651, previamente identificados como *A. amoipira*) (Graboski et al. 2019).

***Amerotyphlops minuisquamus* – RR, PA e RO:** registrado para Roraima no Parque Nacional do Viruá, em Caracaraí (INPA-H 25713-14), para o Pará em Faro (MPEG 23085) e, para Rondônia, em Machadinho d'Oeste (MZUSP 21698-21700, 21979-21980) (Graboski et al. 2019).

***Amerotyphlops paucisquamus* – PB:** registrado na Reserva Biológica Guaribas (CHUFPB 727) (Mesquita et al. 2018).

***Amerotyphlops reticulatus* – TO:** registrado em Aragominas (MNRJ 16079 e 16101) e Murcilândia (MNRJ 16073, 17126 e 17127) (Nogueira et al. 2019).

***Apostolepis cearensis* – MA:** registrado em Urbano Santos (MPEG 20550, 20551, 20552) (Santos et al. 2018).

***Apostolepis flavotorquata* – TO:** registrado na Usina Hidrelétrica Luiz Eduardo Magalhães (IBSP 65820, MZUSP 14757, 14905) (Nogueira et al. 2019).

***Apostolepis goiasensis* – SP:** na edição anterior (Costa & Bérnils 2018), questionamos o registro da espécie para São Paulo pela falta de maiores informações. Agora, confirmamos sua presença no estado por meio de exemplar do município de Luís Antônio (IBSP 61104) (Nogueira et al. 2019).

***Apostolepis intermedia* – MT e GO:** registrado para o Mato Grosso em Paranaíta (ZUEC 3298) (França et al. 2018) e, para Goiás, no Parque Nacional das Emas (IBSP 62693) (Nogueira et al. 2019).

***Apostolepis longicaudata* – PA, MA, RN e PB:** registrado para o Pará em Portel (MPEG 22729) (Santos et al. 2018), para o Maranhão em Estreito (MPEG 23117, 23637, 24711) (França et al. 2018), para o Rio Grande do Norte em João Câmara (AAGARDA 9541) (Marques et al. 2021) e, para a Paraíba, na Reserva Biológica Guaribas (RT 0308) (Mesquita et al. 2018); a presença de *A. longicaudata* na Paraíba vinha

sendo tratada como duvidosa (Costa & Bérnils 2018).

***Apostolepis nelsonjorgei* – PA:** registrado em Conceição do Araguaia (MPEG 16954, 17051) (Curcio et al. 2011), erroneamente ausente na edição anterior da Lista.

***Apostolepis polylepis* – MA:** registrado no município de Estreito (MPEG 63444, 23645, 24713) (Santos et al. 2018).

***Apostolepis sanctaeritae* – MA:** citado como *A. ammodites*, foi registrado para a Usina Hidrelétrica Estreito, no Maranhão (MPEG 24395) (Santos et al. 2018; França et al. 2018).

***Atractus albuquerquei* – TO:** registrado em Goiatins (MNRJ 20629) (Passos et al. 2019).

***Atractus flammigerus* – PA:** registrado em Almeirim (MPEG 21011, 21013, 21353) (Melo-Sampaio et al. 2019).

***Atractus latifrons* – AP:** registrado em Pedra Branca do Amapari (MPEG 19781, 25790-25795) (Prudente et al. 2020).

***Atractus major* – RR:** registrado no Parque Nacional do Viruá, Caracará (INPA-H 21674, 21675, 25709) (Melo-Sampaio et al. 2019).

***Atractus pantostictus* – MT:** registrado em Luciara (CHUNB 10719) (Nogueira et al. 2019).

***Atractus snethlageae* – AC:** populações ao sul do rio Amazonas, outrora atribuídas a *A. schach* (agora restrita ao escudo das Guianas), são “parte de um complexo proximamente relacionado a *A. snethlageae*” (Melo-Sampaio et al. 2019). No Acre, *A. snethlageae* (*sensu stricto*) tem registros em Cruzeiro do Sul (UFACF 475) e Marechal Thaumaturgo (UFAC-RB 227) (Melo-Sampaio et al. 2021).

***Atractus torquatus* – RO:** registrado com base em exemplar fotografado em Abunã, Porto Velho (Passos & Prudente 2012).

***Boiruna maculata* – TO:** registrado em Palmas (CHUNB 47702), Porto Nacional (CHUNB 50249) e São Salvador do Tocantins (espécime não informado) (Nogueira et al. 2019).

***Bothrops brazili* – AC:** a ocorrência de *B. brazili* no Acre é reportada há tempos (Hoge & Romano-Hoge 1981), mas parecia carecer de material testemunho (Campbell & Lamar 2004). Há, contudo, registros recentes para a região do Alto Juruá, no Parque Nacional da Serra do Divisor (Bernarde et al. 2017; Bernarde & Negreiros de Almeida, 2020) (exemplares fotografados, sem informação de coleta).

***Bothrops leucurus* – RN:** registrado em Baía Formosa a partir de indivíduo fotografado (Marques et al. 2021).

***Bothrops marajoensis* – AP e MA:** diversos exemplares citados no material suplementar de Nogueira et al. (2019).

***Bothrops mattogrossensis* – SP:** ausente na edição anterior da Lista por lapso nosso (Silva & Rodrigues 2008).

***Bothrops pauloensis* – MT:** ausente na edição anterior da Lista por lapso nosso (Silva & Rodrigues 2008).

***Bothrops taeniatus* – AP:** registro em Pedra Branca do Amapari (MPEG 19680) (Prudente et al. 2020).

***Cercophis auratus* – CE, BA, ES, MG, SP, PR, SC e RS:** após *Uromacerina ricardinii* ser considerado sinônimo júnior de *C. auratus* (Hoogmoed et al. 2019), esta espécie, antes reportada em território brasileiro apenas para Pará e Rio de Janeiro, passou a ter ocorrência confirmada na Bahia e em todos os estados das regiões Sudeste e Sul. Posteriormente à sinonimização de *U. ricardinii* com *C. auratus*, a espécie foi registrada para Pacoti, no Ceará (CHU-FC 2169, 2609) (Bezerra et al. 2020).

***Chironius carinatus* – TO, PB e SE:** registrado para o Tocantins no município de Filadélfia (MPEG 24404),

para a Paraíba em Santa Rita (CHUFPB 30274, 30275) e, para Sergipe, em Aracaju (IBSP 46067) (Araújo et al. 2019).

***Chironius foveatus* – RS:** registrado em Dom Pedro de Alcântara (MCP 312 e 1711 [identificados como *C. bicarinatus* em Nogueira et al. 2019], MCP 3724 e 15530) (Entiauspe-Neto et al. 2020c).

***Clelia clelia* – MA:** registrado em Santa Inês (MPEG 12765) e Santa Luzia do Paruá (MPEG 15056, 15057) (Prudente et al. 2018).

***Clelia plumbea* – AM:** registrado em Humaitá (MNRJ 20120) (Nogueira et al. 2019).

***Dendrophidion atlantica* – PB:** registrado na Reserva Particular do Patrimônio Natural de Engenho Gargaú (MZUSP 22830) (Nogueira et al. 2019).

***Dipsas catesbyi* – TO:** espécime proveniente da Usina Hidrelétrica Santa Isabel, no rio Araguaia (MPEG 17193), divisa dos estados de Tocantins (anteriormente parte de Goiás) e Pará (Lima & Prudente 2009).

***Dipsas mikanii mikanii* – PI, CE, RN, PB, PE, AL e ES:** *Dipsas m. septentrionalis* parece estar associada ao extremo leste da Amazônia (Freitas et al. 2014). Ao contrário do que apresen-

tamos anteriormente (Costa & Bérnils 2018), a subespécie *D. m. mikanii* deve ser considerada como a ocorrente nos estados do nordeste brasileiro, e foi recentemente registrada para a Paraíba, em Barra do Gramame (UFPB 12948-12953) (Sampaio et al. 2018). Com base na fotografia disponível, um espécime da Reserva Biológica Guaribas (UFPB 12351) (Mesquita et al. 2018), atribuído a *D. mikanii*, pertence a *D. neuwiedi*. *Dipsas m. mikanii* também foi recém-reportada para Pernambuco e Alagoas, sem especificação das localidades ou material testemunho, embora os registros se baseiem em exemplares coletados (França et al. 2020), e registrada para o Espírito Santo nos municípios de Água Doce do Norte (MBML 4472) e Colatina (MBML 4633) (Castro et al. 2020). Costa & Bérnils (2018) apontaram a presença de *D. mikanii* no Rio Grande do Norte com base em um registro de *S. m. fasciatus* (Schmidt & Inger, 1951), mas este é um sinônimo de *S. neuwiedi*, não de *D. mikanii* (Hoge et al. 1979a). Contudo, *Dipsas m. mikanii* foi de fato registrada para o Rio Grande do Norte em Macaíba (AAGARDA 3478) e Parnamirim (AAGARDA 1964, 1995) (Marques et al. 2021).

***Dipsas neuwiedi* – SE:** registrado no Refúgio da Vida Silvestre Mata do Junco (LABEVS 50) (Andrade et al. 2019).

***Dipsas pavonina* – AM e MT:** os estados de Amazonas e Mato Grosso não

foram marcados na última edição como áreas de ocorrência de *D. pavonina* (Lima & Prudente 2009; França & Venâncio 2010).

***Dipsas sazimai* – AL:** a espécie não foi citada na última edição da lista como ocorrente em Alagoas, de onde é conhecida desde sua descrição original, mas foi apontada erroneamente para Sergipe, onde não há registro de sua presença (Fernandes et al. 2010a; Nogueira et al. 2019).

***Dipsas variegata* – RJ:** registrado no Parque Estadual da Pedra Branca, Vargem Grande (MNRJ 26914) (Regio & Pontes 2020).

***Drepanoides anomalus* – AP e MA:** registrado para o Amapá em Pedra Branca do Amapari (MPEG 22851) e Serra do Navio (MPEG 26585) (Prudente et al. 2020) e, para o Maranhão, na área da Usina Hidrelétrica Estreito, em Carolina (MPEG 24157) (Guedes et al. 2020).

***Drymarchon corais* – PB:** registrado na Reserva Biológica Guaribas (RT 0005) (Mesquita et al. 2018).

***Echivanthera cephalomaculata* – PE:** registrado em Caruaru, Chã Grande e Gravatá, com base apenas em registros fotográficos (Freitas et al. 2019a).



***Echinanthera cephalostriata*** – **PE:** registrado no Refúgio de Vida Silvestre Mata do Siriji, em São Vicente Férrer (CHP-UFRPE 5278) (Dias et al. 2019).

***Elapomorphus wuchereri*** – **MG:** registrado em Santa Maria do Salto (MZUFV 1205) (Entiauspe-Neto et al. 2017c), ausente na edição anterior por lapso nosso.

***Epicrates crassus*** – **AM e PI:** registrado para o Amazonas em Humaitá como *E. cenchria* (CHUNB 33929) (França et al. 2006), e para o Piauí, na Estação Ecológica de Uruçuí-Una como *E. assisi* (MZUSP, número não informado) (Dal Vechio et al. 2013). Ambos foram redeterminados como *E. crassus* (Nogueira et al. 2019).

***Epictia borapeliotes*** – **PI:** registrado no município de Pedro II (CBPII 125) (Araújo et al. 2020a).

***Erythrolamprus almadensis*** – **AM e RN:** registrado para o Amazonas em Humaitá (vários exemplares) (Nogueira et al. 2019) e, para o Rio Grande do Norte, em Nísia Floresta (CHUFC 193) (Guedes et al. 2014).

***Erythrolamprus breviceps*** – **AP:** registrado em Pedra Branca do Amapari (MPEG 19698) (Prudente et al. 2020).

***Erythrolamprus jaegeri coralliventris*** – **MT:** registrado em Nova Mutum (IBSP 3082) e Pontes e Lacerda (IBSP 51707, 51708) (Nogueira et al. 2019); embora a subespécie não tenha sido informada, atribuímos os indivíduos a *E. j. coralliventris*.

***Erythrolamprus maryellenae*** – **MT:** registrado em Alto Araguaia (MZUSP 9927) e Chapada dos Guimarães (CHUNB 17159) (Nogueira et al. 2019).

***Erythrolamprus miliaris merremii*** – **PB e SE:** registrado para a Paraíba sem especificação da localidade (MNRJ 20318) e, para o Sergipe, em São Cristóvão (MZUSP 11075) (Nogueira et al. 2019); a subespécie não foi citada, mas inferimos que se trate de *E. m. merremii*, táxon esperado para a região.

***Erythrolamprus oligolepis*** – **AP:** registrado no município de Serra do Navio (MPEG 19788) (Ascenso et al. 2019).

***Erythrolamprus viridis prasinus*** – **TO:** registrado em Aurora do Tocantins (UFMT 12524) (Walterman et al. 2021); embora os autores não apontem uma identificação subespecífica, o registro em ambiente de Cerrado e a presença de mais de 188 escamas ventrais sugerem se tratar de *E. v. prasinus*. Adicionalmente, informamos que

corrigimos nesta lista a grafia do nome da subespécie, que erroneamente vinha sendo apresentado como *praesinus*.

***Helicops angulatus* – MG:** registrado em União de Minas (MNRJ 24576) (Nogueira et al. 2019).

***Helicops gomesi* – MS e MG:** registrado em diferentes localidades dos dois estados, conforme material testemunho indicado em Nogueira et al. (2019).

***Helicops infrataeniatus* – GO e DF:** registrado para alguns municípios goianos (Moraes-da-Silva et al. 2019; Nogueira et al. 2019) e Brasília (IBSP 49258) (Nogueira et al. 2019).

***Helicops trivittatus* – MA:** registrado em Carolina (MZUSP 19299, 19300) (Moraes-da-Silva et al. 2019).

***Hydrodynastes gigas* – RN:** registrado em Extremoz (UFRN 5584) (Santos Junior et al. 2020).

***Hydrops martii* – RR:** registrado na região do Rio Branco (IBSP 51499; ausente na edição anterior) (Albuquerque 2000) e, mais recentemente, em Boa Vista (MZUSP 10121) (von May et al. 2019). Esses autores também apontam a ocorrência da espécie para Senador Guimard (UFAC 294), como sendo o primeiro registro de *H. martii* para o

Acre; contudo, há pelo menos um registro prévio para o Acre, para a região do Alto Juruá (Bernarde et al. 2017), mas sem citação de material testemunho.

***Hydrops triangularis* – RR:** registrado em Boa Vista (MZUSP 10121) e Caracaraí (MPEG 16697) (von May et al. 2019). Cabe ressaltar que a presença de *H. caesurus* para Poconé (UFMT 8684), apresentada por esses autores como o primeiro registro da espécie para o Mato Grosso, já havia sido reportada (Duleba et al. 2015).

***Imantodes cenchoa* – RN:** registrado em Baía Formosa (AAGARDA 11593) (Marques et al. 2021).

***Leptodeira a. annulata* – RN:** registrado na Estação Ecológica do Seridó (CHUFPB 7056) (Caldas et al. 2016).

***Leptophis ahaetulla marginatus* – RS:** registrado em Barra do Quaraí (MCP 19362) e Uruguaiana (ZUFMS 3278 e 3280) (Oliveira et al. 2016b).

***Liotyphlops ternetzii* – PR e RS:** registrado na lista de material examinado de Santos & Reis (2018) para diversas localidades.

***Liotyphlops wilderi* – BA:** registrado em Itapebi (MNRJ 15657) (Santos & Reis 2018).

***Lygophis meridionalis* – RO:** registrado em Alto Alegre dos Parecis (UFACF 4318) (Turci et al. 2020).

***Mastigodryas boddaerti* – AC:** registrado em Cruzeiro do Sul (UFACF 4377) (Oliveira et al. 2020a).

***Mastigodryas moratoi* – AM:** a espécie não havia sido indicada na edição anterior como parte da fauna do Amazonas, mas o holótipo e alguns parátipos de *M. moratoi* foram coletados naquele estado (Montingelli & Zaher 2011).

***Micrurus albicinctus* – MT:** o holótipo de *M. albicinctus* foi coletado no Mato Grosso, sem informação de localidade específica (Roze 1996) – mas reportada por Nogueira et al. (2019) como sendo no município de Aripuanã.

***Micrurus brasiliensis* – MT:** registrado em São Félix do Araguaia (IBSP 10189) (Nogueira et al. 2019).

***Micrurus diana* – RO:** registrado em Pimenta Bueno (IBSP 24225) (Nogueira et al. 2019).

***Micrurus hemprichii* – MT e TO:** registrado na região do Parque Estadual Cristalino, Mato Grosso, sem material testemunho ou foto (Rodrigues et al. 2015), mas recentemente foram citados exemplares testemunhos (CHUNB

47130; UFMT 9839, 10235, 10379) (Bernarde et al. 2018). Para o Tocantins, a espécie foi registrada em Araguaína (ZUFMS 2820) (Dantas et al. 2019).

***Micrurus ibiboboca* – RN e MG:** para o Rio Grande do Norte, registrado (como *Micrurus* aff. *ibiboboca*) em diversas localidades (Guedes et al. 2014; Marques et al. 2021) e, para Minas Gerais, em Almenara (MZUFV 1209) (Nascimento et al. 2021).

***Micrurus carvalhoi* – CE:** na última edição da Lista (Costa & Bérnils 2018), colocamos em xeque o registro de *M. l. lemniscatus* para o Ceará, informando que um dos exemplares atribuídos a essa espécie para aquele estado (IBSP 77079) pertenceria a *M. carvalhoi* (então subespécie de *M. lemniscatus*). Ainda assim, contudo, o registro ficou fora da tabela.

***Micrurus lemniscatus* – AC e RO:** estudos recentes propuseram que nome *M. l. helleri* fique restrito a populações do sopé dos Andes (Hurtado Gómez et al. 2021) ou que seja sinonimizado com *M. l. lemniscatus* (Pires et al. 2021; Silva Jr. et al. 2021b). Assim, os registros no Brasil antes atribuídos a *M. l. helleri* foram aqui tratados como referentes a *M. lemniscatus*.

***Oxybelis fulgidus* – RR e PI:** registrado para Roraima em Boa Vista (CHUNB 3791) (Nogueira et al. 2019)

e, para o Piauí, em Parnaíba (CZDP 0078) (Araújo et al. 2020b).

***Oxyrhopus formosus* – AC:** registrado em diversas localidades (Nogueira et al. 2019).

***Oxyrhopus guibei* – ES:** registrado em Conceição da Barra e São Mateus (MBML 294) (MNRJ 23728) (Nogueira et al. 2019).

***Oxyrhopus melanogenys orientalis* – TO:** registrado em Araguaína, Babaçulândia, Barra do Ouro, Darcinópolis, Filadélfia e Xambioá, sem informação de material testemunho, mas fotografia de um espécime (Cruz da Silva et al. 2019). A indicação da subespécie é nossa e arbitrária, com base na área dos registros.

***Oxyrhopus petolarius digitalis* – SE:** registrado no Refúgio de Vida Silvestre Mata do Junco (CHUFS 351) (Morato et al. 2011).

***Oxyrhopus r. rhombifer* – CE:** registrado em Barbalha (DEH 80) (Cordeiro & Hoge 1974), ausente na edição anterior.

***Phalotris matogrossensis* – GO:** registrado em Anápolis (IBSP 627) (Lema et al. 2005). Ausente na edição anterior.

***Philodryas georgeboulengeri* – PA:** registrado em Nova Canaã, rio Maró, município de Santarém (MPEG, número não informado; número de campo MSH 10608) (Nogueira et al. 2019).

***Philodryas psammophidea* – GO:** registrado na Reserva Ecológica da UEG, apenas através de fotografia (Ramalho et al. 2018).

***Philodryas viridissima* – PI:** registrado em Teresina (IBSP 49985, 49986) (Nogueira et al. 2019).

***Phimophis guerini* – MA e RJ:** registrado para o Maranhão no Parque Nacional Chapada das Mesas, em Carolina (CHUNB 41116), e no Rio de Janeiro para Macaé (MNRJ 22953) e Quissamã (MNRJ 19266) (Nogueira et al. 2019). A presença da espécie, contudo, não foi reportada para o Rio de Janeiro em recente lista de répteis daquele estado (Oliveira et al. 2020b).

***Phimophis guianensis* – AP e PA:** os registros de *P. guianensis* para o Amapá (CHUNB 03824, 03825, 03826) e o Pará (CHUNB 33929) (França et al. 2006; Frota et al. 2015) não foram incluídos na versão anterior da Lista. Recentemente, Entiauspe-Neto et al. (2018) publicaram registro desta rara espécie para o município de Cantá (CH-FURG 5888, 5889), alegando se tratar



do primeiro relato da ocorrência de *P. guianensis* em Roraima. Contudo, *P. guianensis* já havia sido reportada para o então território de Roraima, a partir de um exemplar do baixo rio Miang, município de Pacaraima (AMNH 4647) (Hoge & Romano 1969).

***Pseudoboa coronata* – AP e MS:** registrado para o Amapá em diversas localidades com material testemunho (Nogueira et al. 2019; Prudente et al. 2020; Tavares-Pinheiro et al. 2021) e, para o Mato Grosso do Sul, em Corumbá (diversos exemplares) (Nogueira et al. 2019).

***Pseudoboa neuwiedi* – PI:** registrado em Teresina (IBSP 50262, 50263, 48747) (Nogueira et al. 2019).

***Pseudoboa nigra* – AM e RJ:** registrado para o Amazonas no Parque Nacional dos Campos Amazônicos (UFACF, número não informado) (Nogueira et al. 2019) e, para o Rio de Janeiro, a espécie foi citada há alguns anos (Rocha et al. 2004) e é conhecida de várias localidades (Nogueira et al. 2019), mas permaneceu ausente da edição anterior por lapso nosso.

***Psomophis joberti* – MG:** registrado em diversas localidades com material testemunho (Moura et al. 2013).

***Rhinobothrium lentiginosum* – RR:** registrado em São João da Baliza

(MNRJ 20787) (Nogueira et al. 2019).

***Rodriguesophis iglesiasi* – GO, MA e PE:** registrado para Goiás em Mambai (IBSP 49596), para o Maranhão, no Parque Nacional Chapada das Mesas (CHUNB 41114) e, para Pernambuco, em Petrolina (MZUSP 15594) (Nogueira et al. 2019).

***Siagonodon septemstriatus* – AP:** registrado em Serra do Navio (MPEG 18492) (Prudente et al. 2020).

***Sibon nebulatus* – RN:** registrado em Macaíba e Taipú (AAGARDA 9267, 9291) (Marques et al. 2021).

***Siphlophis cervinus* – RR:** registrado em Rorainópolis (MNRJ 20780) (Nogueira et al. 2019).

***Siphlophis leucocephalus* – GO:** o topônimo “Canna Brava” (Amaral 1935) (não confundir com a Usina Hidrelétrica de Cana Brava, nos municípios de Minaçu, Cavalcante e Colinas do Sul, estado de Goiás), não se localiza no atual município de Arraias, Tocantins (Nogueira et al. 2010; Thomassen et al. 2015), mas, aparentemente, nas proximidades do município de Nova Roma, nordeste de Goiás (Vanzolini 1992).

***Spilotes sulphureus* – MA:** registrado em Maranhãozinho (MZUSP 4290) (Nogueira et al. 2019) e na região de Gancho

do Arari, entre os municípios de Miranda e Arari (MPEG 15597) (Guedes 2021).

***Taeniophallus affinis* – PB e PE:** registrado para a Paraíba em João Pessoa (UFPB, número não informado) (Santana et al. 2008) e, para Pernambuco, no Parque Nacional do Catimbau (AAGARDA 8308) (Pedrosa et al. 2014), na Reserva Particular do Patrimônio Natural Pedra D’Antas (URCA-H 4136) (Roberto et al. 2017) e no Parque Estadual Dois Irmãos (CHP-UFRPE 536) (Melo et al. 2018).

***Taeniophallus nicagus* – PA:** registrado na Estação Ecológica Grão-Pará (CN 1287 [número de campo]) (Avila-Pires et al. 2010).

***Tantilla boipiranga* – ES:** registrado em Linhares (IBSP 90663), Pedro Canário (IBSP 88572) e São Mateus (IBSP 88573) (Azevedo et al. 2021).

***Thamnodynastes almae* – PI:** registrado em José de Freitas (CHNUFPI 116, 117) (Barbosa et al. 2020).

***Thamnodynastes hypoconia* – PB:** registrado no Parque Estadual Mata do Pau-Ferro (*voucher* não informado, embora haja material coletado) (França et al. 2020).

***Thamnodynastes lanei* – AM:** registrado em Urucará (MPEG 23525) (Trevine et al. 2021).

***Thamnodynastes ramonriveroi* – PA:** registrado em Almeirim (material testemunho não informado) e Cachoeira de Arari (MPEG 1642218327 – certamente um erro de digitação) (Nogueira et al. 2019).

***Thamnodynastes rutilus* – GO:** registrado na Chapada dos Veadeiros (CHUNB, número não informado) (Nogueira et al. 2019).

***Thamnodynastes sertanejo* – RN, AL e SE:** registrado para o Rio Grande do Norte em João Câmara (IBSP 90442) (Marques et al. 2021) e Lagoa Nova (IBSP 80223) (Trevine et al. 2021), e para a divisa entre Alagoas e Sergipe, na região da Usina Hidrelétrica de Xingó (MZUSP 21286, 21291–212999, 21301, 21303–21307, 21311) (Trevine et al. 2021).

***Trilepida fuliginosa* – MA:** registrado em Urbano Santos (MPEG 21523) (Guedes et al. 2020).

***Trilepida macrolepis* – MA:** registrado em São João do Caru (MPEG 25005) (Prudente et al. 2018).

***Tropidophis paucisquamis* – MG:** registrado no Parque Estadual da Serra do Brigadeiro (MZUFV 2495) (Oliveira et al. 2019).

***Xenodon merremii* – AP e AM:** registrado para o Amapá na região da rodovia Macapá-Santana (MZUSP 8096, 8097) e, para o Amazonas, em Humaitá (vários exemplares) (Nogueira et al. 2019).

***Xenodon nattereri* – TO e MT:** registrado para alguns municípios do Tocantins e Mato Grosso (Cruz da Silva et al. 2019; Nogueira et al. 2019).

***Xenodon r. rabdocephalus* – MA e PE:** registrado para o Maranhão em Amarante do Maranhão (MPEG 17222, 17223, 17224) (Prudente et al. 2018), e para Pernambuco, em Lagoa dos Gatos (não coletado), São Vicente Férrer (LHUFCG 2266, 2285, 2450), Sirinhaém (Mata do Tauá) (CHUFPE-R 970) e Timbaúba (CHUFPE-R 971) (Lima et al. 2020).

***Xenodon severus* – RR:** registrado em Pacaraima (MZUSP 9222, 9223) (Nogueira et al. 2019).

***Xenopholis scalaris* – AP e ES:** registrado para o Amapá em Pedra Branca do Amapari (MPEG 19677) (Prudente et al. 2020) e, para o Espírito Santo, em Linhares (MNRJ 23804) (Nogueira et al. 2019; Gomes et al. 2020).

***Xenopholis undulatus* – MA e PI:** registrado para o Maranhão em Balsas (MNRJ 26327, UFMT-R 11314), Porto

Franco (MPEG 16557) e Urbano Santos (MPEG 20526, MPEG 20527) e, para o Piauí, em Ribeiro Gonçalves (MNRJ 20626) (Nogueira et al. 2019; Gomes et al. 2020).

### ***Registros duvidosos em unidades federativas***

Justificamos abaixo, em ordem alfabética, os registros de algumas espécies considerados duvidosos para unidades federativas brasileiras. Esses registros foram identificados com um sinal de interrogação na lista de espécies. Os seguintes registros duvidosos foram abordados por Costa & Bérnils (2018) e não serão tratados novamente aqui: **Testudines:** *Caretta caretta* (AP); *Eretmochelys imbricata* (AP); *Rana-cephala hoguei* (SP); *Rhinoclemmys p. punctularia* (RN). **Lagartos:** *Colodactylus meridionalis* (MS); *Colobosauroides cearensis* (MA); *Copeoglossum nigropunctatum* (ES e RJ); *Ecpleopus gaudichaudii* (GO); *Enyalius catenatus* (GO); *Gonatodes hasemani* (MS); *Kentropyx striata* (PE e BA); *Norops brasiliensis* (MS); *Notomabuya frenata* (ES); *Placosoma glabellum* (MS); *Uracentron a. azureum* (PE). **Amphisbaenia:** *Amphisbaena neglecta* (TO); *Amphisbaena prunicolor* (MG, RJ e SP). **Serpentes:** *Apostolepis christineae* (MS); *Apostolepis longicaudata* (ES); *Siphlophis worontzowi* (MS); *Sordellina punctata* (RJ).

## Testudines

***Kinosternon s. scorpioides* – SE:** embora alguns autores apontem o estado de Sergipe como área de ocorrência de *K. s. scorpioides*, aparentemente não há registro com material testemunho (fotografia ou exemplar coletado), nem indicação de localidade específica, assim como não havia até recentemente para o Piauí (Andrade 2019). É plausível que *K. s. scorpioides* ocorra em Sergipe, mas preferimos apontar tal presença como duvidosa para instigar colegas da herpetologia a buscarem por este quelônio, em campo ou em coleções, e publicarem o possível achado com material testemunho associado e procedência.

***Phrynops geoffroanus* – AP:** registro mapeado no leste do estado, sem informação da localidade. A publicação não fornece número de *voucher* ou imagem do(s) exemplar(es) (Ferrara et al. 2017).

***Phrynops tuberosus* – AM:** registros mapeados no noroeste do estado, sem informação da localidade. A publicação não fornece número de *voucher* ou imagem do(s) exemplar(es) (Ferrara et al. 2017).

***Podocnemis unifilis* – MS:** registro recente de um indivíduo juvenil na Serra do Amolar, distante da área de ocor-

rência nativa da espécie (Caramaschi 2020). É possível que se trate de uma introdução, motivo pelo qual consideramos como duvidosa a presença de *P. unifilis* como espécie autóctone no Mato Grosso do Sul.

## Squamata

### Squamata - Lagartos

***Colobosaura modesta* – AP:** vide Costa & Bérnils (2018). Prudente et al. (2020) citaram a espécie para a Serra do Navio e disseram que é comum no Amapá, mas não há indicação de material testemunho. Desconhecemos qualquer trabalho que cite *C. modesta* para o Amapá, incluindo um recente estudo de filogeografia (Ledo et al. 2020), e o último inventário de lagartos da Amazônia (Ribeiro-Júnior & Amaral 2017). Portanto, optamos por questionar a presença de *C. modesta* naquele estado.

***Crocodylurus amazonicus* – MT:** registrado no Parque Estadual Cristalino (Rodrigues et al. 2015). Como não há material testemunho informado nem fotografia confirmando o registro, optamos por considerá-lo duvidoso.

***Dracaena guianensis* – MT:** registrado no Parque Estadual Cristalino (Rodrigues et al. 2015). Como não há material testemunho informado nem fotografia confirmando o registro, optamos por considerá-lo duvidoso.



***Enyalius boulengeri* – RJ:** na lista de exemplares examinados disponível no material suplementar, Breitman et al. (2018) citam um espécime procedente da capital fluminense, depositado no Museu Nacional (MNRJ 17614). Os dados de Jackson (1978), e especialmente de Rodrigues et al. (2014), apontam para uma relação entre os cursos de alguns rios e a distribuição geográfica de *Enyalius* da Mata Atlântica. Nesse sentido, *E. boulengeri* ocorreria na Zona da Mata do sudeste de Minas Gerais e no leste do Espírito Santo, entre os rios Doce e Paraíba do Sul, ao passo que *E. brasiliensis* ocorreria nas florestas ombrófilas do Rio de Janeiro ao sul do rio Paraíba do Sul. O espécime MNRJ 17614 foi identificado com base em uma análise morfológica, sem posicionamento filogenético por dados moleculares. Uma vez que a diferenciação morfológica entre *E. boulengeri* e *E. brasiliensis* é pouco clara e carente de revisão (Jackson 1978), e frente à hipótese do Rio Paraíba do Sul ser um delimitador da distribuição assumida para as duas espécies (Rodrigues et al. 2014), preferimos adotar como duvidosa a presença de *E. boulengeri* no Rio de Janeiro.

***Enyalius brasiliensis* – GO, ES, MG, SP e SC:** vide Costa & Bérnils (2018) para o questionamento dos registros em Goiás e Santa Catarina. Breitman et al. (2018) identificaram como *E. brasiliensis* alguns exemplares

procedentes de localidades do sudeste de Minas Gerais, entre os rios Doce e Paraíba do Sul. Esses autores também apontam para a possibilidade de um espécime procedente de Itaquaquecetuba, São Paulo, depositado na Coleção Herpetológica da Universidade de Brasília (CHUNB 52242) e de exemplares de Santa Teresa, Espírito Santo, serem *E. brasiliensis*. Santa Teresa e Viçosa são localidades com registro confirmado para *E. boulengeri* a partir de análises moleculares, enquanto Itaquaquecetuba é região de ocorrência mais esperada de *E. iheringii* e *E. perditus* (Rodrigues et al. 2014). Considerando o exposto acima sobre o padrão de distribuição de *E. boulengeri* e *E. brasiliensis*, atribuímos aqui como duvidosos os registros desta última para Espírito Santo, Minas Gerais e São Paulo – além de Goiás e Santa Catarina (vide Costa & Bérnils 2018).

***Gymnophthalmus underwoodi* – PA:** a única espécie do gênero conhecida para o estado do Pará seria *G. vanzoi* (Recoder et al. 2018).

***Iguana iguana* – RJ:** em recente levantamento dos répteis do estado do Rio de Janeiro, Oliveira et al. (2020b) argumentaram que Spix (1825) relatou *Iguana lophyroides* (= *I. iguana*) como comum nas florestas do Rio de Janeiro. Além da citação de Spix, os únicos registros da espécie no estado seriam dois exemplares coletados em 1951 na cida-

de litorânea de Cabo Frio (Oliveira et al. 2020b). Há, porém, um possível problema com alguns registros de Spix (1825). Wagler (1824) chegou a descrever como novas três espécies europeias rotuladas como parte das coletas de Spix no Rio de Janeiro (Vanzolini 1981). O próprio Spix (1825) também citou para o Rio de Janeiro e Pará *Lophyrus albomaxillaris* (= *E. catenatus*), espécie conhecida apenas para a Mata Atlântica entre os rios Jequitinhonha e São Francisco (Rodrigues et al. 2014), e descreveu para o Rio de Janeiro *Pygopus striatus* (= *Ophiodes striatus*), que aparentemente não ocorre no estado (Borges-Martins, 1998). Em vista do exposto, questionamos a presença de *Iguana iguana* como espécie de ocorrência natural no estado do Rio de Janeiro.

***Ophiodes striatus* – RJ:** na edição anterior da Lista (Costa & Bérnils 2018), não incluímos *O. striatus* como parte da fauna reptiliana do Rio de Janeiro. Tal decisão se baseou na argumentação presente em tese de doutorado não publicada (Borges-Martins 1998). Segundo o autor, dada a ausência de exemplares de *O. striatus* procedentes do estado do Rio de Janeiro nas coleções zoológicas visitadas, a localidade-tipo de *Pygopus striatus* Spix, 1825 (Rio de Janeiro) possivelmente estaria equivocada. Recente levantamento dos répteis do Rio de Janeiro (Oliveira et al. 2020b) inclui *O. striatus*, mas optamos por apontar a presença da espécie como duvidosa no

território fluminense, como forma de estimular a publicação de informações mais detalhadas sobre a espécie no estado, com imagens e material testemunho.

***Rhachisaurus brachylepis* – PA:** a espécie foi recentemente redescrita (Gomides et al. 2020) e os autores consideraram sem confirmação o registro em Carajás, único da espécie no Pará, baseado em um indivíduo (MPEG 21336) que teria sido coletado durante estudo de impacto ambiental. Contudo, não descartam a existência de uma população disjunta ou espécie críptica habitando a região (Gomides et al. 2020).

### Squamata - Serpentes

***Amerotyphlops arenensis* – BA:** reportado para Piatã, mas sem informação de material testemunho (Graboski et al. 2019).

***Apostolepis quinquelineata* – RO:** exemplares procedentes de Rondônia (MPEG 17817, 17879, 17880, 17982, 17983) (Lema & Renner 1998) foram reidentificados como *A. nigrolineata* (Lema et al. 2017). Porém, há exemplares recém-identificados como *A. quinquelineata* (UFRO-H 228, 229) para o estado (Entiauspe-Neto et al. 2020a). Dada a discrepância desses registros com a proposta mais recente de distribuição geográfica de *A. quinqueli-*

*neata* (Nogueira et al. 2019), optamos por questionar a presença da espécie em Rondônia.

***Atractus elaps* – MT:** reportado para o Parque Estadual Cristalino (Rodrigues et al. 2015). Como não há material testemunho informado, nem fotografia confirmando o registro, optamos por considerá-lo duvidoso.

***Bothrops b. bilineatus* – PE:** reportado para a Reserva Particular do Patrimônio Natural Frei Caneca e a Usina São José, no estado de Pernambuco, mas sem informação de exemplares coletados ou fotografias (Moura et al. 2011).

***Bothrops brazili* – MA:** citado para a “hiléia do Maranhão” / “oeste do Maranhão”, sem citação de material testemunho (Cunha & Nascimento 1993; Freitas et al. 2017). Recente base de dados da “área de endemismo de Belém”, que inclui o oeste maranhense (Prudente et al. 2018), não cita espécimes de *B. brazili* para o Maranhão.

***Chironius bicarinatus* – PA e DF:** reportado para o Pará, municípios de Belém (MPEG 25920) e Paragominas (MPEG 20670) (Prudente et al. 2018), os quais possivelmente constituam erros de identificação, tendo em vista a distribuição geográfica conhecida da espécie (Nogueira et al. 2019; Entiauspe-Neto

et al. 2020c). Reportado no Distrito Federal para a Estação Ecológica de Águas Emendadas, sem informação de material testemunho (Brandão & Araújo 1998).

***Chironius exoletus* – AL:** reportado para a Reserva Madeiras (Silva et al. 2012), sem informação de material testemunho.

***Chironius fuscus* – TO:** reportado para Xambioá, sem informação de material testemunho ou fotografias (Cruz da Silva et al. 2019).

***Chironius multiventris* – TO:** reportado para Pium, sem informação de material testemunho ou fotografias (Cruz da Silva et al. 2019).

***Chlorosoma laticeps* – SC:** a localidade-tipo atribuída à espécie é “Santa Catharina”, sendo provável se tratar de um erro de procedência, embora não seja possível afirmar de forma inequívoca (R. S. Bérnils, obs. pess.). Optamos, portanto, por questionar a presença de *C. laticeps* em solo catarinense.

***Clelia plumbea* – PE:** reportado, sem informação de material testemunho, para as reservas ecológicas de Gurjaú e Carnijó (Moura et al. 2011).

***Dipsas newwiedi* – PE:** registros da espécie foram apresentados para a Reserva Ecológica de Carnijó e a Reserva

Particular do Patrimônio Natural Frei Caneca (Moura et al. 2011), sem material testemunho informado ou fotografias. A presença de *D. newwiedi* em Pernambuco, contudo, é plausível.

***Drepanoides anomalus* – RR e TO:** reportado para Roraima no Parque Nacional do Viruá, em Caracará (Nogueira et al. 2019), e para o Tocantins em Araguaína (Cruz da Silva et al. 2019), mas sem indicação de material testemunho em ambos os casos.

***Drymobius rhombifer* – AP:** há um exemplar no Museu de Paris (MNHN-RA-1897.4) procedente do “território contestado” pela Guiana Francesa no Amapá (<https://science.mnhn.fr/institution/mnhn/collection/ra/item/1897.4>), sem maiores informações (Nogueira et al. 2019). Trata-se de um registro antigo e vago, motivo que nos levou a considerá-lo duvidoso.

***Drymoluber dichrous* – TO:** reportado para Babaçulândia e Palmas, mas sem informação de material testemunho (Cruz da Silva et al. 2019).

***Epicrates assisi* – TO e MG:** a espécie foi citada para os municípios de Lajeado, Miracema do Tocantins, Palmas e Porto Nacional, estado do Tocantins, mas sem informação de material testemunho (Cruz da Silva et al. 2019); para Minas Gerais, embora tenha sido

afirmado que a espécie ocorre no norte do estado (Passos & Fernandes, 2008), não há exemplares ou fotografias que confirmem sua ocorrência (Passos & Fernandes 2008; Guedes et al. 2014; Nogueira et al. 2019).

***Epicrates cenchria* – GO:** embora tenha sido afirmado que a espécie ocorre em Goiás, onde seria simpátrica com *E. crassus* (Passos & Fernandes 2008), não há exemplares ou fotografias que confirmem tal ocorrência (Passos & Fernandes 2008; Nogueira et al. 2019).

***Epicrates crassus* – RS:** embora tenha sido afirmado que a espécie ocorre no Rio Grande do Sul (Passos & Fernandes 2008), não há exemplares ou fotografias que confirmem tal ocorrência (Passos & Fernandes 2008; Nogueira et al. 2019).

***Erythrolamprus almadensis* – PI e RJ:** Nogueira et al. (2019) citaram a espécie para a Estação Ecológica Uruçuí-Una, Piauí, com base em algum exemplar depositado no MZUSP. Contudo, a lista de espécies publicada para a região (Dal Vechio et al. 2013) não contém *E. almadensis*; para o Rio de Janeiro, a espécie foi reportada sem imagens ou *vouchers* associados (Oliveira et al. 2020b).

***Eunectes murinus* – PE:** citado para Tejipió, mas apenas com base em



exemplar que teria sido identificado por fotografia não divulgada no estudo (Oliveira et al. 2016a). Dada a ausência de registros confirmados de sua presença entre Sergipe e Ceará (Nogueira et al. 2019), consideramos duvidosa a ocorrência da espécie em Pernambuco.

***Helicops carinicaudus* – GO:** há uma citação para Goiânia (MPEG 6) (Moraes-da-Silva et al. 2019), muito distante geograficamente dos demais registros da espécie (Nogueira et al. 2019), levantando a possibilidade de um erro de catalogação.

***Hydrodynastes gigas* – DF:** reportado para Brasília, mas sem informação de material testemunho (Silva Jr. & Sites 1995).

***Hydrops martii* – RO:** há um registro de “*Hydrops cf. martii*” para o município de Costa Marques (Brandão 2002), e *H. martii* para a área da Usina Hidrelétrica Santo Antônio (Marçal et al. 2011), e essas informações serviram de base para a inclusão de *H. martii* na lista de serpentes de Rondônia (Bernarde et al. 2012). O registro da UHE Santo Antônio, na verdade, é de *H. triangularis* (von May et al. 2019). Já o material procedente de Costa Marques se baseia em um espécime mal fixado, depositado em uma pequena coleção pedagógica do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA), que não pôde ser

adequadamente examinado (R. Brandão, in litt.). Uma vez que a identidade do exemplar não foi assegurada, preferimos tratar como duvidosa a presença de *H. martii* em Rondônia.

***Leptomicrurus collaris* – AM:** a presença da espécie no estado do Amazonas foi questionada recentemente (Silva Jr. et al. 2021b).

***Leptomicrurus scutiventris* – RR:** marcado em mapa para Roraima, mas sem informação quanto à localidade específica e material testemunho (Silva Jr. et al. 2016).

***Liotyphlops wilderi* – MS:** a espécie foi citada para o Mato Grosso do Sul, mas sem informação de localidade específica ou material testemunho (Ferreira et al. 2017). Considerando a distância entre o Mato Grosso do Sul e as demais regiões com registro confirmado de *L. wilderi* (Nogueira et al. 2019), preferimos questionar sua presença naquele estado.

***Micrurus corallinus* – MS:** citado na lista de répteis do Mato Grosso do Sul (Ferreira et al. 2017), mas sem indicação de localidade ou *voucher*. Recentemente, foi citado um registro nas proximidades do Parque Estadual Várzeas do Rio Ivinhema, município de Batayporã, também sem indicação de material testemunho (Nogueira et al. 2019). Silva Jr et al. (2021b) tampouco incluíram o

Mato Grosso do Sul na relação das UF com registro de *M. corallinus*.

***Micrurus filiformis* – RR:** reportado para a ilha de Maracá, mas sem indicação de material testemunho (Nogueira et al. 2019).

***Micrurus lemniscatus* – RR:** um registro mapeado, mas sem maiores informações (Silva Jr et al. 2016).

***Micrurus nattereri* – RR:** Silva Jr et al. (2021) citaram a presença da espécie em texto, sem maiores informações e sem mapear ponto(s) de ocorrência em Roraima.

***Oxyrhopus guibei* – RN e PE:** registros sem especificação das localidades ou do material testemunho, embora tenha sido informado que se baseiam em exemplares coletados (França et al. 2020).

***Oxyrhopus petolaris digitalis* – TO:** reportado para Brejinho de Nazaré e Goiatins, mas sem informação de material testemunho ou fotografias (Cruz da Silva et al. 2019).

***Oxyrhopus trigeminus* – PR:** registrado em Toledo (MHNCI 6170) (Nogueira et al. 2019). *Oxyrhopus guibei* é comum na região e não descartamos a hipótese de a identificação do exemplar como *O. trigeminus* ser anterior à ele-

vação de *O. guibei* como espécie (Zaher & Caramaschi 1992), recomendando sua revisão.

***Paraphimophis rusticus* – MS:** reportado para o Mato Grosso do Sul, mas sem informação sobre localidade ou material testemunho (Ferreira et al. 2017).

***Phimophis guerini* – PA:** reportado para a Serra de Carajás, mas sem informação de material testemunho (Maschio et al. 2012).

***Phrynonax polylepis* – AC e TO:** a espécie foi listada para o Amapá (Hoge 1967), mas sem maiores detalhes. Foi com base nesse registro que indicamos sua presença no estado (Costa & Bérnils 2018). Mais recentemente, foi citada para a Reserva Extrativista Beija-Flor Brilho de Fogo (Pedroso-Santos et al. 2019), mas também sem material testemunho informado. Optamos por questionar a presença de *P. polylepis* para o Amapá até que fotografias ou exemplares em coleção sejam divulgados. No Tocantins, foi reportado para Araguaína, mas sem informação de material testemunho (Cruz da Silva et al. 2019).

***Pseudablabes patagoniensis* – CE:** reportado para a Serra das Andorinhas, sem material testemunho (Nogueira et al. 2019).

***Pseudoboa neuwiedi* – TO:** reportado para Babaçulândia, Barra do Ouro, Darcinópolis, Filadélfia e Lajeado, mas sem informação de material testemunho (Cruz da Silva et al. 2019).

***Rhachidelus brazili* – TO:** registro da espécie para São João da Aliança, em Goiás (Nogueira et al. 2019), citava erroneamente coordenadas em Tocantins (Fernandes & Passos 2002). Um registro de fato no Tocantins, para Aliança, carece de material testemunho ou fotografia (Cruz da Silva et al. 2019).

***Rhinobothrium lentiginosum* – TO:** reportado para Xambioá, mas sem informação de material testemunho (Cruz da Silva et al. 2019).

***Siagonodon cupinensis* – TO:** reportado para Palmas, mas sem informação de material testemunho (Cruz da Silva et al. 2019).

***Siagonodon septemstriatus* – RO:** citado por meio de dois exemplares (CEPB 3204 e 3654) para a área da Usina Hidrelétrica de Samuel, Rondônia (Silva Jr. 1993). Dada a distância entre esta localidade e as demais conhecidas para a espécie, é possível que os indivíduos de Rondônia pertençam a outro táxon.

***Siphlophis cervinus* – TO:** reportado para Xambioá, mas sem informação de material testemunho (Cruz da Silva et al. 2019).

***Siphlophis compressus* – MA:** reportado para Gancho do Arari, mas sem informação de material testemunho (Nogueira et al. 2019).

***Taeniophallus occipitalis* – RJ:** reportado para o estado, mas sem maiores informações (Oliveira et al. 2020b).

***Thamnodynastes rutilus* – RJ:** reportado com base em um indivíduo mantido em cativeiro no Instituto Vital Brazil, em Niterói (Freitas 2003) e para Teresópolis, no Parque Nacional da Serra dos Órgãos, sem maiores informações (Gonçalves et al. 2007; Guedes et al. 2017). O recente atlas de serpentes brasileiras (Nogueira et al. 2019) e a lista de répteis do Rio de Janeiro (Oliveira et al. 2020b) não citaram *T. rutilus* para o estado. Dada a ausência de informações mais concretas sobre a presença da espécie como nativa no Rio de Janeiro, optamos por questionar sua ocorrência no estado.

***Trilepida macrolepis* – AC e TO:** o registro para o Acre está presente no mapa apresentado por Nogueira et al. (2019), mas detalhes da origem deste ponto não foram encontrados na base de dados fornecida no material suplementar; para o Tocantins, a espécie foi citada para Brejinho de Nazaré, mas sem informação de material testemunho (Cruz da Silva et al. 2019).

***Xenodon r. rabdocephalus* – TO:** reportado para Palmas e Pium, mas sem informação de material testemunho (Cruz da Silva et al. 2019).

***Xenopholis scalaris* – AL e MA:** França et al. (2020) mapearam *X. scalaris* em Alagoas, mas não especificaram as localidades ou material testemunho, embora tenham afirmado que há exemplares coletados. O registro para o Maranhão foi mapeado sem referência ao material testemunho ou fonte de informação em recente estudo de revisão taxonômica de *Xenopholis* (Gomes et al. 2020).

### **Registros invalidados em unidades federativas**

Justificamos abaixo os registros de espécies invalidados para unidades federativas brasileiras. Estes foram identificados com um sinal de exclamação na lista de espécies. Registros invalidados na edição anterior (Costa & Bérnils 2018) não se encontram marcados na lista atual, exceto quando houve necessidade de reafirmação.

### **Testudines**

***Acanthochelys radiolata* – MT:** registro considerado duvidoso na edição passada da Lista (Costa & Bérnils 2018), o qual decidimos agora invalidar frente às evidências existentes (Garbin et al. 2016).

***Mesoclemmys nasuta* – PA:** dois exemplares de “*Phrynops (Batrachemys) nasutus*” foram citados para o Pará (MZUSP 3022 e NHM 1904.7.26.1) (Pritchard & Trebbau, 1984). Na taxonomia atual, ambos são exemplares de *M. heliostemma* (= *M. raniceps*), sendo o exemplar do Museu Britânico, um parátipo (Molina et al. 2012). Há também registro de “*Mesoclemmys nasutus*” para a Serra da Onça, sudeste do estado do Pará (Hernández-Ruz et al. 2008), sem fotos nem citação do material testemunho. Tendo em vista que o registro destoa do padrão corológico conhecido para a espécie (Rhodin et al. 2021), nós questionamos a identificação de *M. nasuta* para o sudeste paraense e tratamos a informação como impropriedade.

***Phrynops tuberosus* – PE:** a presença da espécie foi citada para três brejos de altitude em Pernambuco (Freitas et al. 2019b). Contudo, como comentado em Costa & Bérnils (2018), existe um problema taxonômico envolvendo este nome, pois *P. tuberosus* foi descrito a partir de exemplar de Roraima, sendo o nome *Phrynops geoffroanus*, por ora, mais adequado às populações do nordeste brasileiro (Rhodin et al. 2021).



**Squamata****Squamata - Lagartos**

***Alopoglossus angulatus* – AC, RO e MT:** após a revisão taxonômica de *A. angulatus*, exemplares do Acre, Rondônia e Mato Grosso foram redeterminados como *A. amazonicus*, *A. avilapiresae* e *A. collii* (Ribeiro-Júnior et al. 2020a).

***Ameivula mumbuca* – MG:** exemplares de *A. mumbuca* citados para Minas Gerais (Arias et al. 2014a) são, na verdade, *A. xacriaba* (Arias et al. 2014b).

***Cercosaura ocellata* – TO, MS, GO, DF, MA, CE, RN, PB, PE, SE, BA, MG, RJ e SP:** após a revisão taxonômica de *C. ocellata*, este nome ficou restrito a exemplares da Amazônia oriental e do Escudo das Guianas (Sturaro et al. 2018); os registros previamente atribuídos a *C. ocellata* nas unidades federativas acima, referem-se agora a *C. olivacea*.

***Cercosaura oshaughnessyi* – AP e RO:** exemplares previamente identificados como *C. oshaughnessyi* no Amapá (Avila-Pires 1995) representam uma espécie ainda não descrita (Ribeiro-Júnior & Amaral 2017). Quanto aos exemplares identificados como *C. oshaughnessyi* em Rondônia (Marçal et al. 2011), sem material testemunho

informado, provavelmente pertencem a *C. argulus*, *C. bassleri*, *C. eigenmanni* ou *C. parkeri* (Ribeiro-Júnior & Amaral 2017).

***Enyalius bibronii* – PA:** na lista de exemplares examinados, disponível no material suplementar da descrição de *E. capetinga* (Breitman et al. 2018), é citado um espécime de *E. bibronii* para o Pará (MZUSP 66105). Contudo, o referido espécime provém de Areia, na Paraíba (Rodrigues et al. 2006). De fato, as coordenadas geográficas apresentadas por Breitman et al. (2018) estão corretas, tratando-se possivelmente de um erro de digitação da localidade do exemplar. Reportamos o equívoco aqui na tentativa de evitar que um possível registro da ocorrência de *E. bibronii* no Pará se difunda. De forma semelhante, o exemplar MZUSP 65628 não provém de Areia, mas de Gurinhém, Paraíba (Delfim 2012).

***Enyalius leechi* – PE:** exemplares de *E. leechi* citados para Recife, Pernambuco (Breitman et al. 2018), provêm de Altamira, Pará. Embora o topônimo esteja errado em Breitman et al. (2018), as coordenadas geográficas estão corretas e se referem a Altamira.

***Exila nigropalmata* – PA:** citado como presente na Serra Puma, região dos municípios de Orilândia do Norte, Tucumã, São Félix do Xingu e Paraupabas (Hernández-Ruz et al. 2008), sem

indicação de material testemunho, mas os exemplares teriam sido depositados no MPEG. Em recente levantamento dos lagartos amazônicos, há registro apenas de *Copeoglossum nigropunctatum* e *Notomabuya frenata* desses municípios na coleção do MPEG (Ribeiro-Júnior & Amaral 2016b). Considerando que a citação de *E. nigropalmata* para o Pará possa ter decorrido de erro de identificação, invalidamos o registro.

***Glaucomastix abaetensis* – SE:** após a divisão de *G. abaetensis* em dois táxons, as populações ocorrentes no Sergipe e no extremo norte da costa baiana são agora tratadas como *G. itabaianensis*, ficando as populações de *G. abaetensis* restritas às restingas entre os rios Paraguaçu e Itapicuru, na Bahia (Rosário et al. 2019).

***Gymnophthalmus underwoodi* –PA:** populações que vinham sendo reconhecidas como *G. underwoodi* no Pará são indistinguíveis de *G. vanzoi* (Recoder et al. 2018).

***Iphisa elegans elegans* – AC:** a subespécie *I. e. soinii* é a única com ocorrência confirmada no estado do Acre (Ribeiro-Júnior & Amaral 2017).

***Kentropyx pelviceps* – PA:** os registros de *K. pelviceps* para o Pará (Maia 2002) se baseavam em espécimes que

foram reidentificados como *K. calcareata* (Ribeiro-Júnior & Amaral 2016b).

***Lygodactylus klugei* – GO:** exemplares procedentes do município de São Domingos, previamente identificados como *L. klugei* (Mesquita et al. 2007), pertencem a uma espécie não descrita, filogeneticamente mais relacionada a *L. wetzeli* (Lanna et al. 2018).

***Stenocercus caducus* – GO:** exemplares de *S. caducus* para a região da bacia do rio Caiapó (Silva Jr. et al. 2007) foram reidentificados como *S. sinesaccus* (Teixeira Jr. et al. 2016).

***Stenocercus sinesaccus* – RO:** na edição anterior incluímos *S. sinesaccus* para Rondônia (Costa & Bérnils 2018). Contudo, ao comparar as listas de material examinado, fica claro que os exemplares citados para o estado (Macedo et al. 2008; Ribeiro-Júnior 2015a), na verdade são *S. albolineatus* (Teixeira Jr. et al. 2016). Isso provavelmente também se aplica a um exemplar reportado para Cacoal (Firmiano et al. 2017).

***Strobilurus torquatus* – RN:** na última edição da lista (Costa & Bérnils 2018), *S. torquatus* foi incluído para o Rio Grande do Norte. Porém, não parece haver registro confirmado da presença da espécie naquele estado.

***Thecadactylus rapicauda* – AC e RO:** erroneamente incluímos *T. rapicauda* para os estados do Acre e Rondônia (Costa & Bérnils 2018). *Thecadactylus solimoensis* é a espécie presente nestes estados (Ribeiro-Júnior 2015b).

***Tupinambis teguixin* – MG:** reportado para Nova Lima (MCN-R 256), destoando muito do padrão corológico da espécie (Ribeiro-Júnior & Amaral 2016b). É plausível, contudo, que se trate de *T. quadrilineatus* (Morato et al. 2015) ou mesmo de um *Salvator merianae* com identificação antiga, de quando a espécie era chamada de *T. teguixin* (Avila-Pires 1995).

### Squamata - Amphisbaenia

***Amphisbaena camura* – MT:** não há registro confirmado da presença da espécie no Mato Grosso. Todos os registros conhecidos provêm do Mato Grosso do Sul. Nosso equívoco (Costa & Bérnils 2018) se deu pelo fato de que exemplares mais antigos, coletados antes da criação do Mato Grosso do Sul, por vezes são citados em listas de material examinado como procedentes do Mato Grosso, mesmo em publicações recentes.

***Amphisbaena crisae* – TO:** a localidade-tipo de *A. crisae*, citada originalmente como Cafeara, Mato Grosso, foi sugerida como sendo Caseara, To-

cantins (Ribeiro et al. 2019). Porém, Vanzolini (1997) deixou claro que o holótipo foi coletado por Helmut Sick em 1950, no Acampamento Teles Pires (ou Posto Teles Pires) – cujo nome deriva do rio que corria nas proximidades – depois chamado Cafeara. A área se situa provavelmente no atual município de Itaúba (Mato Grosso) (Guarino Colli, in litt.).

***Amphisbaena darwinii* – RJ:** com base na taxonomia atual, *A. darwinii* é uma espécie com ocorrência no sul do Brasil e países vizinhos (Colli et al. 2016; Montero 2016) [*A. d. darwinii*]). Assim, o(s) exemplar(es) do Rio de Janeiro identificados como *A. darwinii* (Oliveira et al. 2020b) possivelmente pertencem a *A. hogei*, originalmente descrita como subespécie de *A. darwinii*.

***Amphisbaena miringoera* – MS:** embora tenha sido citado como presente nos planaltos do Pantanal de Mato Grosso do Sul (Ferreira et al. 2017), não há indicação de material testemunho ou das localidades de ocorrência de *A. miringoera* naquele estado. Além disso, sua presença no Mato Grosso do Sul levanta dúvidas por destoar muito do padrão corológico conhecido (Colli et al. 2016). Tais motivos nos levaram a desconsiderar o registro de *A. miringoera* para o Mato Grosso do Sul.

***Amphisbaena mitchelli* – RO:** os exemplares citados na literatura como *A. mitchelli* para Rondônia (Pinna et al. 2014) foram posteriormente descritos como *A. caiari* (Teixeira Jr. et al. 2014).

***Amphisbaena pretrei* – RJ:** havíamos registrado *A. pretrei* para o Rio de Janeiro a partir de um exemplar do Museu de Viena (Áustria), procedente de “Rio de Janeiro: Coast of (?)” (Gans 1965). A presença de *A. pretrei* no Rio de Janeiro, porém, destoa muito do padrão corológico conhecido desta espécie (Colli et al. 2016), o que nos leva a considerar como equivocada a indicação de sua presença natural naquele estado.

***Amphisbaena silvestrii* – SP:** o exemplar MZUSP 100897, procedente do município de Santa Rita, foi identificado como *A. silvestrii* na lista de material examinado de Teixeira Jr. et al. (2014). Contudo, trata-se de uma confusão durante a preparação da lista de espécimes, sendo o exemplar, na verdade, *A. roberti* (Mauro Teixeira Jr. in litt.). O mesmo erro foi reproduzido em ao menos duas outras publicações (Costa et al. 2015b; Oliveira et al. 2018).

***Amphisbaena slevini* – RO:** o material de *A. slevini* citado para Rondônia (Marçal et al. 2011) foi posteriormente identificado como *A. caiari* (Teixeira Jr. et al. 2014).

***Leposternon polystegum* – RJ:** citado para o município de Duque de Caxias com base no exemplar USNM 5670 (Salles & Silva-Soares 2011; Colli et al. 2016). Contudo, o referido espécime pertence a *L. scutigerum*, não *L. polystegum* (Gans 1971).

***Leposternon wuchereri* – SP:** citado para o estado de São Paulo, sem maiores informações (Zaher et al. 2011). Contudo, não encontramos registros confirmados por material testemunho da presença da espécie naquele estado (Gans 1971; Perez & Ribeiro 2008; Ribeiro et al. 2015; Colli et al. 2016); a espécie também não havia sido considerada para São Paulo em Bérnils et al. (2009).

### Squamata - Serpentes

***Amerotyphlops amoipira* – MA e MG:** o registro para a Restinga de Panquatira, em São José do Ribamar, Maranhão, carece de indicação de material testemunho (Graboski et al. 2019) e destoa do padrão corológico conhecido para a espécie. Em Minas Gerais, a presença de *A. amoipira* foi reportada para Bonito de Minas a partir da coleta de uma série de exemplares (Fernandes et al. 2010b); esse material, contudo, foi reidentificado como *A. arenensis* (Graboski et al. 2019).



***Amerotyphlops brongersmianus***

– **RN:** o material previamente reportado para o estado (Lion et al. 2016), na verdade pertence a *A. paucisquamus* (Marques et al. 2021).

***Apostolepis assimilis* – RO, TO, BA,**

**SC e RS:** após revisão taxonômica e re-descrição da espécie (Entiauspe-Neto et al. 2021b), foi constatado que *A. assimilis* citados para Rondônia, Tocantins, Bahia, Santa Catarina e Rio Grande do Sul configuravam registros não confirmados ou identificações errôneas (e.g. *A. cearensis*, *A. flavotorquata* e *A. sanctaeritae*).

***Apostolepis cearensis* – TO:**

exemplares procedentes do Tocantins (MZUSP 8007, 10691, 10692) (Lema & Renner 2005) pertencem, na verdade, a *A. sanctaeritae* (= *A. ammodites*) (Nogueira et al. 2019).

***Apostolepis dimidiata* – MT e DF:**

Martins & Lema (2015) citaram exemplares de *A. dimidiata* procedentes de localidades do Mato Grosso, mas que, na verdade, estão no Mato Grosso do Sul. Não percebemos o erro e equivocadamente indicamos *A. dimidiata* para o Mato Grosso na edição anterior da Lista. Quanto ao registro no Distrito Federal (Silva Jr. & Sites 1995), que citava *A. erythronata* (Peters, 1880) (um sinônimo de *A. dimidiata*) para Brasília, foi baseado em material do Instituto Butantan, mas com *vouchers* não informados. Provavelmente o(s) exemplar(es) examinado(s)

naquela ocasião atualmente se enquadre(m) em *A. albicollaris* Lema, 2002, morfologicamente próximo a *A. dimidiata* e com localidade-tipo em Brasília

***Apostolepis goiasensis* – RO:**

o exemplar CHUNB 12794, procedente de Vilhena (Martins & Lema 2015) é, na verdade, o holótipo de *Apostolepis striata* (Lema 2004).

***Apostolepis nelsonjorgei* – MT:**

um parátipo de *A. nelsonjorgei* procedente da Chapada dos Guimarães (MCP 12101) (Lema & Renner 2004) seria o único registro da espécie para o Mato Grosso; ele foi, porém, reidentificado como *A. aff. nigroterminata* (Lema & Renner 2006) e, depois, como *Apostolepis* sp. 2 (Martins & Lema 2015).

***Apostolepis nigrolineata* – AM:**

este táxon possui história nomenclatural confusa com *A. pymi* e *A. quinquelineata* (Lema & Albuquerque 2010; Curcio et al. 2011; Albuquerque & Lema 2012; Lema et al. 2017). Seguimos a proposta de Curcio et al. (2011) (*A. nigrolineata* e *A. quinquelineata* são espécies válidas e *A. pymi* é sinônimo júnior de *A. nigrolineata*), a qual também foi adotada por Nogueira et al. (2019). Assim, exemplares atribuídos a *A. nigrolineata* no Amazonas pertenceriam a *A. quinquelineata*.

***Apostolepis nigroterminata* – AM, PA e MS:** Nogueira et al. (2019) plotaram em mapa um registro para Boca do Acre, estado do Amazonas (UFAC 383), mas a fonte original (Santos et al. 2018) informava que o espécime provém de uma fazenda no estado do Acre, próxima ao município amazônico. O registro para o Pará, na Serra de Carajás (sem citação de material testemunho) (Maschio et al. 2012), foi recentemente questionado (Santos et al. 2018) e é aqui considerado impropriedade. Por fim, o registro para Uruçum, Mato Grosso do Sul (MRSN 962 [MZUT]) (Nogueira et al. 2019), refere-se ao holótipo de *A. borelli*, outrora sinônimo júnior de *A. nigroterminata*, ora revalidada.

***Apostolepis quinquelineata* – MA:** um exemplar foi citado para o município de Nova Vida (MPEG 12287) (Lema & Renner 1998), mas vários espécimes da mesma localidade, depositados no MPEG, foram depois identificados como *A. nigrolineata* (Lema et al. 2017). Portanto, consideramos inválido o registro de *A. quinquelineata* para o Maranhão.

***Apostolepis sanctaeritae* – SP:** o único exemplar citado para o estado de São Paulo (como *A. ammodites*, IBSP 32563), município de São Roque (Lema & Renner, 2007) foi reidentificado como *A. assimilis* (Renner et al. 2016; Nogueira et al. 2019).

***Atractus alphonsehogeii* – AM:** um exemplar reportado para o município de Presidente Figueiredo (IMTM 450) (Martins & Oliveira 1993) possivelmente pertence a *A. collaris*, conhecida para a mesma localidade, invalidando o registro de *A. alphonsehogeii* para o estado do Amazonas (Passos et al. 2018a). Estendemos esta invalidação para a citação de *A. alphonsehogeii* para Porto Urucu (MPEG 21144) (Prudente et al. 2010).

***Atractus guentheri* – MG:** reportado para Belo Horizonte (MCN-R 13) (Mol et al. 2021), mas se trata de um exemplar de *A. pantostictus* (Passos et al. 2010).

***Atractus potschi* – PE:** o registro para Pernambuco (URCA-H 5136) (Roberto et al. 2017) foi posteriormente corrigido, se tratando de um exemplar de *A. maculatus* (Roberto et al. 2018).

***Atractus reticulatus* – DF:** reportado sem informação de material testemunho (Silva Jr. & Sites 1995), destoando do padrão corológico conhecido para a espécie (Nogueira et al. 2019). Possivelmente trata-se de exemplar(es) de *A. pantostictus*.

***Atractus snethlageae* – AP:** espécimes do Amapá e extremo norte do Pará (Almeirim), antes atribuídos a *A. snethlageae*, foram considerados como

representantes de uma nova espécie, *A. trefauti* (Melo-Sampaio et al. 2019).

***Atractus trihedrurus* – RJ:** o registro para Petrópolis (Barros-Filho 2008) é equivocado e provavelmente se baseia em um exemplar de *A. zebrinus*, espécie conhecida para essa localidade (Nogueira et al. 2019), ou mesmo *A. francoi*, cujo padrão de cor é mais próximo ao de *A. trihedrurus*.

***Boiruna maculata* – PE e BA:** reportado como *Clelia occipitolutea*, mas sem informação de material testemunho, para a Usina Hidrelétrica de Itaparica (Luiz Gonzaga), na divisa entre Pernambuco e Bahia (Silva Jr. & Sites 1995), destoando do padrão corológico conhecido para a espécie (Nogueira et al. 2019). Possivelmente trata-se de *B. sertaneja*.

***Bothrops atrox* – SE:** dois exemplares (ZUEC 1782, 1783) procedentes de Santa Maria do Intanhy, na Mata Atlântica sergipana, foram atribuídos a *B. atrox* (Manzani & Arzabe 1995). Essa localidade está dentro da área de ocorrência de *B. leucurus* e em uma região muito distinta daquela onde *B. atrox* sabidamente ocorre (Nogueira et al. 2019). Esse registro para o Sergipe já havia sido questionado (Campbell & Lamar 2004) e os respectivos exemplares não foram examinados ou citados por Nogueira et al. (2019).

***Bothrops brazili* – AP:** os exemplares do Amapá agora são atribuídos a *B. oligobalius* (Dal Vechio et al. 2021).

***Bothrops lutzi* – PB e SP:** a indicação anterior da presença de *B. lutzi* na Paraíba foi equivocada. O registro em São Paulo foi questionado na edição anterior (Costa & Bérnils 2018) e reforçado por outros autores (Carrasco et al. 2019), com informações adicionais que nos dão segurança para invalidar a ocorrência desta espécie no território paulista.

***Bothrops neuwiedi* – MT e TO:** na edição anterior (Costa & Bérnils 2018), indicamos a presença de *B. neuwiedi* nos estados de Mato Grosso e Tocantins, um equívoco frente aos últimos estudos de taxonomia e distribuição geográfica deste táxon (Silva & Rodrigues 2008; Carrasco et al. 2019; Nogueira et al. 2019).

***Bothrops pauloensis* – MT e TO:** na edição anterior (Costa & Bérnils 2018), indicamos a presença de *B. pauloensis* nos estados de Mato Grosso e Tocantins, um equívoco frente aos últimos estudos de taxonomia e distribuição geográfica deste táxon (Silva & Rodrigues, 2008; Carrasco et al. 2019; Nogueira et al. 2019).

***Chironius bicarinatus* – MA:** a presença da espécie foi apontada erroneamente para o Maranhão na última edição da lista (Costa & Bérnils 2018).

***Chironius foveatus* – AL:** citado como *C. multiventris* (da qual já foi considerada subespécie) para ambientes de floresta ombrófila em Alagoas, sem informação de material testemunho (Torquato et al. 2006). Contudo, o limite setentrional de ocorrência de *C. foveatus* parece ser a região da Baía de Todos os Santos (Nogueira et al. 2019).

***Clelia clelia* – MG:** reportado para São Gonçalo do Rio Abaixo (MCNR 3897) (Mol et al. 2021), destoando do padrão corológico da espécie (Nogueira et al. 2019); consideramos possível erro de rotulagem da coleção ou identificação anterior à revisão que restringiu a distribuição de *C. clelia* (Zaher 1996).

***Coronelaps lepidus* – CE:** o registro para a Chapada do Araripe se baseia em um exemplar (MNRJ, sem número) cujos dados podem estar equivocados (Entiauspe-Neto et al. 2017c). Esta suposição tem relação com a distribuição conhecida de *C. lepidus*, do sudeste da Bahia ao centro-oeste de Minas Gerais. Por essa razão, é prudente desconsiderar o registro de *C. lepidus* para o Ceará.

***Dipsas albifrons* – PE:** reportado para a Estação Ecológica de Tapacurá, sem indicação de material testemunho (Moura et al. 2011), destoando do padrão corológico conhecido para *D. albifrons*.

***Dipsas catesbyi* – GO:** Lima & Prudente (2009) citaram na lista de material examinado um espécime como proveniente da Usina Hidrelétrica Santa Isabel, no rio Araguaia, a qual se localiza na divisa dos estados de Tocantins (anteriormente parte de Goiás) e Pará.

***Dipsas indica* – GO:** os registros para a região da Usina Hidrelétrica Espora e do Alto Tocantins (Cana Brava e Serra da Mesa) (Vaz-Silva et al. 2007; Moreira et al. 2009) foram reidentificados como *D. bucephala* e *D. mikanii* (Nogueira et al. 2019).

***Dipsas mikanii mikanii* – RJ:** recente revisão da literatura e de exemplares de *D. m. mikanii* em coleções concluiu que o registro para o Rio de Janeiro foi equivocado (Castro et al. 2020).

***Dipsas mikanii septentrionalis* – PI, CE e RN:** Costa & Bérnils (2018) atribuíram a ocorrência de *D. m. septentrionalis* ao nordeste brasileiro, mas só há registros confirmados do táxon para Maranhão e Pará (Freitas et al. 2014; Nogueira et al. 2019).

***Dipsas sazimai* – SE:** por erro de digitação, a espécie foi citada como ocorrente no estado do Sergipe (Costa & Bérnils 2018), onde não há registro de sua presença.



***Dipsas turgida* – DF e SP:** registros para Brasília (Silva Jr. & Sites 1995) e Pirassununga (Vanzolini 1948) foram reidentificados como *D. mikanii* (Nogueira et al. 2019).

***Drymarchon corais* – RJ:** citado na recente lista dos répteis do estado do Rio de Janeiro, sem maiores informações (localidade ou material testemunho) (Oliveira et al. 2020b). Dada a ausência de mais detalhes sobre o registro, somado à discrepância frente ao padrão corológico conhecido para *D. corais* (Nogueira et al. 2019), optamos por considerar esse registro como impropriedade.

***Elapomorphus quinquelineatus* – BA:** exemplares oriundos da Bahia, atribuídos a *E. quinquelineatus*, foram identificados também como *E. wuchereri* no mesmo estudo, (Lema & Deiques 2010), sendo esta última identificação a atualmente em uso (Entiauspe-Neto et al. 2017c).

***Epicrates cenchria* – RN, PB e SP:** por equívoco, citamos a presença de *E. cenchria* para Rio Grande do Norte, Paraíba e São Paulo (Costa & Bérnils 2018), mas *E. assisi* é a única espécie do gênero reportada para os dois primeiros estados, e *E. crassus* é a espécie presente no último (Passos & Fernandes 2008).

***Epictia albifrons* – MA:** aparentemente, incluímos esta espécie de forma equivocada (com o nome *E. tenella*) como parte da fauna maranhense (Costa & Bérnils 2018).

***Epictia vellardi* – MT:** alguns autores citaram exemplares de “Mato Grosso: Corumbá” (Francisco et al. 2012; 2018). Sem perceber o equívoco, uma vez que Corumbá faz parte do Mato Grosso do Sul, havíamos incluído *E. vellardi* como ocorrente no Mato Grosso.

***Erythrolamprus cobella* – MG:** reportado para Nova Lima (FUNED 1106) (Mol et al. 2021), destoando do padrão corológico da espécie, que é própria do Escudo das Guianas (Nogueira et al. 2019). Trata-se de um erro de rotulagem ou de identificação do espécime.

***Erythrolamprus frenatus* – TO:** registro para a região da Usina Hidrelétrica Luiz Eduardo Magalhães (Pavan & Dixo 2004) possivelmente se refere a *E. taeniogaster*, considerando-se o padrão de distribuição geográfica das duas espécies (Nogueira et al. 2019), que se assemelham.

***Erythrolamprus macrosoma* – RO, TO, MA, CE, AL e SC:** registros citados por Costa & Bérnils (2018) para Rondônia, Tocantins, Maranhão, Cea-

rá e Alagoas, em sua maioria baseados Dixon (1983), se referem a *E. reginae* (antes *E. r. semilineatus*) e não *E. macrosoma* (Ascenso et al. 2019). Quanto ao registro para Santa Catarina, Nogueira et al. (2019) erroneamente mapearam um ponto de Taubaté, São Paulo, com coordenadas de um município catarinense (Presidente Nereu), onde *E. macrosoma* não ocorre.

***Erythrolamprus oligolepis* – RR:** em dissertação de mestrado não publicada (Costa 2002), um exemplar do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP 10013), procedente da foz do rio Xeruni, foi identificado como *E. oligolepis* (na época, *Liophis*). Este era o único registro de *E. oligolepis* para Roraima de que tínhamos conhecimento, reidentificado como *E. reginae* (Ascenso et al. 2019).

***Erythrolamprus poecilogyrus schotti* – RR:** espécimes procedentes de Roraima, atribuídos a este táxon, foram descritos como uma nova espécie, *E. aenigma* (Entiauspe-Neto et al. 2021a).

***Erythrolamprus reginae* – SE e MG:** o registro para Sergipe (Costa & Bérnils 2018) possivelmente decorreu de erro nosso. Em Minas Gerais a espécie foi recentemente reportada por meio de vários exemplares da região

do Quadrilátero Ferrífero (Mol et al. 2021), os quais, na verdade, são *E. macrosoma* (Ascenso et al. 2019).

***Erythrolamprus typhlus brachyurus* – DF, PE:** o registro para o Distrito Federal (Costa & Bérnils 2018) aparentemente decorreu de erro nosso, enquanto, para Pernambuco, *E. t. brachyurus* foi citada sem maiores informações em dissertação não publicada (Silva 2007). Trabalhos recentes não apontam a presença de *E. typhlus* em Pernambuco (Guedes et al. 2014; Nogueira et al. 2019; França et al. 2020), de forma que optamos por considerar improcedente a presença de *E. t. brachyurus* naquele estado.

***Erythrolamprus viridis viridis* – RN e SC:** a única subespécie presente no Rio Grande do Norte é *E. v. prasinus* (Marques et al. 2021). O registro em Santa Catarina constitui um erro de coordenada, uma vez que o exemplar testemunho (CAS 49320) é procedente do município de Ceará-Mirim, no Rio Grande do Norte (Nogueira et al. 2019).

***Gomesophis brasiliensis* – MT:** reportado para a região da Usina Hidrelétrica Ponte de Pedra, divisa entre Mato Grosso e Mato Grosso do Sul, sem material testemunho informado (Silva Jr. et al. 2009), destoando do padrão corológico conhecido para a espécie (Nogueira et al. 2019).

***Helicops modestus* – PA:** reportado sem informação de material tesmunho para a região do rio Xingu (Vaz-Silva et al. 2015), destoando do padrão corológico conhecido para a espécie (Nogueira et al. 2019).

***Hydrops martii* – MT:** reportado para fazenda São Nicolau, em Cotriguaçu (UFMT, sem número informado) (Kawashita-Ribeiro et al. 2011), destoando do padrão corológico conhecido para a espécie (von May et al. 2019; Nogueira et al. 2019).

***Leptodeira a. annulata* – RR:** indivíduos de Roraima foram atribuídos a *L. ashmeadi* (Daza et al. 2009; Barrio-Amorós 2019).

***Liotyphlops ternetzii* – RJ:** Nogueira et al. (2019) acusaram esta espécie para Bananal, Angra dos Reis, com base em material examinado por Dixon & Kofron (1983) (MNHN 1946-4), sem maiores informações. Contudo, a citação original é “São Paulo: Bananal” (Dixon & Kofron 1983) e a espécie não foi relacionada para o estado do Rio de Janeiro por Oliveira et al. (2020b).

***Lygophis lineatus* – MG:** reportado para Betim (FUNED 361) e Santa Bárbara (IBSP 2127) (Mol et al. 2021); este último é, na verdade, *L. meridionalis* (Michaud & Dixon 1987; Nogueira et al.

2019), assim como, muito possivelmente, aquele procedente de Betim.

***Mastigodryas boddaerti* – MG:** registro baseado em fotografia de um exemplar procedente de “Chapada dos Guimarães / MG” (Freitas & Silva 2007) foi utilizado para considerar a presença da espécie em Minas Gerais. Contudo, tratava-se de um erro tipográfico da fonte citada, uma vez que Chapada dos Guimarães é um município do Mato Grosso, não de Minas Gerais.

***Micrurus corallinus* – AL:** a espécie foi erroneamente citada por nós para Alagoas (Costa & Bérnils 2018).

***Micrurus decoratus* – AL, BA e RS:** não há registro da espécie em Alagoas. Quanto aos registros para Bahia e Rio Grande do Sul, dadas as evidências disponíveis (vide Costa & Bérnils 2018), decidimos alterá-los de duvidosos para inválidos.

***Micrurus filiformis* – RO:** registro baseado em ponto mapeado no trabalho de variação geográfica da espécie, sem maiores informações quanto à localidade ou material testemunho (Feitosa et al. 2007) e destoante do padrão corológico da espécie (Nogueira et al. 2019); assim, optamos por invalidá-lo. O estado de Rondônia também não foi incluído por Silva Jr. et al. (2021b) como UF com ocorrência desta espécie.

***Micrurus frontalis* – TO:** registros para a área da Usina Hidrelétrica Luiz Eduardo Magalhães (Brandão & Pêres Júnior 2001; Pavan & Dixo 2004) referem-se a *M. brasiliensis* (Silva Jr. 2007).

***Micrurus carvalhoi* – RN:** material atribuído a este táxon no Rio Grande do Norte foi reidentificado como *M. potyguara* (Marques et al. 2021).

***Micrurus lemniscatus* – CE e MG:** para o registro no Ceará, vide Costa & Bérnils (2018). Em Minas Gerais, foi registrada para diversas localidades no Quadrilátero Ferrífero como *M. l. lemniscatus* (Mol et al. 2021); contudo, *M. l. carvalhoi* (agora elevada a espécie) é o táxon presente na região (Nogueira et al. 2019; Pires et al. 2021).

***Micrurus ortonii* – RR:** a espécie ocorre na Amazônia oriental (Bernarde et al. 2018; Silva Jr et al. 2021b).

***Mussurana bicolor* – MG:** reportado para Congonhas, sem informação de material testemunho (Mol et al. 2021), destoando muito do padrão corológico conhecido para a espécie (Nogueira et al. 2019).

***Oxybelis aeneus* – SP:** o registro para São Paulo baseava-se em um ponto no mapa do último estudo sistemático da espécie, sem informação sobre a localidade

ou o material testemunho, exceto que se encontrava no Instituto Butantan (Keiser 1974). Contudo, mesmo antes do incêndio que atingiu aquela coleção em 2010, aparentemente não havia exemplar de *O. aeneus* de São Paulo depositado no Butantan (Nogueira et al. 2019). Havia, porém, exemplares procedentes do município mineiro de Sacramento (IBSP 49664, 49774 49775), próximo à divisa com o estado de São Paulo (Nogueira et al. 2019) e é possível que Keiser (1974) tenha erroneamente indicado a localidade como no nordeste paulista. A espécie tampouco foi considerada para São Paulo em duas listas de répteis daquele estado (Bérnils et al. 2009; Zaher et al. 2011).

***Oxyrhopus rhombifer septentrionalis* – AP:** Nogueira et al. (2019) mapearam *O. rhombifer* para Curiaú, Amapá, com base em registro que seria de Cunha & Nascimento (1983); estes autores, contudo, citaram para Curiaú um exemplar de *O. trigeminus* (MPEG 16389) e não reportam *O. rhombifer* para o Amapá.

***Oxyrhopus trigeminus* – RO:** um registro de *O. trigeminus* para a região da rodovia BR-364 é atribuído a *O. vanidicus* (Bernarde et al. 2012).

***Phalotris lemniscatus* – SC:** embora a espécie ocorra na divisa entre Santa Catarina e Rio Grande do Sul, na região de Aparados da Serra (Nogueira et al. 2019), não há registro confirmado da sua presença em solo catarinense.



***Phalotris lativittatus* – MT:** exemplar teoricamente depositado no MZUSP foi registrado para o município de Alto Araguaia (Mendes-Pinto & Miranda 2011). A região, contudo, não condiz com o padrão corológico conhecido para *P. lativittatus* (Nogueira et al. 2019), podendo o espécime pertencer a *P. nasutus*, que é morfologicamente próxima e apresenta distribuição associada ao Brasil central (Nogueira et al. 2019).

***Phalotris mertensi* – DF:** reportado para Brasília, sem informação de material testemunho (Silva Jr. & Sites 1995). Dados mais recentes indicam que a única espécie do gênero no Distrito Federal seria *P. nasutus* (Nogueira et al. 2019).

***Philodryas mato grossoensis* – DF:** reportado para Brasília, sem informação de material testemunho (Silva Jr. & Sites 1995). Dados mais recentes não relacionaram a espécie ao Distrito Federal (Nogueira et al. 2019).

***Pseudoboa coronata* – PE e BA:** apesar de baseados em exemplares depositados em coleção (Costa et al. 2015a), os registros para a fronteira entre Pernambuco e Bahia (FUNED 213) destoam muito do padrão corológico conhecido para a espécie, nos levando a sugerir que se trata de erro de rotulagem.

***Rhachidelus brazilii* – RS:** o único registro da espécie para o Rio Grande do Sul se baseia em um espécime em exposição, que teria sido coletado em Gravataí (Lema 1994). Por destoar do padrão corológico da espécie (Nogueira et al. 2019) e pelo contexto desse registro, optamos aqui por invalidá-lo.

***Siagonodon septemstriatus* – MT e MS:** reportado como *Leptotyphlops septemstriatus* para Sonora, na região da Usina Hidrelétrica Ponte de Pedra, divisa entre Mato Grosso e Mato Grosso do Sul, sem informação de material testemunho (Silva Jr. et al. 2009), destoando do padrão corológico conhecido para a espécie (Nogueira et al. 2019).

***Siphlophis leucocephalus* – TO:** veja comentário sobre esta espécie no tópico “Registros adicionados em unidades federativas”.

***Taeniophallus bilineatus* – ES:** o exemplar registrado na Reserva Biológica de Duas Bocas (Tonini et al. 2010), até então o único de *T. bilineatus* para o estado capixaba, foi reidentificado como *T. affinis* (Cozer et al. 2020).

***Tantilla melanocephala* – ES:** As populações de *Tantilla* que ocorrem no Espírito Santo foram recentemente reidentificadas como *T. boipiranga* (Azevedo et al. 2021).

***Thamnodynastes strigatus* – MT, GO e BA:** reportado para a região da Usina Hidrelétrica Ponte de Pedra (divisa entre Mato Grosso e Mato Grosso do Sul) (Silva Jr. et al. 2009) e para a Chapada Diamantina (Bahia) (Juncá 2005), ambos sem informação de material testemunho. Também há registros em Goiás, para o Alto Rio Tocantins (Silva Jr. et al. 2005) (CEPB, CHUNB, MCP, MNRJ, MZUSP, números não informados) Rio Caiapó (Silva Jr. et al. 2007) (CEPB e MZUSP, números não informados), Usina Hidrelétrica Santa Edwiges (Cintra et al. 2009) (MZUSP 17775) e Floresta Nacional de Silvânia (Morais et al. 2012) (ZUFG, número não informado). Essas localidades destoam do padrão corológico dos demais registros de *T. strigatus* (Nogueira et al. 2019), e a ausência de referência clara a material tesmunho nos levaram a tratar esses registros como imprecisos.

***Trilepida brasiliensis* – PB e PE:** reportado para a região do Cariri da Paraíba, sem informação de material testemunho (Freire et al. 2009). Essa região não condiz com o padrão corológico conhecido para a espécie (Nogueira et al. 2019), motivo pelo qual desconsideramos o registro de *T. brasiliensis* para aquele estado. A citação a Pernambuco se baseou em um exemplar mais tarde identificado como *Epicetia borapeliotes* (Rodrigues & Puerto 1994; Curcio et al. 2002).

***Trilepida dimidiata* – MA:** a espécie foi erroneamente citada por nós para o Maranhão (Costa & Bérnils 2018); os registros confirmados se distribuem apenas por Suriname, Guiana e o estado brasileiro de Roraima (Nogueira et al. 2019).

***Tropidodryas serra* – RS:** o espécime IBSP 9620, procedente de Tiarajú (Stender-Oliveira et al. 2016), foi reidentificado como *Helicops infrataeniatus* (Nogueira et al. 2019).

***Xenodon dorbignyi* – SP:** reportado sem informação de material testemunho para Ilha Solteira (Silva Jr. & Sites 1995), localidade que destoam do padrão de corológico da espécie (Nogueira et al. 2019).

***Xenodon histricus* – GO, DF e SP:** reportado sem informação de material testemunho (Silva Jr. & Sites, 1995; Silva Jr. et al. 2005) em localidades que destoam do padrão de corológico da espécie (Nogueira et al. 2019), mas onde ocorre *X. nattereri*, morfologicamente similar.

***Xenodon neuwiedii* – AL:** reportado sem indicação de material testemunho para a Reserva Madeiras, em Teotônio Vilela (Silva et al. 2012). Biogeograficamente, *X. rabdocephalus* e não *X. neuwiedii* seria esperada para a região (França et al. 2020).

***Xenodon severus* – MA:** há uma referência à presença da espécie na hileia maranhense, sem informação de material testemunho (Cunha & Nascimento 1993). Levantamento recente não citou exemplares de *X. severus* para o Maranhão (Prudente et al. 2018).

***Xenopholis undulatus* – AP e RO:** a espécie foi erroneamente citada por nós para o Amapá e Rondônia (Costa & Bérnils 2018).

### **Notas sobre o Atlas das Serpentes do Brasil**

Em grande esforço conjunto envolvendo dezenas de pesquisadores, incluindo os autores da presente Lista, Nogueira et al. (2019) (doravante Atlas) mapearam todas as serpentes que ocorrem no Brasil. Os registros de espécies em UF, apresentados pela primeira vez no Atlas, foram mencionados nas seções acima e trouxeram acréscimos importantes ao conhecimento sobre a distribuição geográfica das serpentes brasileiras. Há, contudo, registros que constam da Lista, mas não no Atlas. Alguns foram publicados após o Atlas, e estão comentados acima; outros, não incluídos no Atlas, são comentados a seguir.

***Amerotyphlops amoipira*:** o Atlas não incluiu registros para o Rio Grande do Norte, de Nísia Floresta (MUFAL 17 e UFRN 664) (Brito & Freire 2012).

***Amerotyphlops brongersmianus*:** o Atlas não citou a presença da espécie no Piauí (MZUSP, exemplares não discriminados) (Dal Vechio et al. 2013).

***Anilius scytale*:** há registro desta espécie com material testemunho para o Acre, de Porto Grande (UNIFAP, número não informado) (Costa-Campos & Araújo 2014).

***Apostolepis nigrolineata*:** há registro atribuído a esta espécie para Pontes e Lacerda (CS 2500 [etiqueta de campo de Christine Strüssmann]) (Martins & Lema 2015; Lema et al. 2017).

***Apostolepis rondoni*:** sem apresentar justificativas, o Atlas considerou *A. rondoni* como nome inválido, embora tenha sido revalidado por Lema et al. (2017).

***Atractus emmeli*:** os registros de *A. emmeli* para o Mato Grosso, apresentados no Atlas, na verdade são de *A. stygius* (Passos et al. 2019).

***Boiruna sertaneja*:** há registro da espécie no Tocantins (material testemunho não citado, mas com fotografia) (Vitt et al. 2005).

***Bothrops leucurus*:** o Atlas não acusou a ocorrência da espécie na Paraíba, para onde é conhecida com mate-

rial testemunho coletado (França et al. 2012; Mesquita et al. 2018).

***Chironius bicarinatus***: há registro para Alagoas, da Reserva Biológica de Pedra Talhada (material testemunho não informado, mas fotografado) (Roberto et al. 2015).

***Chironius dixoni***: o Atlas não apontou esta espécie (ainda como *C. laurenti*) para o Acre, apesar de haver registros publicados (Bernarde et al. 2013; 2017; Miranda et al. 2014).

***Chironius exoletus***: reportado para o Piauí, na Estação Ecológica Uruçuí-Una (MZUSP, exemplares não discriminados) (Dal Vechio et al. 2013), mas ausente do Atlas.

***Chironius flavolineatus***: a presença desta espécie em Rondônia foi confirmada através de registro para Pimenta Bueno (UFACF 1280) (Albuquerque & Freitas 2011).

***Chlorosoma viridissimum***: há registro para Alagoas, de Piaçabuçu, a partir de exemplar que estaria depositado na CHUNB (Santos et al. 2008a).

***Clelia plumbea***: indicado para diferentes localidades no Tocantins (Pavan & Dixó 2004; Vitt et al. 2005; Cruz da Silva et al. 2019), além de um registro fotográfico para o Jalapão (Vitt et al.

2005); há também registro para Goiás (IBSP 20677, MCN-R 3185) (Zaher 1996; Drummond et al. 2011), Distrito Federal (IBSP 54547) (Zaher 1996) e Maranhão (MPEG 15597) (Guedes 2021), ausentes no Atlas.

***Dipsas m. mikanii***: há registro para o Piauí, da Estação Ecológica Uruçuí-Una (MZUSP, exemplares não discriminados) (Dal Vechio et al. 2013), não incluído no Atlas.

***Dipsas neuwiedi***: há registros para a Paraíba (Mesquita et al. 2018; Andrade et al. 2019), não incluídos no Atlas.

***Drymobius rhombifer***: há registro com material testemunho para o Amazonas (MNRJ 1549) (Passos 2001), ausente no Atlas.

***Drymoluber brazili***: há dois registros para o Piauí, no Parque Nacional da Serra das Confusões (UFPI 111) e em São Gonçalo do Gurguéia (MZUESC 9508) (Costa et al. 2013), ausentes no Atlas.

***Echivanthera cephalostriata***: além da recente citação para Pernambuco (Dias et al. 2019) (veja acima, “Registros adicionados em Unidades Federativas”), também ficou fora do Atlas o registro para a Reserva Biológica de Pedra Talhada, Alagoas (URCA-H 4103) (Roberto et al. 2015).



***Epictia albifrons***: o Atlas não citou a ocorrência da espécie em Rondônia e Mato Grosso, de onde há material testemunho (identificado como *E. albifrons* ou *E. tenella*) citado em trabalhos recentes de taxonomia (Francisco et al. 2018; Koch et al. 2019).

***Epictia australis***: a presença da espécie no Brasil é controversa e baseada em um exemplar depositado no Museo de Historia Natural de Montevideo (MHNM 1623) (Costa & Bérnils 2015). O Atlas não fez referência a *E. australis*, mas mantivemos a espécie na lista, sugerindo uma busca pelo referido exemplar para reidentificação.

***Epictia clinorostris***: há registro para o Mato Grosso do Sul, em Ribas do Rio Pardo (MNRJ 16503) (Francisco et al. 2018), ausente no Atlas.

***Erythrolamprus aesculapii venustissimus***: há registro para Pernambuco, de Serra do Urubu (espécime fotografado) (Roberto et al. 2017), não incluído no Atlas.

***Erythrolamprus almadensis***: há registros para o Pará (Cachimbo, MZUSP 3315; Marajó, IBSP 17657) (Dixon 1991) e Rio Grande do Norte (Nísia Floresta, CHUFC 193) (Guedes et al. 2014), não incluídos no Atlas.

***Erythrolamprus mossoroensis***: há dois registros da espécie para Alagoas, de Rio Largo (MZUSP 2604) e Quebrangulo (MZUSP 3393) (Dixon, 1983b), identificados como *E. miliaris* no Atlas. Há também um registro para o Piauí (Parnaguá, IBSP 42444) (Hoge et al. 1979b), não considerado no Atlas.

***Erythrolamprus poecilogyrus***: há dois registros para Rondônia, da Usina Hidrelétrica de Samuel (CEPB 3305, 3306), citados como *Liophis poecilogyrus* cf. *schotti* (Silva Jr. 1993), não considerado no Atlas.

***Erythrolamprus reginae***: há registros para Pernambuco, sem especificação das localidades ou material testemunho, mas baseados em exemplares coletados (França et al. 2020).

***Erythrolamprus typhlus***: há registro de *E. t. elaeoides* para São Simão, no Rio Grande do Sul (IBSP 14522) (Silva 2007), ausente no Atlas.

***Helicops leopardinus***: há registro para o Maranhão, de Urbano Santos (MPEG 20559) (Moraes-da-Silva et al. 2021a), ausente no Atlas.

***Helicops modestus***: há registro para a Bahia (MZUESC 7515) (Freitas & Silva 2011), ausente no Atlas.

***Helicops trivittatus***: há registro para Goiás (CEPB, sem maiores informações) (Santos et al. 2008b), ausente no Atlas.

***Hydrops martii***: há registro para Macapá, Amapá (CHFURG 5698) (Entiauspe-Neto et al. 2017a), ausente no Atlas.

***Imantodes cenchoa***: há registros para a Paraíba (Santana et al. 2008; Mesquita et al. 2018), ausentes no Atlas.

***Imantodes lentiferus***: há registro para o Acre (UFAC 0372) (Melo-Sampaio & Maciel 2012), ausente no Atlas.

***Liotyphlops ternetzii***: registrado em São Desidério, Bahia (exemplar fotografado, aparentemente não coletado) (Freitas et al. 2016) e Ubajara, Ceará (IBSP 76856, identificado como *Liotyphlops* cf. *ternetzii*, com morfologia concordante com a diagnose da espécie) (Loebmann 2009; Roberto & Loebmann 2016).

***Lygophis lineatus***: a espécie foi citada para o Amapá, embora sem maiores detalhes (Hoge 1967), e com base neste registro indicamos sua presença no estado (Costa & Bérnils 2018). Mais recentemente, *L. lineatus* foi citada para o município de Santana (Lopes et al. 2021) (indivíduo fotografado, mas não

coletado). O Atlas, porém, não mapeia a ocorrência de *L. lineatus* no Amapá. Um registro para o Maranhão, de Itapecuru-Mirim (transição Amazônia-Cerrado), anteriormente atribuído a *L. lineatus* (IBSP 31950), foi reidentificado como *L. dilepis* no Atlas, mas há outros registros de *L. lineatus* para o estado (IBSP 21744, 21745), a oeste da baía de São Marcos (no domínio amazônico) (Hoge et al. 1978), não citados ou corrigidos.

***Lygophis paucidens***: há registro para o Ceará, de Trairi (URCA H-5706) (Roberto & Loebmann 2016), ausente no Atlas.

***Micrurus filiformis***: há registro para o Amapá, no Parque Nacional Montanhas do Tumucumaque (MPEG TQ564) (Pires 2011), ausente no Atlas.

***Micrurus hemprichii***: além dos novos registros no Mato Grosso e Tocantins (vide “Registros adicionados em Unidades Federativas”), a espécie já foi reportada em algumas localidades de Roraima (O’Shea 1998; Dantas et al. 2019), não citadas no Atlas.

***Micrurus lemniscatus***: o Atlas não cita a espécie para o Amapá, de onde há material testemunho citado para Oiapoque (IBSP 13777, 24851) (Pires 2011).

***Micrurus remotus***: segundo nos foi informado pelo Dr. Darlan Feitosa, os exemplares atribuídos a *M. remotus* no Acre (apresentados no Atlas) pertencem a *M. bolivianus* Roze, 1967 (Costa & Bérnils 2018). Por outro lado, o Atlas não apresenta registros da espécie em Rondônia (UHE Santo Antônio, registro fotográfico) (Marçal et al. 2011).

***Mussurana bicolor***: o Atlas não cita um registro para Rolândia, Paraná (IBSP 10079) e outro para Pelotas, Rio Grande do Sul (IBSP 1818), que confirmam a presença da espécie nesses estados (Zaher 1996).

***Oxybelis fulgidus***: há dois exemplares coletados no Amapá, não citados no Atlas (IBSP 24795, 24808) (Scartozzoni et al. 2009).

***Oxyrhopus guibei***: há registro para o Maranhão, de Carolina (MPEG 24816–248168, 24821) (Brandão 2013), ausente no Atlas.

***Oxyrhopus melanogenys***: o Atlas não reporta a espécie para o Amapá. Contudo, há citação da sua presença para o Parque Nacional Montanhas do Tumucumaque (sem informação de material testemunho) (Lima 2008), e, mais recentemente, para Serra do Navio (MPEG 26579) (Prudente et al. 2020).

***Oxyrhopus occipitalis***: o Atlas considera os registros de *O. occipitalis* no Brasil como sendo *O. formosus*, sem justificativas. Como existem problemas taxonômicos envolvendo os dois nomes (Lynch 2009; MacCulloch et al. 2009), mantivemos ambos como válidos para o país até que uma revisão seja publicada.

***Oxyrhopus rhombifer***: há registro para o Piauí, da Estação Ecológica Uruçuí-Una (MZUSP, número não informado) (Dal Vechio et al. 2013), ausente no Atlas.

***Oxyrhopus vanidicus***: há registros para Roraima (MPEG 18268, MZUSP 10096 e MZUSP 10701) (Brandão 2013) e para o Pará (Morato et al. 2018), ausentes no Atlas.

***Paraphimophis rusticus***: há registro para o Rio de Janeiro, de Maricá (MNRJ 8025) (Silveira 2014), ausente no Atlas.

***Phalotris matogrossensis***: a descrição da espécie (Lema et al. 2005) citou um exemplar para o Rio Grande do Sul, de Pinheiro Marcado, Carazinho (IPSP 005).

***Philodryas olfersii***: o Atlas não citou registros para o Acre, das regiões do Alto Moa e Baixo Juruá (Bernarde et al. 2013; 2017).

***Philodryas psammophidea***: o Atlas não mapeou um registro para Brasília, Distrito Federal (CHUNB 29405) (França, 2003). Por outro lado, um exemplar de Brasília, antes atribuído a *P. psammophidea* (MNRJ 7980), foi reidentificado como *Lygophis meridionalis* (Nogueira et al. 2019).

***Pseudablabes patagoniensis***: o Atlas não mapeou um registro para Roraima, de Boa Vista (CHUNB 6650) (Gouveia et al. 2017).

***Pseudoboa coronata***: embora tenhamos neste documento invalidado os registros da espécie para Pernambuco e Bahia, mantivemos os registros para Goiás (Costa et al. 2015a), não apontado pelo Atlas.

***Sibon nebulatus***: Hoge (1967) citou a espécie para o Amapá, sem maiores informações. No catálogo do Instituto Butantan há registro de um exemplar coletado por Hoge na Serra do Navio (IBSP 24771), não citado pelo Atlas.

***Taeniophallus occipitalis***: há registro para o Maranhão, do Parque Nacional dos Lençóis Maranhenses (CHMA 550) (Miranda et al. 2012), além de registros para Rio Grande do Norte (Lion et al. 2016; Aquino et al. 2020) e Alagoas (Roberto et al. 2015), ausentes no Atlas.

***Tantilla melanocephala***: há material testemunho da espécie para o Rio Grande do Norte, da Lagoa Papari (“Papery”), Nísia Floresta (CAS 49306, identificado como *Homalocranium melanocephalum*) (Schmidt & Inger 1951) e de João Câmara (UFRN 4091, 4093) (Calixto & Morato 2017), ausentes no Atlas.

***Thamnodynastes almae***: há registro para o Rio Grande do Norte, de Santa Maria UFRN 3044–3046) (Jorge & Freire 2011), ausente no Atlas.

***Thamnodynastes nattereri***: há registro para o Mato Grosso do Sul, de Corumbá (IBSP 17286) (Costa & Bérnils 2018), ausente no Atlas.

***Thamnodynastes phoenix***: o Atlas não mapeou registros para Minas Gerais (Franco et al. 2017).

***Thamnodynastes sertanejo***: há registros para o Ceará (Roberto & Loebmann 2016), ausentes no Atlas.

***Trilepida brasiliensis***: há exemplares de diferentes localidades do Ceará, até o momento identificados como *T. brasiliensis* (Roberto & Loebmann 2016), não citados no Atlas.

***Trilepida koppesi***: há registros da espécie (material testemunho não informado) para o Tocantins, da Usina



Hidrelétrica Luiz Eduardo Magalhães (Brandão & Péres Júnior 2001; Pavan & Dixo 2004) e, mais recentemente, Porto Alegre do Tocantins (CHUNB 38928) (Koch et al. 2019). A espécie também foi registrada para a Bahia, da Chapada Diamantina (vários exemplares) (Freitas et al. 2012; Magalhães et al. 2015) e de São Desidério (MZUESC 8188) (Freitas et al. 2016).

***Xenodon rabdocephalus***: há registros para Alagoas, sem especificação das localidades ou material testemunho, embora baseados em exemplares coletados (França et al. 2020), ausentes no Atlas.

***Xenopholis undulatus***: há registro para o Pará, de Carajás (MPEG 16498) (Cunha et al. 1985; Gomes et al. 2020), ausente no Atlas.

***Xenoxybelis argenteus***: há registro para Roraima, mas sem localidade específica (MPEG 17753) (Prudente et al. 2008).

### ***Acrossemias citadas***

**AAGARDA**: Número de campo de Adrian Antônio Garda, Universidade Federal do Rio Grande do Norte – Natal, RN (transferida para a UFPB).

**AMNH**: American Museum of Natural History – Nova Iorque, EUA.

**CAS**: California Academy of Sciences – São Francisco, EUA.

**CBPII**: Coleção Biológica do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Piauí, Campus Pedro II – Pedro II, PI.

**CECCAMPOS**: Número de campo de Carlos Eduardo Costa Campos, Universidade Federal do Amapá – Macapá, AP.

**CEPB**: Centro de Estudos e Pesquisas Biológicas, Pontifícia Universidade Católica de Goiás – Goiânia, GO.

**CEUCH**: Coleção Zoológica de Referência, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, Campus de Corumbá – Corumbá, MS.

**CHFURG**: Coleção Herpetológica, Universidade Federal do Rio Grande – Rio Grande, RS.

**CHMA**: Coleção Herpetológica “Claude d’Abbeville”, Universidade Federal do Maranhão – Chapadinha, MA.

**CHNUFPI**: Coleção de História Natural, Universidade Federal do Piauí, Campus Amílcar Ferreira Sobral – Floriano, PI.

**CHP-UFRPE**: Coleção Herpetológica e Paleontológica, Universidade Federal Rural de Pernambuco – Recife, PE.

**CHUFC:** Coleção Herpetológica, Núcleo Regional de Ofiologia, Universidade Federal do Ceará – Fortaleza, CE.

**CHUFPE:** Coleção Herpetológica da Universidade Federal de Pernambuco – Recife, PE.

**CHUFS:** Coleção Herpetológica, Universidade Federal de Sergipe – São Cristovão, SE.

**CHUNB:** Coleção Herpetológica, Universidade de Brasília – Brasília, DF.

**CZDP:** Coleção Zoológica Delta do Parnaíba, Universidade Federal do Piauí – Parnaíba, PI.

**DEH:** Departamento de Ecologia, Instituto de Biociências, Universidade Federal de Pernambuco – Recife, PE.

**HUFMA:** Coleção Herpetológica, Universidade Federal do Maranhão – São Luís, MA.

**IBSP:** Instituto Butantan – São Paulo, SP.

**IMTM:** Instituto de Medicina Tropical de Manaus – Manaus, AM.

**INPA-H:** Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia – Manaus, AM.

**IPEA:** Instituto de Pesquisas Científicas e Tecnológicas do Estado do Amapá – Macapá, AP.

**IPSP:** Instituto Pinheiros Produtos Terapêuticos S.A. – São Paulo, SP.

**LABEVS:** Laboratório de Biologia e Ecologia de Vertebrados, Universidade Federal de Sergipe – Itabaiana, SE.

**LACV:** Laboratório de Anatomia Comparada de Vertebrados, Universidade de Brasília – Brasília, DF.

**LHUF CG:** Laboratório de Herpetologia, Universidade Federal de Campina Grande – Patos, PB.

**LSUMZ:** Louisiana State University Museum of Natural Science – Baton Rouge, EUA

**MBML:** Museu de Biologia Professor Mello Leitão, Instituto Nacional da Mata Atlântica – Santa Teresa, ES.

**MCN-R:** Museu de Ciências Naturais, Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais – Belo Horizonte, MG.

**MCP:** Museu de Ciências e Tecnologia, Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul – Porto Alegre, RS.

**MHNCI:** Museu de História Natural Capão da Imbuia – Curitiba, PR.

**MNRJ:** Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro – Rio de Janeiro, RJ.

**MPEG:** Museu Paraense Emílio Goeldi – Belém, PA.

**MRSN** [antes MZUT]: Museo Regionale di Scienze Naturali di Torino – Turin, Itália.

**MTR:** Número de campo de Miguel Trefaut Rodrigues, Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo – São Paulo, SP.

**MUFAL:** Museu de Zoologia, Universidade Federal de Alagoas – Maceió, AL

**MZUESC:** Museu de Zoologia, Universidade Estadual de Santa Cruz – Ilhéus, BA.

**MZUFV:** Museu de Zoologia João Moojen, Universidade Federal de Viçosa – Viçosa, MG.

**MZUSP:** Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo – São Paulo, SP.

**RT:** Universidade Federal da Paraíba, campus IV – Rio Tinto, PB

**UFAC-RB:** Universidade Federal do Acre – Rio Branco, AC.

**UFACF:** Universidade Federal do Acre, Campus Floresta – Cruzeiro do Sul, AC.

**UFMT:** Universidade Federal do Mato Grosso – Cuiabá, MT.

**UFPB:** Universidade Federal da Paraíba – João Pessoa, PB.

**UFPI:** Universidade Federal do Piauí – Teresina, PI.

**UFRN:** Universidade Federal do Rio Grande do Norte – Natal, RN.

**UNIFAP:** Universidade Federal do Amapá – Macapá, AP.

**URCA-H:** Coleção de Herpetologia, Universidade Regional do Cariri – Crato, CE.

**USNM:** United States National Museum, Smithsonian Institution – Washington, DC, EUA.

**ZUEC:** Museu de Zoologia, Universidade Estadual de Campinas – Campinas, SP.

**ZUFG:** Coleção Zoológica, Universidade Federal de Goiás – Goiânia, GO.

**ZUFMS:** Coleção Zoológica de Referência, Universidade Federal do Mato Grosso do Sul – Campo Grande, MS.

### Agradecimentos

Somos gratos a Adriano Maciel, pelo auxílio com algumas referências bibliográficas; Arthur Abegg, por alertas sobre erros tipográficos da versão anterior e discussões sobre alguns registros; Breno Hamdan, pelo alerta sobre o registro equivocado de *Leposternon polystegum* no Rio de Janeiro; Christine Strüssmann, pela correção do registro de *Epictia vellardi* no Mato Grosso; Daniel Loebmann, pelas informações sobre *Coronelaps lepidus* no Ceará; Guarino R. Colli, pela discussão e informações sobre a localidade-tipo de *Amphisbaena crisae*; Márcio Borges-Martins, pelas informações sobre espécies do Rio Grande do Sul; Paulo Passos, pelo alerta sobre a taxonomia de *Dipsas copei* e *D. incerta*; Teresa C. S. de Avila-Pires, pela correção do registro de *Stenocercus sinesaccus* em Rondônia. Thaís B. Guedes agradece a Universidade Estadual do Maranhão pela bolsa de Pesquisadora Sênior.

### Referências

Abreu E.F., Casali D.M., Garbino G.S.T., Libardi G.S., Loretto D., Loss A.C., ... Tirelli F.P. 2021. Lista de Mamíferos do Brasil, versão 2021-1 (Abril) (accessed

October 1, 2021). Electronic database available at <https://sbmz.org/mamiferos-do-brasil/>

Albuquerque N.R. 2000. The status of *Hydrops martii* (Wagler, 1824) (Serpentes: Colubridae). *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Série Zoologia* 16:153–161.

Albuquerque N.R. 2008. Revisão taxonômica das subespécies de *Leptophis ahaetulla* (Linnaeus, 1758) (Serpentes, Colubridae). tese de doutorado. Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.

Albuquerque P.R.A., Morais M.S.R., Moura P.T.S., Santos W.N.S., Costa R.M.T., Delfim F.R., Pontes B.E.S. 2019. *Phyllopezus lutzae* (Loveridge, 1941) (Squamata, Phyllodactylidae): new records from the Brazilian state of Paraíba. *Check List* 15:49–53. doi: [10.15560/15.1.49](https://doi.org/10.15560/15.1.49).

Albuquerque S., Freitas M.A. 2011. *Chironius flavolineatus* (Liana Snake). Geographic distribution. *Herpetological Review* 42:570–571.

Albuquerque N.R., Lema T. 2012. Description of the second known specimen of *Apostolepis intermedia* (Serpentes, Colubridae, Xenodontinae). *Zootaxa* 3325:53–58. doi: [10.11646/zootaxa.3325.1.4](https://doi.org/10.11646/zootaxa.3325.1.4).



- Almeida J.P.F.A., Freitas M.A., Silva M.B., Valverde M.C.C., Rodrigues M.T., Pires A.M., Mott T. 2018. A new four-pored Amphisbaena (Squamata: Amphisbaenidae) from northeastern Brazil. *Zootaxa* 4514:553–562. doi: [10.11646/zootaxa.4514.4.8](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4514.4.8).
- Amaral A. 1935. Collecta herpetologica no centro do Brasil. *Memórias do Instituto Butantan* 9:235–246.
- Andrade H., Lima J.O., Silva A.F.O., Fernandes B.F., Dias E.J.R. 2019. *Dipsas neuwiedi* Ihering, 1911 (Squamata, Dipsadidae): Review of distribution extension and first record in the State of Sergipe, Northeastern Brazil. *Herpetology Notes* 12:409–417.
- Andrade E.B. 2019. First documented record of *Kinosternon scorpioides* (Chelonia: Kinosternidae) in the state of Piauí, Northeastern Brazil. *Pesquisa e Ensino em Ciências Exatas e da Natureza* 3:216–223.
- Anônimo. 2020. Flora do Brasil (accessed November 15, 2021). Electronic database available at <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/>
- Antonelli A., Ariza M., Albert J., Andermann T., Azevedo J., Bacon C., ... Edwards S. V. 2018. Conceptual and empirical advances in Neotropical biodiversity research. *PeerJ* 6:e5644. doi: [10.7717/peerj.5644](https://doi.org/10.7717/peerj.5644).
- Aquino N.C., Maia H.A.C., Jucá M.A.S., Passos D.C. 2020. Distribution extension and updated map of *Taeniophallus occipitalis* (Jan 1863) (Squamata, Dipsadidae), with a relevant record to Caatinga, Northeast Brazil. *Herpetology Notes* 13:661–666.
- Araújo P., França R.C., Nascimento F.S., Laranjeiras D.O., França F.G.R. 2019. New records and range expansion of *Chironius carinatus* (Linnaeus, 1758) (Serpentes, Colubridae) from the state of Paraíba, northeast Brazil. *Check List* 15:927–932. doi: [10.15560/15.5.92](https://doi.org/10.15560/15.5.92).
- Araújo S.C.M., Rodrigues F.E.G., Nunes R.C., Andrade E.B. 2020a. First record and geographic distribution of *Epictia borapeliotes* (Vanzolini, 1996) (Squamata: Leptotyphlopidae) in the state of Piauí, northeastern Brazil. *Cuadernos de Herpetología* 34:295–298. doi: [10.31017/CdH.2020.\(2020-017\)](https://doi.org/10.31017/CdH.2020.(2020-017)).
- Araújo K.C., Ribeiro A.S.N., Andrade E.B., Pereira O.A., Guzzi A., Ávila R.W. 2020b. Herpetofauna of the Environmental Protection Area Delta do Parnaíba, Northeastern Brazil. *Cuadernos de Herpetología* 34:185–199. doi: [10.31017/CdH.2020.\(2019-038\)](https://doi.org/10.31017/CdH.2020.(2019-038)).

- Arias F., Carvalho C.M., Zaher H., Rodrigues M.T. 2014a. A new species of *Ameivula* (Squamata, Teiidae) from Southern Espinhaço Mountain Range, Brazil. *Copeia* 2014:95–105. doi: [10.1643/CH-13-037](https://doi.org/10.1643/CH-13-037).
- Arias F.J., Teixeira M., Carvalho C.M., Recoder R., Zaher H., Rodrigues M.T. 2014b. Whiptail lizards in South America: a new *Ameivula* (Squamata, Teiidae) from Planalto dos Gerais, Eastern Brazilian Cerrado. *Amphibia-Reptilia* 35:227–242. doi: [10.1163/15685381-00002948](https://doi.org/10.1163/15685381-00002948).
- Arredondo J.C., Grazziotin F.G., Scrocchi G.J., Rodrigues M.T.U., Bonatto S.L., Zaher H.E.D. 2020. Molecular phylogeny of the tribe Philodryadini Cope, 1886 (Dipsadidae: Xenodontinae): Rediscovering the diversity of the South American Racers. *Papéis Avulsos de Zoologia* 60:1–13. doi: [10.11606/1807-0205/2020.60.53](https://doi.org/10.11606/1807-0205/2020.60.53).
- Arteaga A., Salazar-Valenzuela D., Mebert K., Peñafiel N., Aguiar G., Sánchez-Nivicela J.C., ... Torres-Carvajal O. 2018. Systematics of South American snail-eating snakes (Serpentes, Dipsadini), with the description of five new species from Ecuador and Peru. *ZooKeys* 766:79–147. doi: [10.3897/zookeys.766.24523](https://doi.org/10.3897/zookeys.766.24523).
- Ascenso A.C., Costa J.C.L., Prudente A.L.C. 2019. Taxonomic revision of the *Erythrolamprus reginae* species group, with description of a new species from Guiana Shield (Serpentes: Xenodontinae). *Zootaxa* 4586:65–97. doi: [10.11646/zootaxa.4586.1.3](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4586.1.3).
- Avila-Pires T.C.S. 1995. Lizards of Brazilian Amazonia (Reptilia: Squamata). *Zoologische Verhandelingen* 299:1–706.
- Avila-Pires T.C.S., Hoogmoed M.S., Rocha W.A. 2010. Notes on the Vertebrates of northern Pará, Brazil: a forgotten part of the Guianan Region, I. Herpetofauna. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Ciências Naturais* 5:13–112.
- Avila-Pires T.C., Hoogmoed M.S., Silva M.B. 2018. First records in Brazil for *Arthrosaura versteegii* van Lidth de Jeude, 1904 (Reptilia, Gymnophthalmidae), a possible species complex, and distribution extension for *Arthrosaura montigena* Myers & Donnelly, 2008, in Venezuela. *Check List* 14:569–577. doi: [10.15560/14.4.569](https://doi.org/10.15560/14.4.569).
- Avila-Pires T.C., Nogueira C., Martins M. 2019. A new ‘horned’ *Stenocercus* from the highlands of southeastern Brazil, and redescription of *Stenocercus tricristatus* (Reptilia: Tropiduridae). *Zoologia* 36:1–16. doi: [10.3897/zoologia.36.e22909](https://doi.org/10.3897/zoologia.36.e22909).

- Avila L.J., Martinez L.E., Morando M. 2013. Checklist of lizards and amphisbaenians of Argentina: an update. *Zootaxa* 3616:201–238. doi: [10.11646/zootaxa.3616.3.1](https://doi.org/10.11646/zootaxa.3616.3.1).
- Ávila R.W., Kawashita-Ribeiro R.A. 2011. Herpetofauna of São João da Barra Hydroelectric Plant, state of Mato Grosso, Brazil. *Check List* 7:750–755. doi: [10.15560/11014](https://doi.org/10.15560/11014).
- Azevedo W.S., Franco F.L., Thomasen H., Castro T.M., Abegg A.D., Leite F.S.F., ... Graziotin F.G. 2021. Reassessment of *Tantilla boipiranga* (Serpentes: Colubrinae) and a preliminary approach to the phylogenetic affinities within *Tantilla*. *Salamandra* 57:400–412.
- Barbosa D.B.S., Lima M.S.C.S., Guedes T.B. 2020. First record of *Thamnodynastes almae* Franco & Ferreira, 2002 (Serpentes, Dipsadidae, Xenodontinae) in the state of Piauí, northeastern Brazil, and updated distribution map. *Check List* 16:1323–1328. doi: [10.15560/16.5.1323](https://doi.org/10.15560/16.5.1323).
- Barrio-Amorós C.L. 2019. On the taxonomy of snakes in the genus *Leptodeira*, with an emphasis on Costa Rican species. *IRCF Reptiles & Amphibians* 26:1–15.
- Barros-Filho J.D. 2008. Répteis do Parque Nacional da Serra dos Órgãos: Novos registros, comentários e perspectivas. *Espaço & Geografia* 11:73–86.
- Bernarde P.S., Albuquerque S., Barros T.O., Turci L.C.B. 2012. Serpentes do Estado de Rondônia, Brasil. *Biota Neotropica* 12:154–182. doi: [10.1590/S1676-06032012000300018](https://doi.org/10.1590/S1676-06032012000300018).
- Bernarde P.S., Albuquerque S., Miranda D.B., Turci L.C.B. 2013. Herpetofauna da floresta do baixo rio Moa em Cruzeiro do Sul, Acre - Brasil. *Biota Neotropica* 13:220–244. doi: [10.1590/S1676-06032013000100023](https://doi.org/10.1590/S1676-06032013000100023).
- Bernarde P.S., Turci L.C.B., Machado R.A. 2017. Serpentes do Alto Juruá, Acre - Amazônia Brasileira. Edufac. Rio Branco.
- Bernarde P.S., Turci L.C.B., Abegg A.D., Franco F.L. 2018. A remarkable new species of coralsnake of the *Micrurus hemprichii* species group from the Brazilian Amazon. *Salamandra* 54:249–258.
- Bernarde P.S., Negreiros-de-Almeida M.R. 2020. The Brazil's Lancehead (*Bothrops brazili*): An Uncommon Pit Viper of the Amazonia. *Wilderness & Environmental Medicine* 31:126–127. doi: [10.1016/j.wem.2019.08.011](https://doi.org/10.1016/j.wem.2019.08.011).

- Bérnils R.S., Sawaya R.J., Nogueira C.C., Marques O.A.V., Ferrarezzi H., Franco F.L., ... Martins M. 2009. Répteis do Estado de São Paulo. Pp. 625–630, in Bressan P.M., Kierulff M.C.M., Sugieda A.M. (Eds.) Fauna ameaçada de extinção no Estado de São Paulo: Vertebrados. Fundação Parque Zoológico de São Paulo, São Paulo.
- Bérnils R.S. 2011. Brazilian reptiles - list of species (accessed September 23, 2021). Electronic database available at <http://public.sbherpetologia.org.br/assets/Documentos/2019/11/Reptilia-Brasil-Bernils-2011.pdf>
- Bérnils R.S., Costa H.C. 2012. Brazilian reptiles: list of species. Version 2012.1 (accessed September 23, 2021). Electronic database available at <http://public.sbherpetologia.org.br/assets/Documentos/2019/11/Reptilia-Brasil-Bernils-Costa-2012.1.pdf>
- Bezerra C.H., Guilhon B.F., Ramos A.R.L., Borges-Nojosa D.M. 2020. First record of the rare snake *Cercophis auratus* (Schlegel, 1837) (Serpentes: Colubridae: Dipsadinae) in a relictual forest enclave in Caatinga. *Cuadernos de Herpetología* 34:261–264. doi: [10.31017/CdH.2020.\(2020-031\)](https://doi.org/10.31017/CdH.2020.(2020-031)).
- Böhm M., Collen B., Baillie J.E.M., Bowles P., Chanson J., Cox N., ... Zug G. 2013. The conservation status of the world's reptiles. *Biological Conservation* 157:372–385. doi: [10.1016/j.biocon.2012.07.015](https://doi.org/10.1016/j.biocon.2012.07.015).
- Borges-Martins M. 1998. Revisão taxonômica e sistemática filogenética do gênero *Ophiodes* Wagler, 1828 (Sauria, Anguinae, Diploglossinae). Tese de doutorado. Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.
- Boulenger G.A. 1885. Catalogue of the Lizards in the British Museum (Natural History). II. Iguanidae, Xenosauridae, Zonuridae, Anguinae, Anniellidae, Helodermatidae, Varanidae, Xantusiidae, Teiidae, Amphisbaenidae. Taylor & Francis, London.
- Boulenger G.A. 1889. Catalogue of the Chelonians, Rhynchocephalians, and Crocodiles in the British Museum (Natural History). Trustees of the Museum, London.
- Bowler D.E., Bjorkman A.D., Dornelas M., Myers-Smith I.H., Navarro L.M., Niamir A., ... Bates A.E. 2020. Mapping human pressures on biodiversity across the planet uncovers anthropogenic threat complexes. *People and Nature* 2:380–394. doi: [10.1002/pan3.10071](https://doi.org/10.1002/pan3.10071).
- Brandão R.A. 2002. Avaliação ecológica rápida da herpetofauna nas reservas extrativistas de Pedras Negras e Curralinho, Costa Marques, RO. *Brasil Florestal* 74:61–73.



- Brandão A.L.R. 2013. Posição Taxonômica de *Oxyrhopus* aff. *guibei* e Variações dos Padrões de *Oxyrhopus melanogenys* (Tschudi, 1845) (Serpentes: Dipsadidae). Dissertação de mestrado. Universidade Federal do Rio de Janeiro / Museu Nacional, Rio de Janeiro.
- Brandão R.A., Araújo A.F.B. 1998. A herpetofauna da Estação Ecológica de Águas Emendadas. Pp. 9–21, in Marinho-Filho J., Rodrigues F., Guimarães M. (Eds.) Vertebrados da Estação Ecológica de Águas Emendadas: História Natural e Ecologia de um Fragmento de Cerrado do Brasil Central. Secretaria de Ciência e Tecnologia do Distrito Federal, Brasília.
- Brandão R.A., Péres Jr A.K. 2001. Levantamento da herpetofauna na área de influência do aproveitamento hidroeletro Luis Eduardo Magalhães, Palmas, TO. *Humanitas* 3:35–50.
- Breitman M.F., Domingos F.M.C.B., Bagley J.C., Wiederhecker H.C., Ferrari T.B., Cavalcante V.H.G.L., ... Colli G.R. 2018. A New Species of *Enyalius* (Squamata, Leiosauridae) Endemic to the Brazilian Cerrado. *Herpetologica* 74:355–369. doi: [10.1655/Herpetologica-D-17-00041.1](https://doi.org/10.1655/Herpetologica-D-17-00041.1).
- Brito E.S., Dorado-Rodrigues T.F., Valadão R.M. 2019. First record of *Mesoclemmys vanderhaegei* (Bour, 1973) (Testudines, Chelidae) for the North-Northeast Atlantic Basin. *Herpetology Notes* 12:709–712.
- Brito P.S., Freire E.M.X. 2012. New records and geographic distribution map of *Typhlops amoipira* Rodrigues and Juncá, 2002 (Typhlopidae) in the Brazilian Rainforest. *Check List* 8:1347–1349. doi: [10.15560/8.6.1347](https://doi.org/10.15560/8.6.1347).
- Brochu C.A. 2003. Phylogenetic Approaches Toward Crocodylian History. *Annual Review of Earth and Planetary Sciences* 31:357–397. doi: [10.1146/annurev.earth.31.100901.141308](https://doi.org/10.1146/annurev.earth.31.100901.141308).
- Burbrink F.T., Grazziotin F.G., Pyron R.A., Cundall D., Donnellan S., Irish F., ... Zaher H. 2020. Interrogating Genomic-Scale Data for Squamata (Lizards, Snakes, and Amphisbaenians) Shows no Support for Key Traditional Morphological Relationships. *Systematic Biology* 69:502–520. doi: [10.1093/sysbio/syz062](https://doi.org/10.1093/sysbio/syz062).
- Cacciali P., Scott N.J. 2015. Key to the *Ophiodes* (Squamata: Sauria: Diploglossidae) of Paraguay with the description of a new species. *Zootaxa* 3980:42–50. doi: [10.11646/zootaxa.3980.1.2](https://doi.org/10.11646/zootaxa.3980.1.2).
- Caldas F.L.S., Costa T.B., Laranjeiras D.O., Mesquita D.O., Garda A.A. 2016.

- Herpetofauna of protected areas in the Caatinga V: Seridó Ecological Station (Rio Grande do Norte, Brazil). *Check List* 12:1929. doi: [10.15560/12.4.1929](https://doi.org/10.15560/12.4.1929).
- Calixto P.O., Morato S.A.A. 2017. Herpetofauna recorded by a fauna rescue program in a Caatinga area of João Câmara, Rio Grande do Norte, Brazil. *Check List* 13:647–657. doi: [10.15560/13.5.647](https://doi.org/10.15560/13.5.647).
- Campbell J.A., Lamar W.W. 2004. The Venomous Reptiles of the Western Hemisphere. Cornell University Press. Ithaca.
- Campos Z., Muniz F., Magnusson W.E. 2017. Extension of the geographical distribution of Schneider's Dwarf Caiman, *Paleosuchus trigonatus* (Schneider, 1801) (Crocodylia: Alligatoridae), in the Amazon-Cerrado transition, Brazil. *Check List* 13:91–94. doi: [10.15560/13.4.91](https://doi.org/10.15560/13.4.91).
- Caramaschi U. 2020. *Podocnemis unifilis* Troschel, 1848 (Testudines, Podocnemididae) – distribution extension and new state record in Brazil. *Herpetologia Brasileira* 9:140–145.
- Carrasco P.A., Graziotino F.G., Farfán R.S.C., Koch C., Ochoa J.A., Scrocchi G.J., ... Chaparro J.C. 2019. A new species of *Bothrops* (Serpentes: Viperidae: Crotalinae) from Pampas del Heath, southeastern Peru, with comments on the systematics of the *Bothrops neuwiedi* species group. *Zootaxa* 4565:301–344. doi: [10.11646/zootaxa.4565.3.1](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4565.3.1).
- Carvalho A.L. 1951. Os jacarés do Brasil. *Arquivos do Museu Nacional* 42:127–152.
- Carvalho P.S., Zaher H., Silva Jr N.J., Santana D.J. 2020. A morphological and molecular study of *Hydrodynastes gigas* (Serpentes, Dipsadidae), a widespread species from South America. *PeerJ* 8:1–25. doi: [10.7717/peerj.10073](https://doi.org/10.7717/peerj.10073).
- Castro T.M., Chaves F.G., Bérnils R.S., Silva-Soares T. 2020. First record of *Dipsas mikanii* Schlegel, 1837 (Serpentes, Dipsadidae) from Espírito Santo state, Brazil. *Check List* 16:681–684. doi: [10.15560/16.3.681](https://doi.org/10.15560/16.3.681).
- Chapman A.D. 2005. Principles of data quality, version 1.0. Global Biodiversity Information Facility, Copenhagen.
- Cintra C.E.D., Silva H.L.R., Silva Jr. N.J. 2009. Herpetofauna, Santa Edwiges I and II hydroelectric power plants, state of Goiás, Brazil. *Check List* 5:570–576. doi: [10.15560/5.3.570](https://doi.org/10.15560/5.3.570).
- Colli G.R., Fenker J., Tedeschi L.G., Barreto-Lima A.F., Mott T., Ribeiro S.L.B. 2016. In the depths of obscurity: Knowledge gaps and extinction risk

of Brazilian worm lizards (Squamata, Amphisbaenidae). *Biological Conservation* 204:51–62. doi: [10.1016/j.biocon.2016.07.033](https://doi.org/10.1016/j.biocon.2016.07.033).

Colli G.R., Barreto-Lima A.F., Dantas P.T., Morais C.J.S., Pantoja D.L., Sena A., Sousa H.C. 2019. On the occurrence of *Apostolepis phillipsi* (Serpentes, Elapomorhini) in Brazil, with the description of a new specimen from Mato Grosso. *Zootaxa* 4619:580–588. doi: [10.11646/zootaxa.4619.3.11](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4619.3.11).

Colombo A., Joly C. 2010. Brazilian Atlantic Forest lato sensu: the most ancient Brazilian forest, and a biodiversity hotspot, is highly threatened by climate change. *Brazilian Journal of Biology* 70:697–708. doi: [10.1590/S1519-69842010000400002](https://doi.org/10.1590/S1519-69842010000400002).

Condez T.H., Tonini J.F.R., Pereira-Ribeiro J., Dubeux M.J.M. 2021. On Atlantic Forest rock outcrops: the first record of *Phyllopezus pollicaris* (Spix, 1825) (Squamata, Phyllodactylidae) in the state of Espírito Santo, southeastern Brazil. *Check List* 17:1265–1276. doi: [10.15560/17.5.1265](https://doi.org/10.15560/17.5.1265).

Conrad J.L. 2008. Phylogeny And Systematics Of Squamata (Reptilia) Based On Morphology. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 310:1–182. doi: [10.1206/310.1](https://doi.org/10.1206/310.1).

Cope E.D. 1864. On the Characters of the Higher Groups of Reptilia Squamata: And Especially of the Diploglossa. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia* 16:224–231.

Cordeiro C.L., Hoge A.R. 1974. Contribuição ao conhecimento das serpentes do estado de Pernambuco. *Memórias do Instituto Butantan* 37:261–290.

Costa-Campos C.E., Araújo A.S. 2014. *Anilius scytale* (Red Pipesnake). Predation. *Herpetological Review* 45:139.

Costa R.G.N. 2002. Caracterização morfológica de *Liophis reginae semilineatus* (Wagler, 1824) e *Liophis reginae macrosomus* (Amaral, 1935), e o status taxonômico de *Liophis oligolepis* Boulenger, 1905. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Pará, Belém.

Costa H.C., Moura M.R., Feio R.N. 2013. Taxonomic revision of *Drymoluber* Amaral, 1930 (Serpentes: Colubridae). *Zootaxa* 3716:349–394. doi: [10.11646/zootaxa.3716.3.3](https://doi.org/10.11646/zootaxa.3716.3.3).

Costa H.C., Cotta G.A., MacCulloch R.D. 2015a. New easternmost and southernmost records of *Pseudoboa coronata* Schneider, 1801 (Serpentes: Dipsadidae: Pseudoboini), with a distribution map. *Check List* 11:1–7. doi: [10.15560/11.3.1624](https://doi.org/10.15560/11.3.1624).

- Costa H.C., Resende F.C., Teixeira Jr. M., Dal Vechio F., Clemente C.A. 2015b. A new *Amphisbaena* (Squamata: Amphisbaenidae) from southern Espinhaço Range, southeastern Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências* 87:891–901. doi: [10.1590/0001-3765201520140088](https://doi.org/10.1590/0001-3765201520140088).
- Costa H.C., Señaris J.C., Rojas-Runjaic F.J.M., Zaher H., Garcia P.C.A. 2018. Redescription of the rare South American worm lizard *Amphisbaena rozei* (Squamata: Amphisbaenidae). *Amphibia-Reptilia* 39:21–30. doi: [10.1163/15685381-00003136](https://doi.org/10.1163/15685381-00003136).
- Costa H.C., Velasquez S., Zaher H., Garcia P.C.A. 2019a. Updated diagnosis of *Amphisbaena metallurga* and *A. sanctaeritae* and first record of *A. hiata* in Brazil (Squamata: Amphisbaenidae). *South American Journal of Herpetology* in press.
- Costa H.C., Graboski R., Zaher H. 2019b. *Amphisbaena mensae* Catro-Mello, 2000 is a synonym of *Amphisbaena talisiae* Vanzolini, 1995 (Squamata: Amphisbaenia: Amphisbaenidae). *Zootaxa* 4559:166–174. doi: [10.11646/zootaxa.4559.1.7](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4559.1.7).
- Costa H.C., Bérnils R.S. 2014. Répteis brasileiros: Lista de espécies. *Herpetologia Brasileira* 3:74–84.
- Costa H.C., Bérnils R.S. 2015. Répteis brasileiros: Lista de espécies 2015. *Herpetologia Brasileira* 4:75–93.
- Costa H.C., Bérnils R.S. 2018. Répteis do Brasil e suas Unidades Federativas: Lista de espécies. *Herpetologia Brasileira* 7:11–57.
- Cozer J.S., Pereira-Ribeiro J., Linause T.M., Ferregueti A.C., Bergallo H.G., Rocha C.F.D. 2020. Reptile diversity in the Duas Bocas Biological Reserve, Espírito Santo, southeastern Brazil. *Papéis Avulsos de Zoologia* 60:1–9. doi: [10.11606/1807-0205/2020.60.40](https://doi.org/10.11606/1807-0205/2020.60.40).
- Cruz-da-Silva R.C., Freitas M.A., Sant’Anna S.S., Seibert C.S. 2019. Serpentes no Tocantins: guia ilustrado. Ekos Editora, São Paulo.
- Cunha O.R., Nascimento F.P., Avila-Pires T.C.S. 1985. Os répteis da área de Carajás, Pará, Brasil (Testudines e Squamata). I. *Publicações Avulsas do Museu Paraense Emílio Goeldi* 40:9–92.
- Cunha F.A.G., Fernandes T., Franco J., Vogt R.C. 2019. Reproductive Biology and Hatchling Morphology of the Amazon Toad-headed Turtle (*Mesoclemmys raniceps*) (Testudines: Chelidae), with Notes on Species Morphology and Taxonomy of the *Mesoclemmys* Group. *Chelonian Conservation and*



*Biology* 18:195–29. doi: [10.2744/CCB-1271.1](https://doi.org/10.2744/CCB-1271.1).

Cunha F.A.G., Sampaio I., Carneiro J., Vogt R.C. 2021. A new species of Amazon Freshwater Toad-Headed Turtle in the genus *Mesoclemmys* (Testudines: Pleurodira: Chelidae) from Brazil. *Chelonian Conservation and Biology* 20:151–166. doi: [10.2744/CCB-1448.1](https://doi.org/10.2744/CCB-1448.1).

Cunha O.R., Nascimento F.P. 1983. Ofídios da Amazônia. XIX - As espécies de *Oxyrhopus* Wagler, com uma subespécie nova, e *Pseudoboa* Schneider, na Amazônia oriental e Maranhão (Ophidia: Colubridae). *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Zoologia* 122:1–42.

Cunha O.R., Nascimento F.P. 1993. Ofídios da Amazônia. As cobras da região Leste do Pará. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Zoologia* 9:1–191.

Curcio F., Zaher H., Rodrigues M.T. 2002. Rediscovery of the blind-snake *Leptotyphlops brasiliensis* Laurent, 1949 (Serpentes, Leptotyphlopidae) in the wild. *Phyllomedusa: Journal of Herpetology* 1:101–104. doi: [10.11606/issn.2316-9079.v1i2p101-104](https://doi.org/10.11606/issn.2316-9079.v1i2p101-104).

Curcio F.F., Nunes P.M.S., Harvey M.B., Rodrigues M.T. 2011. Redescription of *Apostolepis longicaudata* (Ser-

pentes: Xenodontinae) with Comments on Its Hemipenial Morphology and Natural History. *Herpetologica* 67:318–331. doi: [10.1655/HERPETOLOGICA-D-10-00043.1](https://doi.org/10.1655/HERPETOLOGICA-D-10-00043.1).

Cuvier G. 1817. Le regne animal distribue d'après son organisation, pour servir de base d'histoire naturelle des animaux et d' introduction a l'anatomie comparee. Vol. 2, Les reptiles, les poissons, les mollusques, et les anieli-des. Deterville. Paris.

Dal Vechio F., Recoder R., Rodrigues M.T., Zaher H. 2013. The herpetofauna of the Estação Ecológica de Uruçuí-Una, state of Piauí, Brazil. *Papéis Avulsos de Zoologia (São Paulo)* 53:225–243. doi: [10.1590/S0031-10492013001600001](https://doi.org/10.1590/S0031-10492013001600001).

Dal Vechio F., Prates I., Grazziotin F.G., Graboski R., Rodrigues M.T. 2021. Molecular and phenotypic data reveal a new Amazonian species of pit vipers (Serpentes: Viperidae: *Bothrops*). *Journal of Natural History* 54:2415–2437. doi: [10.1080/00222933.2020.1845835](https://doi.org/10.1080/00222933.2020.1845835).

Damasceno R.P., Carnaval A.C., Sass C., Recoder R.S., Moritz C., Rodrigues M.T. 2021. Geographic restriction, genetic divergence, and morphological disparity in the Brazilian Atlantic Forests: Insights from *Leposoma* lizards (Gymnophthalmidae, Squamata). *Molecular Phylogenetics and*

*Evolution* 154:106993. doi: [10.1016/j.ympev.2020.106993](https://doi.org/10.1016/j.ympev.2020.106993).

Dantas S.P., Tavares H.D., Pascoal W., Saviato M.J., Ávila R.W., Vasconcelos T.S., Oda F.H. 2019. New distribution records from the Brazilian Cerrado and species distribution modelling of *Boana crepitans*, *Lithobates palmipes*, *Pipa pipa*, and *Micrurus h. hemprichii*. *Biodiversity* 20:149–160. doi: [10.1080/14888386.2019.1664931](https://doi.org/10.1080/14888386.2019.1664931).

Daza J.M., Smith E.N., Páez V.P., Parkinson C.L. 2009. Complex evolution in the Neotropics: The origin and diversification of the widespread genus *Leptodeira* (Serpentes: Colubridae). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 53:653–667. doi: [10.1016/j.ympev.2009.07.022](https://doi.org/10.1016/j.ympev.2009.07.022).

Delfim F.R. 2012. Riqueza e padrões de distribuição dos lagartos do Domínio Morfoclimático da Caatinga. Tese de doutorado. Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa.

Dias E.G., Silva F.J., Lima E.S.M., Souza J.S., Santos E.M. 2019. *Echinanthera cephalostriata*. Geographic distribution. *Herpetological Review* 50:748.

Dixon J.R. 1983a. Systematics of *Liophis reginae* and *L. williamsi* (Serpentes, Colubridae), with a description of a new species. *Annals of the Carnegie Museum* 52:113–138.

Dixon J.R. 1983b. Taxonomic status of the South American snakes *Liophis miliaris*, *L. amazonicus*, *L. chrysostomus*, *L. mossoroensis* and *L. purpurans* (Colubridae: Serpentes). *Copeia* 1983:791–802.

Dixon J.R. 1991. Geographic variation and taxonomy of *Liophis almadensis* (Wagler) (Serpentes: Colubridae), and description of a new species of *Liophis* from Argentina and Bolivia. *Texas Journal of Science* 43:225–236.

Dixon J.R., Kofron C.P. 1983. The Central and South American Anomalepid Snakes of the Genus *Liotyphlops*. *Amphibia-Reptilia* 4:241–264.

Dornas T., Silva M.C.H., Silva W.P., Malvasio A. 2021. Riqueza e composição, lacunas de conhecimento e conservação dos crocodilianos do estado do Tocantins, ecótono Amazônia- Cerrado, Brasil. *Cuadernos de Herpetología* 35:77–96.

Drummond L.O., Costa H.C., Pires M.R.S. 2011. *Clelia plumbea* (Mussurana): Prey. *Herpetological Bulletin* 116:36–39.

Dubeux M.J.M., Nascimento F.A.C., Gonçalves U., Mott T., Nunes P.M.S. 2021. Distribution extension and new records for *Cercosaura olivacea* (Gray, 1845) (Squamata: Gymnophthalmi-

dae) in northeastern Brazil. *Oecologia Australis* 25:184–189. doi: [10.4257/oeco.2021.2501.19](https://doi.org/10.4257/oeco.2021.2501.19).

Dubois A. 2009. Incorporation of nomina of higher-ranked taxa into the International Code of Zoological Nomenclature: the nomenclatural status of class-series zoological nomina published in a non-latinized form. *Zootaxa* 2006:1–12. doi: <https://doi.org/10.11646/zootaxa.2106.1.1>.

Dubois A. 2015. What is an online ‘preliminary version’ of a publication in the meaning of Article 9.9 of the Code?—One more step on the trail of the Asian elephant. *The Bulletin of Zoological Nomenclature* 72:6–18. doi: [10.21805/bzn.v72i1.a13](https://doi.org/10.21805/bzn.v72i1.a13).

Dubois A., Bour R. 2010. The distinction between family-series and class-series nomina in zoological nomenclature, with emphasis on the nomina created by Batsch (1788, 1789) and on the higher nomenclature of turtles. *Bonn Zoological Bulletin* 5:149–171.

Duleba S., Campos Filho L.V.S., Strüsmann C. 2015. *Hydrops caesurus* (Reptilia, Serpentes, Dipsadidae): new records and evidences of habitat use and diet in the Brazilian Pantanal. *Herpetologia Brasileira* 4:97–99.

Entiauspe-Neto O.M., Abegg A.D., Pينهiro R.T., Borges L.M., Loebmann D. 2017a. *Hydrops martii* (Wagler, 1824) (Serpentes, Dipsadidae): first record in Amapá state, northern Brazil. *CheckList* 13:659–661. doi: [10.15560/13.5.659](https://doi.org/10.15560/13.5.659).

Entiauspe-Neto O.M., Quintela F.M., Regnet R.A., Teixeira V.H., Silveira F., Loebmann D. 2017b. A New and Microendemic Species of *Ophiodes* Wagler, 1828 (Sauria: Diploglossinae) from the Lagoa dos Patos Estuary, Southern Brazil. *Journal of Herpetology* 51:515–522. doi: [10.1670/17-007](https://doi.org/10.1670/17-007).

Entiauspe-Neto O.M., Renner M.F., Mario-da-Rosa C., Abegg A.D., Loebmann D., Lema T. 2017c. Redescription, geographic distribution and ecological niche modeling of *Elapomorphus wuchereri* (Serpentes: Dipsadidae). *Phyllomedusa: Journal of Herpetology* 16:225–242. doi: [10.11606/issn.2316-9079.v16i2p225-242](https://doi.org/10.11606/issn.2316-9079.v16i2p225-242).

Entiauspe-Neto O.M., Azevedo W.S., Pereira V.O., Abegg A.D., Rocha A.M., Loebmann D. 2018. New records of the rare Troschel’s Pampas Snake, *Phimophis guianensis* (Serpentes: Dipsadidae) in Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências* 90:3023–3029. doi: [10.1590/0001-3765201820180132](https://doi.org/10.1590/0001-3765201820180132).

Entiauspe-Neto O.M., Sena A., Tiu-tenko A., Loebmann D. 2019. Taxono-

mic status of *Apostolepis barrioi* Lema, 1978, with comments on the taxonomic instability of *Apostolepis* Cope, 1862 (Serpentes, Dipsadidae). *ZooKeys* 841:71–78. doi: [10.3897/zookeys.841.33404](https://doi.org/10.3897/zookeys.841.33404).

Entiauspe-Neto O.M., Koch C., Guedes T.B., Tiutenko A. 2020a. Revisiting the taxonomic status of *Apostolepis sanctaeritae*, a forgotten Neotropical dipsadid snake. *Salamandra* 56:329–341.

Entiauspe-Neto O.M., Guedes T.B., Loebmann D., Lema T. 2020b. Taxonomic Status of Two Simultaneously Described *Apostolepis* Cope, 1862 Species (Dipsadidae: Elapomorhini) from Caatinga Enclaves Moist Forests, Brazil. *Journal of Herpetology* 54:225–234. doi: [10.1670/19-053](https://doi.org/10.1670/19-053).

Entiauspe-Neto O.M., Lyra M.L., Koch C., Quintela F.M., Abegg A.D., Loebmann D. 2020c. Taxonomic Revision of *Chironius bicarinatus* (Wied 1820) (Serpentes: Colubridae), with Description of a New Species. *Herpetological Monographs* 34:98–115. doi: [10.1655/HERPMONOGRAPHS-D-19-00013.1](https://doi.org/10.1655/HERPMONOGRAPHS-D-19-00013.1).

Entiauspe-Neto O.M., Abegg A.D., Koch C., Nuñez L.P., Azevedo W.S., Moraes L.J.C.L., ... Loebmann D. 2021a. A new species of *Erythrolamprus* (Serpentes: Dipsadidae: Xenodontini) from the savannas of northern South America. *Salamandra* 57:196–218.

Entiauspe-Neto O.M., Koch C., Gray R.J., Tiutenko A., Loebmann D., Guedes T.B. 2021b. Taxonomic status of *Apostolepis tertulianobeui* Lema, 2004 based on an integrative revision of *Apostolepis assimilis* (Reinhardt, 1861) (Serpentes: Dipsadidae). *Zoologischer Anzeiger* 291:123–138. doi: [10.1016/j.jcz.2021.01.004](https://doi.org/10.1016/j.jcz.2021.01.004).

Entiauspe-Neto O.M., Tiutenko A., Azevedo W.S., Abegg A.D. 2021c. Extraordinary claims require extraordinary evidence: on the taxonomic identity of *Phalotris cerradensis* Silveira, 2020. *Revue suisse de Zoologie* 128:53–60. doi: [10.35929/RSZ.0034](https://doi.org/10.35929/RSZ.0034).

Entiauspe-Neto O.M., Koch C., Harvey M.B., Colli G.R., Guedes T.B. 2021d. Redescription of *Apostolepis ambiniger* (Peters, 1869) (Serpentes: Dipsadidae: Elapomorhini). *Vertebrate Zoology* 71:231–251. doi: [10.3897/vz.71.e65097](https://doi.org/10.3897/vz.71.e65097).

Entiauspe-Neto O.M., Lema T. 2015. *Apostolepis christineae* Lema, 2002 (Serpentes: Xenodontinae: Elapomorhini): first record for Bolivia. *Check List* 11:1814. doi: [10.15560/11.6.1814](https://doi.org/10.15560/11.6.1814).

Entiauspe-Neto O.M., Loebmann D. 2019. Taxonomic status of *Chironius laurenti* Dixon, Wiest & Cei, 1993 and of the long-forgotten *Chironius dixoni* Wiest, 1978 (Squamata, Serpentes). *Bionomina* 16:83–87. doi: [10.11646/bionomina.16.1.4](https://doi.org/10.11646/bionomina.16.1.4).



- Entiauspe-Neto O.M., Tiutenko A. 2020. On the taxonomic status of *Apostolepis roncadori* Lema, 2016 and *Apostolepis vittata* (Cope, 1887) (Serpentes: Dipsadidae). *Revista Latinoamericana de Herpetología* 3:114–119.
- Feitosa D.T., Passos P., Prudente A.L.C. 2007. Taxonomic status and geographic variation of the slender coralsnake, *Micrurus filiformis* (Günther, 1859) (Serpentes, Elapidae). *South American Journal of Herpetology* 2:149–156. doi: [10.2994/1808-9798\(2007\)2\[149:TSAGVO\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.2994/1808-9798(2007)2[149:TSAGVO]2.0.CO;2).
- Fernandes D., Marques O.A.V., Argôlo A.J.S. 2010a. A new species of *Dipsas* Laurenti from the Atlantic Forest of Brazil (Serpentes: Dipsadidae). *Zootaxa* 2691:57–66.
- Fernandes V.D., Moura M.R., Dayrell J.S., Santana D.J., Lima L.H.R. 2010b. Reptilia, Squamata, Serpentes, Typhlopidae, Typhlops amoipira Rodrigues and Juncá, 2002: Range extension and new state record. *Check List* 6:268–269.
- Fernandes G.W., Vale M.M., Overbeck G.E., Bustamante M.M.C., Grelle C.E.V., Bergallo H.G., ... Pillar V.D. 2017. Dismantling Brazil's science threatens global biodiversity heritage. *Perspectives in Ecology and Conservation* 15:239–243. doi: [10.1016/j.pecon.2017.07.004](https://doi.org/10.1016/j.pecon.2017.07.004).
- Fernandes D.S., Passos P. 2002. Geographic distribution: *Rhachidelus brazilii*. *Herpetological Review* 33:150.
- Ferrara C.R., Fagundes C.K., Morcatty T.Q., Vogt R.C. 2017. Quelônios Amazônicos: Guia de identificação e distribuição. WCS. Manaus.
- Ferreira V.L., Terra J.S., Piatti L., Delatorre M., Strüssmann C., Béda A.F., ... Albuquerque N.R. 2017. Répteis do Mato Grosso do Sul, Brasil. *Iheringia. Série Zoologia* 107:e2017153. doi: [10.1590/1678-4766e2017153](https://doi.org/10.1590/1678-4766e2017153).
- Firmiano E.C., Gonçalves M.S., Roberto W.S., Silva P.J.G., Souza J., Silveira L.G. 2017. Lagartos (Ordem Squamata) em um fragmento de florestal ombrófila aberta no centro-sul de Rondônia. *Revista Brasileira de Ciências da Amazônia* 6:1–14.
- Fitzinger L.J. 1843. Systema Reptilium. Fasciculus Primus: Ambyglossae. Braunmüller et Seidel. Vienna.
- Fonseca W.L., Silva J.D., Abegg A.D., Rosa C.M., Bernarde P.S. 2019. Herpetofauna of Porto Walter and surrounding areas, Southwest Amazonia, Brazil. *Herpetology Notes* 12:91–107.
- França F.G.R. 2003. Geographic Distribution: *Philodryas psammophideus* (Striped Racer). *Herpetological Review* 34:170.

- França F.G.R., Mesquita D.O., Colli G.R. 2006. A checklist of snakes from Amazonian savannas in Brazil, housed in the Coleção Herpetológica da Universidade de Brasília, with new distribution records. *Occasional Papers Sam Noble Oklahoma Museum of Natural History* 17:1–13.
- França R.C., Germano C.E.S., França F.G.R. 2012. Composição de uma taxocenose de serpentes em uma área urbana na Mata Atlântica da Paraíba, Nordeste do Brasil. *Biota Neotropica* 12:183–195. doi: [10.1590/S1676-06032012000300019](https://doi.org/10.1590/S1676-06032012000300019).
- França D.P.F., Barbo F.E., Silva-Jr N.J., Silva H.L.R., Zaher H. 2018. A new species of *Apostolepis* (Serpentes, Dipsadidae, Elapomorhini) from the Cerrado of Central Brazil. *Zootaxa* 4521:539–552. doi: [10.11646/zootaxa.4521.4.3](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4521.4.3).
- França D.P.F., Fermiano E.C., Machado-Filho P.R., Zaher H. 2019. Taxonomic contributions and first record of the poorly known species *Apostolepis tenuis* Ruthven, 1927 in Brazil (Serpentes, Dipsadidae). *Herpetologia Brasileira* 8:44–49.
- França R.C., Morais M., França F.G.R., Rödder D., Solé M. 2020. Snakes of the Pernambuco Endemism Center, Brazil: diversity, natural history and conservation. *ZooKeys* 1002:115–158. doi: [10.3897/zookeys.1002.50997](https://doi.org/10.3897/zookeys.1002.50997).
- França F.G.R., Venâncio N.M. 2010. Reptiles and amphibians of a poorly known region in southwest Amazonia. *Biotemas* 23:71–84. doi: [10.5007/2175-7925.2010v23n3p71](https://doi.org/10.5007/2175-7925.2010v23n3p71).
- Francisco B.C.S., Pinto R.R., Fernandes D.S. 2012. Taxonomy of *Epictia mu-noai* (Orejas-Miranda, 1961) (Squamata: Serpentes: Leptotyphlopidae). *Zootaxa* 3512:42–52. doi: [10.11646/zootaxa.3512.1.2](https://doi.org/10.11646/zootaxa.3512.1.2).
- Francisco B.C.S., Pinto R.R., Fernandes D.S. 2018. Taxonomic notes on the genus *Siagonodon* Peters, 1881, with a report on morphological variation in *Siagonodon cupinensis* (Bailey and Carvalho, 1946) (Serpentes: Leptotyphlopidae). *Copeia* 106:321–328. doi: [10.1643/CH-17-641](https://doi.org/10.1643/CH-17-641).
- Franco F.L. 1994. O gênero *Sibynomorphus* Fitzinger, 1843, no Brasil (Colubridae: Xenodontinae: Dipsadini). Dissertação de Mestrado. Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.
- Franco F.L., Trevine V.C., Montingelli G.G., Zaher H. 2017. A new species of *Thamnodynastes* from the open areas of central and northeastern Brazil (Serpentes: Dipsadidae: Tachymenini). *Salamandra* 53:339–350.

- Freire E.M.X., Skuk G.O., Kolodiuk M.F., Ribeiro L.B., Maggi B.S., Rodrigues L.S., ... Falcão A.C.G.P. 2009. Répteis Squamata das Caatingas do Seridó do Rio Grande do Norte e do Cariri da Paraíba: Síntese do Conhecimento Atual e Perspectivas. Pp. 51–84, in Freire E.M.X. (Ed.) Recursos Naturais das Caatingas: Uma Visão Multidisciplinar. EDUFRN, Natal.
- Freitas M.A. 2003. Serpentes brasileiras. O Autor, Lauro de Freitas.
- Freitas M.A., Veríssimo D., Uhlig V. 2012. Squamate Reptiles of the central Chapada Diamantina, with a focus on the municipality of Mucugê, state of Bahia, Brazil. *Check List* 8:016–022.
- Freitas M., Almeida B., Almeida M., Dantin T., Moura G. 2014. Rediscovery and first record of *Sibynomorphus mikanii septentrionalis* (Cunha, Nascimento & Hoge, 1980), (Squamata; Serpentes) for the state of Pará. *Check List* 10:1246–1248. doi: [10.15560/10.5.1246](https://doi.org/10.15560/10.5.1246).
- Freitas M.A., Colli G.R., Entiausppe-Neto O.M., Trinchão L., Araújo D., Lima T.D.O., ... Dias P. 2016. Snakes of Cerrado localities in western Bahia, Brazil. *Check List* 12:1896. doi: [10.15560/12.3.1896](https://doi.org/10.15560/12.3.1896).
- Freitas M.A., Vieira R.S., Entiausppe-Neto O.M., Oliveira-e-Sousa S., Farias T., Sousa A.G., Moura G.J.B. de. 2017. Herpetofauna of the Northwest Amazon forest in the state of Maranhão, Brazil, with remarks on the Gurupi Biological Reserve. *ZooKeys* 643:141–155. doi: [10.3897/zookeys.643.8215](https://doi.org/10.3897/zookeys.643.8215).
- Freitas M.A., Barbosa G.G., Bernardino K.P., Pinheiro Filho J.D., Abegg A.D. 2019a. First records of the rare snake *Echivanthera cephalomaculata* Di-Bernardo, 1994 in the state of Pernambuco, Brazil (Serpentes: Dipsadidae). *Herpetology Notes* 12:1005–1009.
- Freitas M.A., Abegg A.D., Araújo D.S., Coelho H.E.A., Azevedo W.S., Chaves M.F., ... Moura G.J.B. de. 2019b. Herpetofauna of three “Brejos de Altitude” in the interior of the state of Pernambuco, northeastern Brazil. *Herpetology Notes* 12:591–602.
- Freitas M.A., Silva T.F.S. 2007. Guia Ilustrado: A Herpetofauna das Caatingas e Áreas de Altitudes do Nordeste Brasileiro. USEB. Pelotas.
- Freitas M.A., Silva T.F.S. 2011. Geographic distribution: *Helicops modestus*. *Herpetological Review* 42:394.
- Frétey T. 2019. Capitalised epithets in the works of Linnaeus (1758-1767): findings and consequences in herpetology. *Bionomina* 16:22–45. doi: [10.11646/bionomina.16.1.2](https://doi.org/10.11646/bionomina.16.1.2).

- Frétey T., Dubois A. 2019. The authorship and date of five generic nomina of Squamata and Amphibia published by Cuvier (1816, 1829), with recourse to and comments on twenty Articles of the Code. *Bionomina* 15:1–36. doi: [10.11646/bionomina.15.1.1](https://doi.org/10.11646/bionomina.15.1.1).
- Frétey T., Dubois A. 2021. The authorship and date of the generic nomen *Typhlops* and of the familial nomen Typhlopidae (Serpentes). *Bionomina* 21:111–116. doi: [10.11646/bionomina.21.1.6](https://doi.org/10.11646/bionomina.21.1.6).
- Frost D.R., Etheridge R. 1989. A Phylogenetic Analysis and Taxonomy of Iguanian Lizards (Reptilia: Squamata). *The University of Kansas Museum of Natural History Miscellaneous Publication* 81:1–65.
- Frota J.G., Santos-Jr A.P., Chalkidis H.M., Guedes. A.G. 2015. As serpentes da região do baixo rio Amazonas, oeste do estado do Pará, Brasil (Squamata). *Biociências* 13:211–220.
- Gans C. 1965. Redescription of *Amphisbaena pretrei* Dumeril and Bibron and *A. leucocephala* Peters, with a Discussion of Their Relation and Synonymy (Amphisbaenia: Reptilia). *American Midland Naturalist* 74:387–407.
- Gans C. 1971. Studies on Amphisbaenians (Amphisbaenia, Reptilia). 4. A Review of the Amphisbaenid genus *Leposternon*. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 144:379–464.
- Garbin R.C., Karlguth D.T., Fernandes D.S., Pinto R.R. 2016. Morphological variation in the Brazilian Radiated Swamp Turtle *Acanthochelys radiolata* (Mikan, 1820) (Testudines: Chelidae). *Zootaxa* 4105:45–64. doi: [10.11646/zootaxa.4105.1.2](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4105.1.2).
- Goicoechea N., Frost D.R., De la Riva I., Pellegrino K.C.M., Sites J., Rodrigues M.T., Padial J.M. 2016. Molecular systematics of teioid lizards (Teioidea/Gymnophthalmoidea: Squamata) based on the analysis of 48 loci under tree-alignment and similarity-alignment *Cladistics* 32:624–671. doi: [10.1111/cla.12150](https://doi.org/10.1111/cla.12150).
- Gomes D.F., Azevedo J., Murta-Fonseca R., Faurby S., Antonelli A., Passos P. 2020. Taxonomic revision of the genus *Xenopholis* Peters, 1869 (Serpentes: Dipsadidae): Integrating morphology with ecological niche. *PLOS ONE* 15:1–45. doi: [10.1371/journal.pone.0243210](https://doi.org/10.1371/journal.pone.0243210).
- Gomides S.C., Teixeira Jr M.T., Leal F., Thomassen H., Cassimiro J., Recoder R.S., ... Leite F.S.F. 2020. Redescription and Geographical Distribution of a Rare Microteiid Lizard: *Rhachisaurus brachylepis* (Dixon, 1974) (Squamata: Gymnophthalmidae). *South American*



*Journal of Herpetology* 15:20–29. doi: [10.2994/SAJH-D-17-00078.1](https://doi.org/10.2994/SAJH-D-17-00078.1).

Gonçalves M.A.P.L., Aguiar F.V.O., Carmargo J.V.C., Barros Filho J.D., Carvalho-e-Silva S.P. 2007. Levantamento preliminar da fauna de répteis do Parque Nacional da Serra dos Órgãos. Pp. 135–153, in Cronemberger C., Viveiros-de-Castro E.B. (Eds.) *Ciência e Conservação na Serra dos Órgãos. Parque Nacional da Serra dos Órgãos, Teresópolis*.

Gouveia R.V., Novelli I.A., Vieira F.M., Sousa B.M.. 2017. Morphological variation of *Philodryas patagoniensis* (Girard, 1858) (Serpentes, Dipsadidae) from Brazil, based on the study of pholidosis, coloration and morphometric features. *Biota Neotropica* 17:e20160237. doi: [10.1590/1676-0611-bn-2016-0237](https://doi.org/10.1590/1676-0611-bn-2016-0237).

Graboski R., Pereira Filho G.A., Silva A.A.A., Prudente A.L.C., Zaher H. 2015. A new species of Amerotyphlops from Northeastern Brazil, with comments on distribution of related species. *Zootaxa* 3920:443–452. doi: [10.11646/zootaxa.3920.3.3](https://doi.org/10.11646/zootaxa.3920.3.3).

Graboski R., Arredondo J.C., Grazziotin F.G., Silva A.A.A., Prudente A.L.C., Rodrigues M.T., ... Zaher H. 2019. Molecular phylogeny and hemipenial diversity of South American species of *Amerotyphlops* (Typhlopidae, Scolecophidia).

*Zoologica Scripta* 48:139–156. doi: [10.1111/zsc.12334](https://doi.org/10.1111/zsc.12334).

Gray J.E. 1825. A synopsis of the genera of reptiles and Amphibia, with a description of some new species. *The Annals of Philosophy* 10:193–217.

Grazziotin F.G., Zaher H., Murphy R.W., Scrocchi G., Benavides M.A., Zhang Y.-P., Bonatto S.L. 2012. Molecular phylogeny of the New World Dipsadidae (Serpentes: Colubroidea): a reappraisal. *Cladistics* 28:437–459. doi: [10.1111/j.1096-0031.2012.00393.x](https://doi.org/10.1111/j.1096-0031.2012.00393.x).

Guedes T.B., Nogueira C., Marques O.A.V. 2014. Diversity, natural history, and geographic distribution of snakes in the Caatinga, Northeastern Brazil. *Zootaxa* 3863:1–93. doi: [10.11646/zootaxa.3863.1.1](https://doi.org/10.11646/zootaxa.3863.1.1).

Guedes J.J.M., Assis C.L., Silva D.H., Feio R.N. 2017. New records and notes on defensive behavior of *Thamnodynastes rutilus* (Prado 1942). *Neotropical Biology and Conservation* 12:154–158. doi: [10.4013/nbc.2017.122.09](https://doi.org/10.4013/nbc.2017.122.09).

Guedes T.B., Sawaya R.J., Zizka A., Laffan S., Faurby S., Pyron R.A., Bérnills R.S., ... Meiri S. 2018. Patterns, biases and prospects in the distribution and diversity of Neotropical snakes. *Global Ecology and Biogeography* 27:14–21. doi: [10.1111/geb.12679](https://doi.org/10.1111/geb.12679).

- Guedes T.B., Queiroz A., Sousa P., Hamdan B. 2020. Updated distribution maps with new records of *Trilepida fuliginosa* (Passos, Caramaschi & Pinto, 2006) and *Drepanoides anomalus* (Jan, 1863) (Squamata, Serpentes) in the state of Maranhão, northeastern Brazil. *Check List* 16:423–433. doi: [10.15560/16.2.423](https://doi.org/10.15560/16.2.423).
- Guedes T.B. 2021. A Matryoshka of scales: a single specimen reveals multiple new aspects of diet and distribution of snakes. *Herpetology Notes* 14:385–390.
- Harvey M.B. 2008. New and Poorly Known *Dipsas* (Serpentes: Colubridae) from Northern South America. *Herpetologica* 64:422–451. doi: [10.1655/07-068R1.1](https://doi.org/10.1655/07-068R1.1).
- Harvey M.B., Embert D. 2008. Review of Bolivian *Dipsas* (Serpentes: Colubridae), with Comments on Other South American Species. *Herpetological Monographs* 22:54–105. doi: [10.1655/07-023.1](https://doi.org/10.1655/07-023.1).
- Heberling J.M., Miller J.T., Noesgaard D., Weingart S.B., Schigel D. 2021. Data integration enables global biodiversity synthesis. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 118:e2018093118. doi: [10.1073/pnas.2018093118](https://doi.org/10.1073/pnas.2018093118).
- Hedges S.B. 2014. The high-level classification of skinks (Reptilia, Squamata, Scincomorpha). *Zootaxa* 3765:317–338. doi: [10.11646/zootaxa.3765.4.2](https://doi.org/10.11646/zootaxa.3765.4.2).
- Hedges S.B., Kumar S. 2009. *The Time-tree of Life*. Oxford University Press, Oxford.
- Hernández-Ruz E.J., Mascarenhas B.M., Miranda R. 2008. Caracterização preliminar da herpetofauna das Serras Onça e Puma, sudeste do estado do Pará, Brasil. *Boletim do Laboratório de Hidrobiologia* 21:25–30.
- Hernández-Morales C., Sturaro M.J., Nunes P.M.S., Lotzkat S., Peloso P.L.V. 2020. A species-level total evidence phylogeny of the microteiid lizard family Alopoglossidae (Squamata: Gymnophthalmoidea). *Cladistics* 36:301–321. doi: [10.1111/cla.12407](https://doi.org/10.1111/cla.12407).
- Hoge A.R. 1967. Serpentes do Território Federal do Amapá. *Atas do Simpósio sobre a Biota Amazônica* 5:217–223.
- Hoge A.R., Romano S.A., Cordeiro C.L. 1978. Contribuição ao conhecimento das serpentes do Maranhão, Brasil. *Memórias do Instituto Butantan* 40/41:37–52.
- Hoge A.R., Laporta I.L., Romano-Hoge S.A. 1979a. Notes on *Sibynomorphus mikanii* Schlegel, 1837. *Memórias do Instituto Butantan* 42/43:175–178.

- Hoge A.R., Russo C.R., Santos M.C., Furtado M.F.D. 1979b. Snakes collected by “Projeto Rondon XXII” to Piauí, Brazil. *Memórias do Instituto Butantan* 42/43:87–94.
- Hoge A.R., Romano-Hoge S.A.R.W.L. 1981. Sinopse das serpentes peçonhentas do Brasil (2ª Ed.). *Memórias do Instituto Butantan* 42/43:373–496.
- Hoge A.R., Romano S.A. 1969. Espécies registradas para o Brasil (Serpentes). *Ciência e Cultura* 21:453–454.
- Hoogmoed M.S., Fernandes R., Kucharzewski C., Moura-Leite J.C., Bérnils R.S., Entiauspe-Neto O.M., Santos F.P.R. 2019. Synonymization of *Uromacer ricardinii* Peracca, 1897 with *Dendrophis aurata* Schlegel, 1837 (Reptilia: Squamata: Colubridae: Dipsadinae), a Rare South American Snake with a Disjunct Distribution. *South American Journal of Herpetology* 14:88–102. doi: [10.2994/SAJH-D-17-00014.1](https://doi.org/10.2994/SAJH-D-17-00014.1).
- Hoogmoed M.S., Lima J.D. 2018. *Epicetia collaris* (Hoogmoed, 1977) (Reptilia: Squamata: Leptotyphlopidae), new record for the herpetofauna of Amapá and Brazil, with additional localities in French Guiana and a distribution map. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais* 13:461–465.
- Hurtado-Gómez J.P., Vargas-Ramírez M., Ruiz Gómez F.J., Fouquet A., Fritz U. 2021. Multilocus phylogeny clarifies relationships and diversity within the *Micrurus lemniscatus* complex (Serpentes: Elapidae). *Salamandra* 57:229–239.
- ICMBio (Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade). 2018a. Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção: Volume I. Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, Ministério do Meio Ambiente, Brasília.
- ICMBio (Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade). 2018b. Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção: Volume IV – Répteis. Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, Ministério do Meio Ambiente, Brasília.
- ICZN (International Commission on Zoological Nomenclature). 1999. International Code of Zoological Nomenclature. International Trust for Zoological Nomenclature, London.
- ICZN (International Commission on Zoological Nomenclature). 2012. Amendment of Articles 8, 9, 10, 21 and 78 of the International Code of Zoological Nomenclature to expand and refine methods of publication. *Zootaxa* 3450:1–7. doi: [10.11646/zootaxa.3450.1.1](https://doi.org/10.11646/zootaxa.3450.1.1).

Jackson J.F. 1978. Differentiation in the genera *Enyalius* and *Strobilurus* (Iguanidae): implications for pleistocene climatic changes in eastern Brazil. *Archivos de Zoologia* 30:1–40.

Jadin R.C., Blair C., Jowers M.J., Carmona A., Murphy J.C. 2019. Hiding in the lianas of the tree of life: Molecular phylogenetics and species delimitation reveal considerable cryptic diversity of New World Vine Snakes. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 134:61–65. doi: [10.1016/j.ympev.2019.01.022](https://doi.org/10.1016/j.ympev.2019.01.022).

Jadin R.C., Blair C., Orlofske S.A., Jowers M.J., Rivas G.A., Vitt L.J., Ray J.M., ... Murphy J.C. 2020. Not withering on the evolutionary vine: systematic revision of the Brown Vine Snake (Reptilia: Squamata: *Oxybelis*) from its northern distribution. *Organisms Diversity & Evolution* 20:723–746. doi: [10.1007/s13127-020-00461-0](https://doi.org/10.1007/s13127-020-00461-0).

Jadin R.C., Jowers M.J., Orlofske S.A., Duellman W.E., Blair C., Murphy J.C. 2021. A new vine snake (Reptilia, Colubridae, *Oxybelis*) from Peru and redescription of *O. acuminatus*. *Evolutionary Systematics* 5:1–12. doi: [10.3897/evolsyst.5.60626](https://doi.org/10.3897/evolsyst.5.60626).

Jorge J.S., Freire E.M.X. 2011. Geographic Distribution: *Thamnodynastes almae* (Jararaca False Snake). *Herpetological Review* 42:396.

Jowers M.J., Garcia-Mударra J.L., Charles S.P., Murphy J.C. 2019. Phylogeography of West Indies Coral snakes (*Micrurus*): Island colonisation and banding patterns. *Zoologica Scripta* 48:263–276. doi: [10.1111/zsc.12346](https://doi.org/10.1111/zsc.12346).

Juncá F.A. 2005. Anfíbios e Répteis. Pp. 337–356, in Juncá F.A., Funch L., Rocha W. (Eds.) Biodiversidade e Conservação da Chapada Diamantina. Ministério do Meio Ambiente, Brasília.

Kawashita-Ribeiro R.A., Silva J.P., Silva A.F., Arruda L.A.G., Mott T., Carvalho M.A. 2011. Os Répteis Escamosos (Reptilia, Squamata) da Fazenda São Nicolau, Cotriguaçu, Mato Grosso, Brazil, um Estudo Preliminar. Pp. 147–167, in Rodrigues D.J., Izzo T.J., Battirola L.D. (Eds.) Descobrimos a Amazônia Meridional: Biodiversidade da Fazenda São Nicolau. Pau e Prosa, Cuiabá.

Keiser E.D. 1974. A systematic study of the Neotropical vine snake *Oxybelis aeneus* (Wagler). *Bulletin of the Texas Memorial Museum* 22:1–51.

Klappenbach M.A. 1960. Notas herpetológicas, I. *Amphisbaena muñoi* n. sp. (Amphisbaenidae). *Comunicaciones Zoologicas del Museo de Historia Natural de Montevideo* 4:1–12.

Koch C., Martins A., Schweiger S. 2019. A century of waiting: description of a



new *Epictia* Gray, 1845 (Serpentes: Leptotyphlopidae) based on specimens housed for more than 100 years in the collection of the Natural History Museum Vienna (NMW). *PeerJ* 7:1–37. doi: [10.7717/peerj.7411](https://doi.org/10.7717/peerj.7411).

Kok P.J.R., Bittenbinder M.A., van den Berg J.K., Marques-Souza S., Nunes P.M.S., Laking A.E., ... Rodrigues M.T. 2018. Integrative taxonomy of the gymnophthalmid lizard *Neusticurus rudis* Boulenger, 1900 identifies a new species in the eastern Pantepui region, north-eastern South America. *Journal of Natural History* 52:1029–1066. doi: [10.1080/00222933.2018.1439541](https://doi.org/10.1080/00222933.2018.1439541).

Lanna F.M., Werneck F.P., Gehara M., Fonseca E.M., Colli G.R., Sites J.W., ... Garda A.A. 2018. The evolutionary history of *Lygodactylus* lizards in the South American open diagonal. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 127:638–645. doi: [10.1016/j.ympev.2018.06.010](https://doi.org/10.1016/j.ympev.2018.06.010).

Ledo R.M.D., Domingos F.M.C.B., Giugliano L.G., Sites J.W., Werneck F.P., Colli G.R. 2020. Pleistocene expansion and connectivity of mesic forests inside the South American Dry Diagonal supported by the phylogeography of a small lizard. *Evolution* 74:1988–2004. doi: [10.1111/evo.13978](https://doi.org/10.1111/evo.13978).

Lema T. 1994. Lista comentada dos répteis ocorrentes no Rio Grande do Sul, Brasil. *Comunicações do Museu de Ciências da PUCRS, Série Zoologia* 7:41–150.

Lema T. 2004. Nova espécie de *Apostolepis* Cope do estado de Rondônia, Brasil (Serpentes, Elapomorphae). *Comunicações do Museu de Ciência e Tecnologia da PUCRS, Série Zoologia* 17:81–89.

Lema T., D'Agostini F.M., Cappellari L.H. 2005. Nova espécie de *Phalotris*, redescricao de *P. tricolor* e osteologia craniana (Serpentes, Elapomorphae). *Iheringia. Série Zoologia* 95:65–78. doi: [10.1590/S0073-47212005000100010](https://doi.org/10.1590/S0073-47212005000100010).

Lema T., de Queiroz A.N., Martins L.A. 2017. Color variation in *Apostolepis nigrolineata* (Serpentes, Colubridae: Dipsadinae: Elapomorphae), and contribution to the knowledge of the nigrolineata group. *Cuadernos de Herpetología* 31:93–101.

Lema T., Albuquerque N.R. de. 2010. The identity of *Apostolepis pyymi* and placement of *A. quinquelineata* in the synonymy of *A. nigrolineata* (Serpentes, Xenodontinae). *Biota Neotropica* 10:343–346. doi: [10.1590/S1676-06032010000100031](https://doi.org/10.1590/S1676-06032010000100031).

- Lema T., Deiques C. 2010. Description of a new genus for allocation of *Elapomorphus lepidus* and the status of *Elapomorphus wuchereri* (Serpentes: Dipsadidae: Xenodontinae: Elapomorphini). *Neotropical Biology and Conservation* 5:113–119. doi: [10.4013/nbc.2010.52.07](https://doi.org/10.4013/nbc.2010.52.07).
- Lema T., Renner M.F. 1998. O status de *Apostolepis quinquelineata* Boulenger, 1896, *A. pyimi* Boulenger, 1903, e *A. rondoni* Amaral, 1925 (Serpentes, Colubridae, Elapomorphini). *Biociências* 6:99–121.
- Lema T., Renner M.F. 2004. New species of *Apostolepis* from Alto Tocantins, Brazil, with comments on the striped pattern species (Serpentes, Elapomorphinae). *Biociências* 12:139–145.
- Lema T., Renner M.F. 2005. Contribution to the knowledge of *Apostolepis cearensis* Gomes, 1915 (Serpentes: Colubridae: Elapomorphinae), with comments on similar species from northeastern Brazil. *Comunicações do Museu de Ciências da PUCRS, Série Zoologia* 18:129–140.
- Lema T., Renner M.F. 2006. A new species of *Apostolepis*, with striped pattern, from Mato Grosso, Brazil (Serpentes, Elapomorphinae). *Ciência em Movimento* 8:13–18.
- Lema T., Renner M.F. 2007. Contribuição ao conhecimento de *Apostolepis ammodites* (Serpentes, Colubridae, Elapomorphinae). *Biociências* 15:126–142.
- Lima J.D. 2008. A herpetofauna do Parque Nacional do Montanhas do Tumucumaque, Amapá, Brasil, Expedições I a V. Pp. 38–50, in Bernard E. (Ed.) Inventários Biológicos Rápidos no Parque Nacional Montanhas do Tumucumaque, Amapá, Brasil. RAP Bulletin of Biological Assessment 48. Conservation International, Arlington.
- Lima J.H.A., Freitas M.A., Dubeux M. J.M., Nunes P.M.S., Roberto I.J., Kokubum M.N.C. 2020. New records of *Xenodon rabdocephalus* (Wied-Neuwied, 1824) (Serpentes: Dipsadidae) in the Pernambuco Endemism Center, Northeastern Brazil. *Herpetology Notes* 13:517–522.
- Lima A.C., Prudente A.L.C. 2009. Morphological variation and systematics of *Dipsas catesbyi* (Sentzen, 1796) and *Dipsas pavonina* Schlegel, 1837 (Serpentes: Dipsadinae). *Zootaxa* 2203:31–48.
- Lion M.B., Garda A.A., Santana D.J., Fonseca C.R. 2016. The Conservation Value of Small Fragments For Atlantic Forest Reptiles. *Biotropica* 48:265–275. doi: [10.1111/btp.12277](https://doi.org/10.1111/btp.12277).

- Loebmann D. 2009. Reptilia, Squamata, Serpentes, Scolecophidia, Anomalepididae, *Liotyphlops* cf. *ternetzi* (Boulenger, 1896): first family record for the state of Ceará, Brazil. *Check List* 5:249–250. doi: [10.15560/5.2.249](https://doi.org/10.15560/5.2.249).
- Longrich N.R., Vinther J., Pyron R.A., Pisani D., Gauthier J.A. 2015. Biogeography of worm lizards (Amphisbaenia) driven by end-Cretaceous mass extinction. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 282:1–10. doi: [10.1098/rspb.2014.3034](https://doi.org/10.1098/rspb.2014.3034).
- Lopes A.G., Sousa J.C., Tavares-Pinheiro R., Costa-Campos C.E. 2021. *Leptodactylus macrosternum* Miranda-Ribeiro, 1926 (Anura: Leptodactylidae) preyed upon by *Lygophis lineatus* (Linnaeus, 1758) (Serpentes: Dipsadidae), with notes on its distress call. *Herpetology Notes* 14:949–953.
- Lynch J.D. 2009. Snakes of the genus *Oxyrhopus* (Colubridae: Squamata) in Colombia: taxonomy and geographic variation. *Papéis Avulsos de Zoologia* 49:319–337. doi: [10.1590/S0031-10492009002500001](https://doi.org/10.1590/S0031-10492009002500001).
- MacCulloch R.D., Lathrop A., Kok P. J.R., Ernst R., Kalamandeen M. 2009. The genus *Oxyrhopus* (Serpentes: Dipsadidae: Xenodontinae) in Guyana: morphology, distributions and comments on taxonomy. *Papéis Avulsos de Zoologia* 49:487–495. doi: [10.1590/S0031-10492009003600001](https://doi.org/10.1590/S0031-10492009003600001).
- Macedo L.C., Bernarde P.S., Abe A.S. 2008. Lagartos (Squamata: Lacertilia) em áreas de floresta e de pastagem em Espigão do Oeste, Rondônia, sudoeste da Amazônia, Brasil. *Biota Neotropica* 8:133–139. doi: [10.1590/S1676-06032008000100016](https://doi.org/10.1590/S1676-06032008000100016).
- Machado-Filho P.G., Moyra M., Maffei F. 2020. First state record of *Uracentron azureum* (Linnaeus, 1758) (Squamata: Tropiduridae) from the state of Mato Grosso, Brazil. *Herpetologia Brasileira* 9:96–100.
- Machado I.F., Borges-Martins M., Abrahão C.R., Valadão R.M., Moura G. J.B., Nascimento L.B., ... Tinoco M.S. 2021. Planos de ação para a conservação da herpetofauna ameaçada de extinção: onde ocorrem, o que protegem e como participar. Pp. 224–235, in Toledo L.F. (Ed.) *Herpetologia Brasileira Contemporânea*. Sociedade Brasileira de Herpetologia, São Paulo.
- Magalhães F.M., Laranjeiras D.O., Costa T.B., Juncá F.A., Mesquita D.O., Röhr D.L., ... Garda A.A. 2015. Herpetofauna of protected areas in the Catinga IV: Chapada Diamantina National Park, Bahia, Brazil. *Herpetology Notes* 8:243–261.

- Maia A.R. 2002. Geographic Distribution: *Kentropyx pelviceps* (Bronzy Forest Whiptail). *Herpetological Review* 33:225.
- Manzani P., Arzabe C. 1995. Geographic distribution. *Bothrops atrox* (Common Lancehead). *Herpetological Review* 26:209.
- Marçal A.S., Gomes I.B.R., Coragem J.T. 2011. UHE Santo Antônio – Guia das espécies de fauna resgatadas. Scriba Comunicação Corporativa, Porto Velho.
- Marques-Souza S., Prates I., Fouquet A., Camacho A., Kok P.J.R., Nunes P.M.S., ... Rodrigues M.T. 2018. Reconquering the water: Evolution and systematics of South and Central American aquatic lizards (Gymnophthalmidae). *Zoologica Scripta* 47:255–265. doi: [10.1111/zsc.12273](https://doi.org/10.1111/zsc.12273).
- Marques R., Guedes T.B., Lanna F.M., Passos D.C., Silva W.P. DA, Garda A.A. 2021. Species richness and distribution patterns of the snake fauna of Rio Grande do Norte state, northeastern Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências* 93:1–20. doi: [10.1590/0001-3765202120191265](https://doi.org/10.1590/0001-3765202120191265).
- Martins A., Koch C., Pinto R., Folly M., Fouquet A., Passos P. 2019. From the inside out: Discovery of a new genus of threadsnakes based on anatomical and molecular data, with discussion of the leptotyphloid hemipenial morphology. *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research* 57:840–863. doi: [10.1111/jzs.12316](https://doi.org/10.1111/jzs.12316).
- Martins L.A., Lema T. 2015. Elapomorphini (Serpentes, Xenodontinae) from southwestern Brazil. *Neotropical Biology and Conservation* 10:93–102. doi: [10.4013/nbc.2015.102.05](https://doi.org/10.4013/nbc.2015.102.05).
- Martins M., Oliveira M.E. 1993. The snakes of the genus *Atractus* Wagler (Reptilia: Squamata: Colubridae) from the Manaus region, central Amazonia, Brazil. *Zoologische Mededelingen* 67:21–40.
- Maschio G.F., Galatti U., Neckel-Oliveira S., Gordo M., Bitar Y.O.C. 2012. Répteis de Carajás. Pp. 82–97, in Martins F.D., Castilho A.F., Campos J., Hatanó F.M., Rolim S.G. (Eds.) Fauna da Floresta Nacional de Carajás: Estudos sobre Vertebrados Terrestres. Nitro Imagens, São Paulo.
- von May R., Albuquerque N.R., Braz H.B., Santa-Cruz R., Biggi E., Tomasi-nelli F., Rabosky D.L. 2019. Distribution of the Neotropical water snakes *Hydrops caesurus*, *H. martii*, and *H. triangularis* in South America, with new records from Peru and Brazil. *Amphibian & Reptile Conservation* 13:122–142.



- Mebert K., Passos P., Fernandes D.S., Entiauspe-Neto O.M., Alvez F.Q., Machado A.S., Lopes R.T. 2020. A New Species of Snail-Eating Snake, *Dipsas* Cope, 1860 (Serpentes: Colubridae: Dipsadinae), from the Atlantic Forest of Brazil. *South American Journal of Herpetology* 17:43–62. doi: [10.2994/SAJH-D-17-00112.1](https://doi.org/10.2994/SAJH-D-17-00112.1).
- Melo-Sampaio P.R., Passos P., Fouquet A., Prudente A.L.D.C., Torres-Carvajal O. 2019. Systematic review of *Atractus schach* (Serpentes: Dipsadidae) species complex from the Guiana Shield with description of three new species. *Systematics and Biodiversity* 17:207–229. doi: [10.1080/14772000.2019.1611674](https://doi.org/10.1080/14772000.2019.1611674).
- Melo-Sampaio P.R., Passos P., Martins A.R., Jennings W.B., Moura-Leite J.C., Morato S.A.A., ... Souza M.B. 2021. A phantom on the trees: Integrative taxonomy supports a reappraisal of rear-fanged snakes classification (Dipsadidae: Philodryadini). *Zoologischer Anzeiger* 290:19–39. doi: [10.1016/j.jcz.2020.10.008](https://doi.org/10.1016/j.jcz.2020.10.008).
- Melo-Sampaio P.R., Maciel J.M.L. 2012. *Imantodes lentiferus*. Geographic Distribution. *Herpetological Review* 43:307.
- Melo-Sampaio P.R., Passos P., Prudente A.L.C., Venegas P.J., Torres-Carvajal O. 2021. Systematic review of the polychromatic ground snakes *Atractus snethlageae* complex reveals four new species from threatened environments. *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research* 59:718–747. doi: [10.1111/jzs.12453](https://doi.org/10.1111/jzs.12453).
- Melo Í.V., Moura G.J.B., Freitas M.A., Andrade E.V.E., Casal C., Abegg A.D., Kokubum. M.N.C. 2018. New additions to the herpetofauna of the Dois Irmãos State Park, an urban Atlantic Rainforest fragment in northeastern Brazil. *Herpetology Notes* 11:245–254.
- Mendes-Pinto T.J., Miranda I.M. 2011. Levantamento herpetofaunístico de uma área de cerrado em Alto Araguaia, Mato Grosso, Brasil. *Revista de Biológica e Farmácia* 6:129–137.
- Merrem B. 1820. Versuch eines Systems der Amphibien. Tentamen systematicis Amphibiorum. Iohann Christian Krieger, Marburg.
- Mesquita D.O., Colli G.R., Vitt L.J. 2007. Ecological release in lizard assemblages of neotropical savannas. *Oecologia* 153:185–195. doi: [10.1007/s00442-007-0725-z](https://doi.org/10.1007/s00442-007-0725-z).
- Mesquita D.O., Alves B.C.F., Pedro C.K.B., Laranjeiras D.O., Caldas F.L.S., Pedrosa I.M.M.C., ... França F.G.R. 2018. Herpetofauna in two habitat types (tabuleiros and Stational Semide-

cidual Forest) in the Reserva Biológica Guaribas, northeastern Brazil. *Herpetology Notes* 11:455–474.

Michaud E.J., Dixon J.R. 1987. Taxonomic Revision of the *Liophis lineatus* Complex (Reptilia: Colubridae) of Central and South America. *Milwaukee Public Museum Contributions in Biology and Geology* 71:1–26.

Miranda J., Costa J.C.L., Rocha C.F.D. 2012. Reptiles from Lençóis Maranhenses National Park, Maranhão, northeastern Brazil. *ZooKeys* 246:51–68. doi: [10.3897/zookeys.246.2593](https://doi.org/10.3897/zookeys.246.2593).

Miranda D.B., Venâncio N.M., Albuquerque S. 2014. Rapid survey of the herpetofauna in an area of forest management in eastern Acre, Brazil. *Check List* 10:893–899. doi: [10.15560/10.4.893](https://doi.org/10.15560/10.4.893).

Mittermeier R.A. 1988. Primate diversity and the Tropical Forest. Pp. 145–154, in Wilson E.O. (Ed.) Biodiversity. National Academies Press. Washington, DC.

Mittermeier R.A., Mittermeier C.G. 1997. Megadiversity: Earth's biologically wealthiest nations. Cemex, Mexico City.

Mol R.M., França A.T.R.C., Tunes P.H., Costa C.G., Clemente C.A. 2021. Rep-

tiles of the Iron Quadrangle: a species richness survey in one of the most human exploited biodiversity hotspots of the world. *Cuadernos de Herpetología* 35:283–302. doi: [10.31017/CdH.2021.2020-104](https://doi.org/10.31017/CdH.2021.2020-104).

Molina F.B., Machado F.A., Zaher H. 2012. Taxonomic validity of *Mesoclemmys heliostemma* (McCord, Joseph-Ouni & Lamar, 2001) (Testudines, Chelidae) inferred from morphological analysis. *Zootaxa* 3575:63–77. doi: [10.11646/zootaxa.3575.1.4](https://doi.org/10.11646/zootaxa.3575.1.4).

Montero R. 2016. On the Validity of Several Argentinian Species of Amphisbaena (Squamata, Amphisbaenidae). *Journal of Herpetology* 50:642–653. doi: [10.1670/15-048](https://doi.org/10.1670/15-048).

Montingelli G.G., Grazziotin F.G., Batilana J., Murphy R.W., Zhang Y., Zaher H. 2019. Higher-level phylogenetic affinities of the Neotropical genus *Mastigodryas* Amaral, 1934 (Serpentes: Colubridae), species-group definition and description of a new genus for *Mastigodryas bifossatus*. *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research* 57:205–239. doi: [10.1111/jzs.12262](https://doi.org/10.1111/jzs.12262).

Montingelli G.G., Barbo F.E., Filho G.A.P., Santana G.G., França F.G.R., Grazziotin F.G., Zaher H. 2020. A second new species for the rare dipsadid genus *Caaeteboia* Zaher et al., 2009

(Serpentes: Dipsadidae) from the Atlantic Forest of northeastern Brazil. *Cuadernos de Herpetología* 34:219–230. doi: <https://doi.org/10.31017/17972>.

Montingelli G.G., Zaher H. 2011. New Species of *Mastigodryas* Amaral, 1934 from Brazilian Amazonia and Guyana (Serpentes: Colubridae). *Journal of Herpetology* 45:111–119. doi: [10.1670/09-170.1](https://doi.org/10.1670/09-170.1).

Moraes-da-Silva A., Amaro R.C., Nunes P.M.S., Strüssmann C., Teixeira Jr. M., Andrade Jr. A., ... Curcio F.F. 2019. Chance, luck and a fortunate finding: a new species of watersnake of the genus *Helicops* Wagler, 1828 (Serpentes: Xenodontinae), from the Brazilian Pantanal wetlands. *Zootaxa* 4651:445–470. doi: [10.11646/zootaxa.4651.3.3](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4651.3.3).

Moraes-da-Silva A., Amaro R.C., Nunes P.M.S., Rodrigues M.T., Curcio. F.F. 2021a. Long known, brand new, and possibly threatened: a new species of watersnake of the genus *Helicops* Wagler, 1828 (Serpentes; Xenodontinae) from the Tocantins-Araguaia River Basin, Brazil. *Zootaxa* 4903:217–241. doi: [10.11646/zootaxa.4903.2.3](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4903.2.3).

Moraes L., Almeida A., Fraga R., Zamora R., Pirani R., Silva A., ... Werneck F. 2017. Integrative overview of the herpetofauna from Serra da Mocidade, a granitic mountain range in northern

Brazil. *ZooKeys* 715:103–159. doi: [10.3897/zookeys.715.20288](https://doi.org/10.3897/zookeys.715.20288).

Moraes L.J.C.L., Entiauspe-Neto O.M., Fraga R., Fernandes I.Y., Werneck F.P. 2021. Systematics of the rare Amazonian genus *Eutrachelophis* (Serpentes: Dipsadidae), with an emended diagnosis for *Eutrachelophis papilio*. *Zoologischer Anzeiger* 295:191–204. doi: [10.1016/j.jcz.2021.10.003](https://doi.org/10.1016/j.jcz.2021.10.003).

Moraes-da-Silva A., Walterman S., Citeli N., Nunes P.M.S., Curcio F.F. 2021b “2022”. A new oviparous species of *Helicops* Wagler, 1828 (Serpentes, Xenodontinae) from Brazilian Amazonia with reflections on the evolution of viviparity among hydropsine watersnakes. *Zoologischer Anzeiger* 296:91–109. doi: <https://doi.org/10.1016/j.jcz.2021.12.001>

Morais A.R., Bastos R.P., Vieira R., Signorelli L. 2012. Herpetofauna of the Floresta Nacional de Silvânia, a Cerrado remnant in Central Brazil. *Neotropical Biology and Conservation* 7:114–121. doi: [10.4013/nbc.2012.72.05](https://doi.org/10.4013/nbc.2012.72.05).

Morato S.A.A., Lima A.M.X., Staut D.C.P., Faria R.G., Souza-Alves J.P., Gouveia S.F., ... Silva M.J. 2011. Amphibians and reptiles of the Refúgio de Vida Silvestre Mata do Junco, municipality of Capela, state of Sergipe, northeastern Brazil. *Check List* 7:756–762. doi: [10.15560/11015](https://doi.org/10.15560/11015).

Morato S.A.A., van der Meer P.M., Bornschein M.R., Capela D.J.V., Ulandowski L.K.M.A., Zampier A.C. 2015. Range extension for *Tupinambis quadrilineatus* Manzani and Abe, 1997 (Squamata: Teiidae), with notes on habitats and aquatic behavior. *Herpetology Notes* 8:571–573.

Morato S.A.A., Ferreira G.N., Scupino M.R.C. 2018. Herpetofauna da Amazônia Central: Estudos na FLONA de Saracá-Taquera. STCP Engenharia de Projetos Ltda. e MRN – Mineração Rio do Norte S.A., Curitiba e Porto Trombetas.

Moreira L.A., Fenolio D.B., Silva H.L.R., Silva Jr. N.J. 2009. A preliminary list of the Herpetofauna from termite mounds of the cerrado in the Upper Tocantins river valley. *Papéis Avulsos de Zoologia* 49:183-189. doi: [10.1590/S0031-10492009001500001](https://doi.org/10.1590/S0031-10492009001500001).

Moura G.J.B., Freire E.M.X., Santos E.M., Morais Z.M.B., Lins E.A.M., Andrade E. V.E., Ferreira J.D.C. 2011. Distribuição geográfica e caracterização ecológica dos répteis do estado de Pernambuco. Pp. 229–290, in Moura G.J.B., Santos E.M., Oliveira M.A.B., Cabral M.C.C. (Eds.) *Herpetologia do Estado de Pernambuco*. Ministério do Meio Ambiente, Brasília.

Moura M.R., Pirani R.M., Silva V.X. da. 2013. New records of snakes (Reptilia: Squamata) in Minas Gerais, Brazil. *Check List* 9:99–103.

Moura M.R., Villalobos F., Costa G.C., Garcia P.C.A. 2016. Disentangling the role of climate, topography and vegetation in species richness gradients. *PLOS ONE* 11:e0152468. doi: [10.1371/journal.pone.0152468](https://doi.org/10.1371/journal.pone.0152468).

Moura M.R., Jetz W. 2021. Shortfalls and opportunities in terrestrial vertebrate species discovery. *Nature Ecology & Evolution* 5:631–639. doi: [10.1038/s41559-021-01411-5](https://doi.org/10.1038/s41559-021-01411-5).

Muniz F. de L., Bittencourt P.S., Hernández-Rangel S.M., Roberto I.J., Farias I.P., Hrbek T. 2021. Biogeography and Comparative Phylogeography of New-World Crocodylians. Pp. 95–122, in Zucoloto R.B., Amavet P.S., Verdade L.M., Farias I.P. (Eds.) *Conservation Genetics of New World Crocodylians*. Springer International Publishing, Cham. doi: [10.1007/978-3-030-56383-7\\_4](https://doi.org/10.1007/978-3-030-56383-7_4).

Murphy J.C., Muñoz-Mérida A., Auguste R.J., Lasso-Alcalá O., Rivas G.A., Jowers M.J. 2020. Evidence for cryptic diversity in the Neotropical water snake, *Helicops angulatus* (Linnaeus, 1758) (Dipsadidae, Hydropsini), with comments on its ecology, facultative reproductive mode, and conservation. *Amphibian & Reptile Conservation* 14:138–155.

Nascimento L.R.S., Silva N.J.J., Feitosa D.T., Prudente A.L.C. 2019. Taxonomy of the *Micrurus spixii* species complex (Ser-



pentas, Elapidae). *Zootaxa* 4668:370–392. doi: [10.11646/zootaxa.4668.3.4](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4668.3.4).

Nascimento M.C., Souza A.Z., Oliveira A., Costa H. 2021. First confirmed record of the venomous coral snake *Micrurus ibiboboca* (Serpentes, Elapidae) in Minas Gerais, Brazil. *Oecologia Australis* 25:179–183. doi: [10.4257/oeco.2021.2501.18](https://doi.org/10.4257/oeco.2021.2501.18).

Nicholson E., Crother B.I., Guyer C., Savage J.M. 2012. It is time for a new classification of anoles (Squamata: Dactyloidae). *Zootaxa* 3477:1–108.

Nicholson E., Crother B.I., Guyer C., Savage J.M. 2014. Anole classification: A response to Poe. *Zootaxa* 3814:109–120. doi: [10.11646/zootaxa.3814.1.6](https://doi.org/10.11646/zootaxa.3814.1.6).

Nicholson K.E., Crother B.I., Guyer C., Savage J.M. 2018. Translating a clade based classification into one that is valid under the International Code of Zoological Nomenclature: the case of the lizards of the family Dactyloidae (Order Squamata). *Zootaxa* 4461:573–586. doi: [10.11646/zootaxa.4461.4.7](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4461.4.7).

Nogueira C., Colli G.R., Costa G., Machado R.B. 2010. Diversidade de répteis Squamata e evolução do conhecimento faunístico do Cerrado. Pp. 333–375, in Diniz I.R., Filho J.M., Machado R.B., Cavalcanti R.B. (Eds.) Cerrado: Conhecimento Científico Quantitativo como

Subsídio para Ações de Conservação. Thesaurus, Brasília.

Nogueira C.C., Argôlo A.J.S., Arzamendia V., Azevedo J.A., Barbo F.E., Bérnils R.S., ... Martins M. 2019. Atlas of Brazilian Snakes: Verified Point-Locality Maps to Mitigate the Wallacean Shortfall in a Megadiverse Snake Fauna. *South American Journal of Herpetology* 14:1–274. doi: [10.2994/SAJH-D-19-00120.1](https://doi.org/10.2994/SAJH-D-19-00120.1).

O’Shea M. 1998. The Reptilian Herpetofauna of the Ilha de Maraca. Pp. 231–262, in Milliken W., Ratter J. (Eds.) Maracá: The Biodiversity & Environment of an Amazonian Rainforest. John Wiley & Sons, London.

Oliveira C.N., Muniz S.L.S., Moura G. J.B. 2016a. Reptiles of an urban Atlantic Rainforest fragment in the state of Pernambuco, northeastern Brazil. *Herpetology Notes* 9:175–183.

Oliveira R.B., Beier C., Bilo G.R., Santos T.G., Pontes G.M.F. 2016b. *Leptophis ahaetulla* (Linnaeus, 1758) (Serpentes, Colubridae): first record for the state of Rio Grande do Sul, Brazil. *Check List* 12:1838. doi: [10.15560/12.1.1838](https://doi.org/10.15560/12.1.1838).

Oliveira E.C.S., Vaz-Silva W., Santos-Jr. A.P., Graboski R., Teixeira Jr. M., Dal Vechio F., Ribeiro S. 2018. A new four-pored *Amphisbaena* Linnaeus, 1758 (*Amphisbaenia*, *Amphisbaenidae*) from

- Brazilian Amazon. *Zootaxa* 4420:451–474. doi: [10.11646/zootaxa.4420.4.1](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4420.4.1).
- Oliveira L.A., Rocha P.C., Morais J.F., Feio R.N. 2019. Range extension of the Brazilian dwarf boa *Tropidophis paucisquamis* (Müller, 1901) (Serpentes, Tropidophiidae) and first record in the state of Minas Gerais, Brazil. *Oecologia Australis* 23:375–380. doi: [10.4257/oeco.2019.2302.15](https://doi.org/10.4257/oeco.2019.2302.15).
- Oliveira A.S., Sales A.B.S., Andrade L.G.Q., Almeida M.R.N., Fonseca W.L., Bernarde. P.S. 2020a. *Mastigodryas boddaerti*: Geographic distribution. *Herpetological Review* 51:546.
- Oliveira J.C.F., Gonzalez R.C., Passos P., Vrcibradic D., Rocha C.F.D. 2020b. Non-Avian Reptiles of the state of Rio de Janeiro, Brazil: status of knowledge and commented list. *Papéis Avulsos de Zoologia* 60:e20206024. doi: [10.11606/1807-0205/2020.60.24](https://doi.org/10.11606/1807-0205/2020.60.24).
- Oppel M. 1811a. Ordre II. Reptiles à écailles. Section II. Ophidiens. *Annales du Muséum d'Histoire naturelle* 16:254–295.
- Oppel M. 1811b. Die Ordnungen, Familien und Gattungen der Reptilien als Pro-drom einer Naturgeschichte derselben. Lindauer, Munich.
- Osborn H.F. 1929. Biographical Memoir of Edward Drinker Cope 1840-1897. *National Academy of Sciences of the United States of America, Biographical Memoirs* 13:127–317.
- Pacheco J.F., Silveira L.F., Aleixo A., Agne C.E., Bencke G.A., Bravo G.A., ... Q. Piacentini V. 2021. Annotated checklist of the birds of Brazil by the Brazilian Ornithological Records Committee—second edition. *Ornithology Research* 29:94–105. doi: [10.1007/s43388-021-00058-x](https://doi.org/10.1007/s43388-021-00058-x).
- Passos P. 2001. *Drymobius rhombifer*. Geographic distribution. *Herpetological Review* 32:59.
- Passos P., Fernandes D., Caramaschi U. 2004. The taxonomic status of *Leptognathus incertus* Jan, 1863, with revalidation of *Dipsas alternans* (Fischer, 1885) (Serpentes: Colubridae: Dipsadinae). *Amphibia-Reptilia* 25:381–393. doi: [10.1163/1568538042788951](https://doi.org/10.1163/1568538042788951).
- Passos P., Fernandes R., Bérnils R.S., Moura-Leite J.C. 2010. Taxonomic revision of the Brazilian Atlantic Forest *Atractus* (Reptilia: Serpentes: Dipsadidae). *Zootaxa* 2364:1–63.
- Passos P., Prudente A.L.C., Ramos L.O., Caicedo-Portilla J.R., Lynch J.D. 2018a. Species delimitations in the *Atractus collaris* complex (Serpentes: Dipsadidae). *Zootaxa* 4392:491–520. doi: [10.11646/zootaxa.4392.3.4](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4392.3.4).

- Passos P., Sudré V., Doria G., Campbell P.D. 2018b. The taxonomic status of the “forgotten” Bolivian snakes, *Atractus balzani* Boulenger 1898 and *Atractus maculatus* (sensu Boulenger 1896) (Serpentes: Dipsadidae). *Zootaxa* 4438:176–182. doi: [10.11646/zootaxa.4438.1.10](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4438.1.10).
- Passos P., Azevedo J.A.R., Nogueira C.C., Fernandes R., Sawaya R.J. 2019. An Integrated Approach to Delimit Species in the Puzzling *Atractus emmeli* Complex (Serpentes: Dipsadidae). *Herpetological Monographs* 33:1–25. doi: [10.1655/0733-1347-33.1.1](https://doi.org/10.1655/0733-1347-33.1.1).
- Passos P., Fernandes R. 2008. Revision of the *Epicrates cenchria* Complex (Serpentes: Boidae). *Herpetological Monographs* 22:1–30. doi: [10.1655/06-003.1](https://doi.org/10.1655/06-003.1).
- Passos P., Prudente A.L.C. 2012. Morphological variation, polymorphism, and Taxonomy of the *Atractus torquatus* complex (Serpentes: Dipsadidae). *Zootaxa* 3407:1–21.
- Pavan D., Dixo M. 2004. Herpetofauna da área de influência do reservatório da Usina Hidrelétrica Luís Eduardo Magalhães, Palmas, TO. *Humanitas* 4/6:13–30.
- Pedrosa I.M.M.C., Costa T.B., Faria R.G., França F.G.R., Laranjeiras D.O., Oliveira T.C.S.P., ... Garda A.A. 2014. Herpetofauna of protected areas in the Caatinga III: The Catimbau National Park, Pernambuco, Brazil. *Biota Neotropica* 14:1–12. doi: [10.1590/1676-06032014004614](https://doi.org/10.1590/1676-06032014004614).
- Pedroso-Santos F., Sanches P.R., Costa-Campos C.E. 2019. Anurans and reptiles of the Reserva Extrativista Beija-Flor Brilho de Fogo, Amapá state, eastern Amazon. *Herpetology Notes* 12:799–807.
- Peña Corrêa B.A.A., Meneses A.A.S. de O. 2020. Distribution extension and a new state record for *Amphisbaena mertensi* Strauch, 1881 (Squamata, Amphisbaenidae) in central Brazil. *Check List* 16:655–659. doi: [10.15560/16.3.655](https://doi.org/10.15560/16.3.655).
- Perez R., Borges-Martins M. 2019. Integrative taxonomy of small worm lizards from Southern South America, with description of three new species (Amphisbaenia: Amphisbaenidae). *Zoologischer Anzeiger* 283:124–141. doi: [10.1016/j.jcz.2019.09.007](https://doi.org/10.1016/j.jcz.2019.09.007).
- Perez R., Ribeiro S.L.B. 2008. Reptilia, Squamata, Amphisbaenidae, Leposternon spp.: distribution extension, new state record, and geographic distribution map. *Check List* 4:291–294. doi: [10.15560/4.3.291](https://doi.org/10.15560/4.3.291).
- Peters J.A. 1960. The snakes of the subfamily Dipsadinae. *Miscellaneous Publications Museum of Zoology, University of Michigan* 114:1–224.

- Peters J.A., Donoso-Barros R. 1970. Catalogue of the Neotropical Squamata. Part II. Lizards and Amphisbaenians. *United States National Museum Bulletin* 297:1–293.
- Pinna P.H., Mendonça A.F., Bocchi-glieri A., Fernandes D.S. 2014. A New Species of *Amphisbaena* Linnaeus, 1758 from a Cerrado Region in Bahia, Northeastern Brazil (Squamata: Amphisbaenidae). *Herpetologica* 70:339–349. doi: [10.1655/HERPETOLOGICA-D-13-00039](https://doi.org/10.1655/HERPETOLOGICA-D-13-00039).
- Pinto R.R., Franco F.L., Hoogmoed M.S. 2018. *Stenostoma albifrons* Wagler, 1824 (Squamata: Leptotyphlopidae): a name with two neotypes? *Salamandra* 54:291–296.
- Pires M.G. 2011. Revisão taxonômica do complexo *Micrurus lemniscatus* (Linnaeus, 1758) (Serpentes: Elapidae). Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo, São Paulo.
- Pires M.G., Feitosa D.T., Grazziotin F.G., Almeida L.C. P., Silva Jr. N.J., Zaher H. 2021. Historical and taxonomic relevance of *Coluber lemniscatus* Linnaeus, 1758. Pp. 37–95, in Silva Jr. N.J., Porras L.W., Aird S.D., Prudente A.L.C. (Eds.) *Advances in Coralsnake biology: With an emphasis on South America*. Eagle Mountain Publishing, Eagle Mountain.
- Poe S. 2013. 1986 Redux: New genera of anoles (Squamata: Dactyloidae) are unwarranted. *Zootaxa* 3626:295–299. doi: [10.11646/zootaxa.3626.2.7](https://doi.org/10.11646/zootaxa.3626.2.7).
- Poe S., Oca A.N.M., Torres-Carvajal O., de Queiroz K., Velasco J.A., Truett B., ... Latella I. 2017. A Phylogenetic, Biogeographic, and Taxonomic study of all Extant Species of *Anolis* (Squamata; Iguanidae). *Systematic Biology* 66:663–697. doi: [10.1093/sysbio/syx029](https://doi.org/10.1093/sysbio/syx029).
- Powell R.L., Eversole C.B., Lizarro D., Crocker A. V., Surovic E.A., Calderón-Vaca G. 2020. *Atractus albuquerquei* Cunha & Nascimento, 1983 (Serpentes, Dipsadidae): range extension and new country record for Bolivia. *Check List* 16:383–386. doi: [10.15560/16.2.383](https://doi.org/10.15560/16.2.383).
- Prates I., Melo-Sampaio P.R., de Queiroz K., Carnaval A.C., Rodrigues M.T., Drummond L.O. 2020. Discovery of a new species of *Anolis* lizards from Brazil and its implications for the historical biogeography of montane Atlantic Forest endemics. *Amphibia-Reptilia* 41:87–103. doi: [10.1163/15685381-20191179](https://doi.org/10.1163/15685381-20191179).
- Pritchard P.C.H., Trebbau P. 1984. *The Turtles of Venezuela*. Society for the Study of Amphibians and Reptiles. Salt Lake City.



- Prudente A.L.C., Silva M.A.A., Rocha W.A., Franco F.L. 2008. Morphological variation in *Xenoxylbelis boulengeri* (Procter, 1923) (Serpentes, Xenodontinae, Philodryadini). *Zootaxa* 1743:53–61.
- Prudente A.L.C., Maschio G.F., Santos-Costa M.C., Feitosa D.T. 2010. Serpentes da Bacia petrolífera de Urucu, município de Coari, Amazonas, Brasil. *Acta Amazonica* 40:381–386. doi: [10.1590/S0044-59672010000200016](https://doi.org/10.1590/S0044-59672010000200016).
- Prudente A.L.C., Sarmento J.F.M., Avila-Pires T.C.S., Maschio G., Sturaro M.J. 2018. How Much Do We Know about the Diversity of Squamata (Reptilia) in the Most Degraded Region of Amazonia? *South American Journal of Herpetology* 13:117–130. doi: [10.2994/SAJH-D-17-00009.1](https://doi.org/10.2994/SAJH-D-17-00009.1).
- Prudente A.L.C., Sarmento J.F.M., Costa K.K.C., Dourado A.C.M., Santos M.M., Lima J.R.F., Lima J.D., Galatti U. 2020. Serra do Navio, Guiana Shield lowland area, Brazil: a region with high diversity of Squamata. *Cuadernos de Herpetología* 34:145–162. doi: [10.31017/CdH.2020.\(2019-039\)](https://doi.org/10.31017/CdH.2020.(2019-039)).
- Pyron R., Burbrink F.T., Wiens J.J. 2013. A phylogeny and revised classification of Squamata, including 4161 species of lizards and snakes. *BMC Evolutionary Biology* 13:93. doi: [10.1186/1471-2148-13-93](https://doi.org/10.1186/1471-2148-13-93).
- QGIS Development Team. 2021. QGIS Geographic Information System. Version 3.16.3 (accessed August 1, 2021). Electronic database available at <http://www.qgis.org>
- Ramalho W.P., Silva J.R., Soares P.T., Ferraz D., Arruda F.V., Prado V.H.M. 2018. The anurans and squamates of a peri-urban Cerrado remnant in the State of Goiás, Central Brazil. *Herpetology Notes* 11:573–583.
- Recoder R.S., Werneck F.P., Teixeira Jr. M., Colli G.R., Sites J.W., Rodrigues M.T. 2014. Geographic variation and systematic review of the lizard genus *Vanzosaura* (Squamata, Gymnophthalmidae), with the description of a new species. *Zoological Journal of the Linnean Society* 171:206–225. doi: [10.1111/zoj.12128](https://doi.org/10.1111/zoj.12128).
- Recoder R.S., Dal Vechio F., Marques-Souza S., Teixeira Jr. M., Silva-da-Silva M., Santos-Jr A.P., ... Rodrigues M.T. 2018. Geographic variation and taxonomy of red-tailed *Gymnophthalmus* (Squamata: Gymnophthalmidae) from Amazonian Savannas. *Zootaxa* 4497:61–81. doi: [10.11646/zootaxa.4497.1.4](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4497.1.4).

- Recoder R., Prates I., Marques-Souza S., Camacho A., Nunes P.M.S., Dal Vecchio F., ... Rodrigues M.T. 2020. Lizards from the Lost World: two new species and evolutionary relationships of the Pantepui highland *Riolama* (Gymnophthalmidae). *Zoological Journal of the Linnean Society* 190:271–297. doi: [10.1093/zoolinnea/zlz168](https://doi.org/10.1093/zoolinnea/zlz168).
- Regio L.E.M., Pontes J.A.L. 2020. First record of *Dipsas variegata* (Duméril, Bibron & Duméril, 1854) (Serpentes, Dipsadidae) from the state of Rio de Janeiro, Brazil. *Check List* 16:1531–1535. doi: [10.15560/16.6.1531](https://doi.org/10.15560/16.6.1531).
- Renner M.F., Martins L.A., Lema T. 2016. Color variation in *Apostolepis assimilis* (Serpentes: Colubridae: Dipsadinae: Elapomorhini). *Caderno de Pesquisa, série Biologia* 28:1–14.
- Reynolds R.G., Henderson R.W. 2018. Boas of the World (Superfamily Booidea): A Checklist With Systematic, Taxonomic, and Conservation Assessments. *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology* 162:1–58. doi: [10.3099/MCZ48.1](https://doi.org/10.3099/MCZ48.1).
- Rhodin A.G.J., Iverson J.B., Bour R., Fritz U., Georges A., Shaffer H.B., van Dijk P.P. 2017. Turtles of the World: Annotated Checklist and Atlas of Taxonomy, Synonymy, Distribution, and Conservation Status (8th Ed.). *Chelonian Research Monographs* 7:1–292. doi: [10.3854/crm.7.checklist.atlas.v8.2017](https://doi.org/10.3854/crm.7.checklist.atlas.v8.2017).
- Ribeiro-Júnior M.A. 2015a. Catalogue of distribution of lizards (Reptilia: Squamata) from the Brazilian Amazonia. I. Dactyloidae, Hoplocercidae, Iguanidae, Leiosauridae, Polychrotidae, Tropiduridae. *Zootaxa* 3983:1–110. doi: [10.11646/zootaxa.3983.1.1](https://doi.org/10.11646/zootaxa.3983.1.1).
- Ribeiro-Júnior M.A. 2015b. Catalogue of distribution of lizards (Reptilia: Squamata) from the Brazilian Amazonia. II. Gekkonidae, Phyllodactylidae, Sphaerodactylidae. *Zootaxa* 3981:1–55. doi: [10.11646/zootaxa.3981.1.1](https://doi.org/10.11646/zootaxa.3981.1.1).
- Ribeiro-Júnior M.A. 2018. A new species of Alopoglossus lizard (Squamata, Alopoglossidae) from the Southern Guiana Shield, northeastern Amazonia, with remarks on diagnostic characters to the genus. *Zootaxa* 4422:25–40. doi: [10.11646/zootaxa.4422.1.2](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4422.1.2).
- Ribeiro-Júnior M.A., Choueri E., Lobos S., Venegas P., Torres-Carvajal O., Werneck F. 2020a. Eight in one: morphological and molecular analyses reveal cryptic diversity in Amazonian alopoglossid lizards (Squamata: Gymnophthalmoidea). *Zoological Journal of the Linnean Society* 190:227–270. doi: [10.1093/zoolinnea/zlz155](https://doi.org/10.1093/zoolinnea/zlz155).

- Ribeiro-Júnior M.A., Meiri S., Fouquet A. 2020b. A New Species of *Alopoglossus* Boulenger (1885) (Squamata, Alopoglossidae) from the Lowlands of the Eastern Guiana Shield, with Assessment of the Taxonomic Status of *A. copii surinamensis*. *Journal of Herpetology* 54:427–445. doi: [10.1670/20-032](https://doi.org/10.1670/20-032).
- Ribeiro-Júnior M., Amaral S. 2016a. Diversity, distribution, and conservation of lizards (Reptilia: Squamata) in the Brazilian Amazonia. *Neotropical Biodiversity* 2:195–421. doi: [10.1080/23766808.2016.1236769](https://doi.org/10.1080/23766808.2016.1236769).
- Ribeiro-Júnior M.A., Amaral S. 2016b. Catalogue of distribution of lizards (Reptilia: Squamata) from the Brazilian Amazonia. III. Anguidae, Scincidae, Teiidae. *Zootaxa* 4205:401–430. doi: [10.11646/zootaxa.4205.5.1](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4205.5.1).
- Ribeiro-Júnior M.A., Amaral S. 2017. Catalogue of distribution of lizards (Reptilia: Squamata) from the Brazilian Amazonia. IV. Alopoglossidae, Gymnophthalmidae. *Zootaxa* 4269:151–196. doi: [10.11646/zootaxa.4269.2.1](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4269.2.1).
- Ribeiro-Júnior M.A., Sánchez-Martínez P.M., Moraes L.J.C.L., Oliveira U.S.C., Carvalho V.T., Pavan D., ... Meiri S. 2021. Uncovering hidden species diversity of alopoglossid lizards in Amazonia, with the description of three new species of *Alopoglossus* (Squamata: Gymnophthalmidae). *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research* 59:1322–1356. doi: [10.1111/jzs.12481](https://doi.org/10.1111/jzs.12481).
- Ribeiro S., Santos-Jr. A.P., Zaher H. 2015. A new species of *Leposternon* Wagler, 1824 (Squamata, Amphisbaenia) from northeastern Argentina. *Zootaxa* 4034:309–324. doi: [10.11646/zootaxa.4034.2.4](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4034.2.4).
- Ribeiro L.B., Gomides S.C., Costa H.C. 2018. A new species of *Amphisbaena* from northeastern Brazil (Squamata: Amphisbaenidae). *Journal of Herpetology* 52:234–241.
- Ribeiro S., Sá V., Santos-Jr A.P., Graboski R., Zaher H., Guedes A.G., ... Vaz-Silva W. 2019. A new species of the *Amphisbaena* (Squamata, Amphisbaenidae) from the Brazilian Cerrado with a key for the two-pored species. *Zootaxa* 4550:301–320. doi: [10.11646/zootaxa.4550.3.1](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4550.3.1).
- Ribeiro L.B., Gomides S.C., Costa H.C. 2020. A New Worm Lizard Species (Squamata: Amphisbaenidae: Amphisbaena) with Non-autotomic Tail, from Northeastern Brazil. *Journal of Herpetology* 54:9–18. doi: [10.1670/19-043](https://doi.org/10.1670/19-043).
- Roberto I.J., Ávila R.W., Melgarejo A.R. 2015. Répteis (Testudines, Squamata,

Crocodylia) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *Boissiera* 68:357–375.

Roberto I.J., Oliveira C.R., Araújo Filho J.A., Oliveira H.F., Ávila R.W. 2017. The herpetofauna of the Serra do Urubu mountain range: a key biodiversity area for conservation in the Brazilian atlantic forest. *Papéis Avulsos de Zoologia (São Paulo)* 57:347–373. doi: [10.11606/0031-1049.2017.57.27](https://doi.org/10.11606/0031-1049.2017.57.27).

Roberto I.J., Oliveira C.R., Araújo Filho J.A., Oliveira H.F., Ávila R.W. 2018. Errata: The Herpetofauna of the Serra do Urubu mountain range: a key biodiversity area for conservation in the Brazilian Atlantic Forest. *Papéis Avulsos de Zoologia* 58:31. doi: [10.11606/1807-0205/2018.58.31](https://doi.org/10.11606/1807-0205/2018.58.31).

Roberto I.J., Loebmann D. 2016. Composition, distribution patterns, and conservation priority areas for the herpetofauna of the state of Ceará, northeastern Brazil. *Salamandra* 52:134–152.

Rocha C.F.D., Bergallo H.G., Pomal Jr. J.P., Geise L.E., Van Sluys M., Fernandes R.O., Caramaschi U. 2004. Fauna de anfíbios, répteis e mamíferos do Estado do Rio de Janeiro, sudeste do Brasil. *Publicações Avulsas do Museu Nacional* 104:3–23.

Rodrigues M.T., Freitas M.A., Silva T.F.S., Bertolotto C.E.V. 2006. A

new species of lizard genus *Enyalius* (Squamata, Leiosauridae) from the highlands of Chapada Diamantina, state of Bahia, Brazil, with a key to species. *Phyllomedusa: Journal of Herpetology* 5:11–24. doi: [10.11606/issn.2316-9079.v5i1p11-24](https://doi.org/10.11606/issn.2316-9079.v5i1p11-24).

Rodrigues M.T., Bertolotto C.E.V., Amaro R.C., Yonenaga-Yassuda Y., Freire E.M.X., Pellegrino K.C.M. 2014. Molecular phylogeny, species limits, and biogeography of the Brazilian endemic lizard genus *Enyalius* (Squamata: Leiosauridae): An example of the historical relationship between Atlantic Forests and Amazonia. *Molecular phylogenetics and evolution* 81:137–146. doi: [10.1016/j.ympev.2014.07.019](https://doi.org/10.1016/j.ympev.2014.07.019).

Rodrigues D.J., Noronha J.C., Lima M.M., Barros A.B., Faria A.N., Almeida E.J. 2015. Herpetofauna. Pp. 206–224, in Rodrigues D.J., Noronha J.C., Vindica V.F., Barbosa F.R. (Eds.) Biodiversidade do Parque Estadual Cristalino. Áttema Editorial, Sinop.

Rodrigues M.T., Puerto G. 1994. On the second specimen of *Leptotyphlops brasiliensis* Laurent, 1949 (Serpentes, Leptotyphlopidae). *Journal of Herpetology* 28:393–394.

Roll U., Feldman A., Novosolov M., Allison A., Bauer A.M., Bernard R., ... Meiri S. 2017. The global distribution



of tetrapods reveals a need for targeted reptile conservation. *Nature Ecology & Evolution* 1:1677–1682. doi: [10.1038/s41559-017-0332-2](https://doi.org/10.1038/s41559-017-0332-2).

Rosário I.R., Santos R.M.L., Arias F., Rocha C.F.D., Dias E.J.R., Carvalho C.M., Rodrigues M.T. 2019. Phylogeography of the endangered sand dune whiptail lizard *Glaucmastix abaetensis* (Dias, Rocha & Vrcibradic, 2002) with the description of a new species. *Zootaxa* 4624:451–477. doi: [10.11646/zootaxa.4624.4.1](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4624.4.1).

Del Rosario Castañeda M., de Queiroz K. 2013. Phylogeny of the Dactyloa Clade of Anolis Lizards: New Insights from Combining Morphological and Molecular Data. *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology* 160:345–398. doi: [10.3099/0027-4100-160.7.345](https://doi.org/10.3099/0027-4100-160.7.345).

Roze J.A. 1996. Coral snakes of the Americas: Biology, Identification, and Venoms. Krieger Publishing Company, Malabar.

Salles R.D.O.L., Silva-Soares T. 2011. Répteis do município de Duque de Caxias, Baixada Fluminense, Rio de Janeiro, Sudeste do Brasil. *Biotemas* 23:135–144. doi: [10.5007/2175-7925.2010v23n2p135](https://doi.org/10.5007/2175-7925.2010v23n2p135).

Sampaio I.L.R., Santos C.P., França R.C., Pedrosa I.M.M.C., Solé M., Fran-

ça F.G.R. 2018. Ecological diversity of a snake assemblage from the Atlantic Forest at the south coast of Paraíba, northeast Brazil. *ZooKeys* 787:107–125. doi: [10.3897/zookeys.787.26946](https://doi.org/10.3897/zookeys.787.26946).

Sanches P.R., Pedroso-Santos F., Figueiredo V.A.M.B., Tavares-Pinheiro R., Costa-Campos C.E. 2020. New record of *Mesoclemmys gibba* (Schweigger, 1812) (Testudines, Chelidae) for the state of Amapá, northern Brazil. *Herpetology Notes* 13:947–949.

Santana G.G., Vieira W.L.S., Pereira-Filho G.A., Delfim F.R., Lima Y.C., Vieira K.S. 2008. Herpetofauna em um fragmento de Floresta Atlântica no Estado da Paraíba, Região Nordeste do Brasil. *Biotemas* 21:75–84. doi: [10.5007/2175-7925.2008v21n1p75](https://doi.org/10.5007/2175-7925.2008v21n1p75).

Santos F.J.M., Peña A.P., Luz V.L.F. 2008a. Considerações biogeográficas sobre a herpetofauna do submédio e da foz do rio São Francisco, Brasil. *Estudos* 35:59–78.

Santos F.J.M., Luz V.L.F., Pena A.P., Faleiro Júnior S.G., Pires R.A.P. 2008b. Relação dos Squamata (Reptilia) da Área de Proteção Ambiental Meandros do Rio Araguaia, Brasil. *Estudos* 35:401–407.

Santos F.M., Entiauspe-Neto O.M., Araújo J.S., Souza M.B., Lema T., Strus-

- smann C., Albuquerque N.R. 2018. A new species of burrowing snake (Serpentes: Dipsadidae: *Apostolepis*) from the state of Mato Grosso, Central-West region of Brazil. *Zoologia* 35:1–10. doi: [10.3897/zoologia.35.e26742](https://doi.org/10.3897/zoologia.35.e26742).
- Santos Junior D.L., Sales R.F.D., Jorge J.S., Freire E.M.X. 2020. New record of *Hydrodynastes gigas* (Duméril, Bibron & Duméril, 1854) (Serpentes, Dipsadinae) in northeastern Brazil. *Check List* 16:457–460. doi: [10.15560/16.2.457](https://doi.org/10.15560/16.2.457).
- Santos F.J.M., Reis R.E. 2018. Two New Blind Snake Species of the Genus *Lio-typhlops* (Serpentes: Anomalepididae), from Central and South Brazil. *Copeia* 106:507–514. doi: [10.1643/CH-18-081](https://doi.org/10.1643/CH-18-081).
- Savage J.M. 2017. Crocodylian Confusion: The Order-group Names Crocodyli, Crocodilia, Crocodylia, and the Authorship of the Family-group Name Crocodylidae or Crocodylidae. *Herpetological Review* 48:110–114.
- Scartozzoni R.R., Salomão M.G., Almeida-Santos S.M. 2009. Natural history of the vine snake *Oxybelis fulgidus* (Serpentes, Colubridae) from Brazil. *South American Journal of Herpetology* 4:81–89. doi: [10.2994/057.004.0111](https://doi.org/10.2994/057.004.0111).
- Schmidt K.P., Inger R.F. 1951. Amphibians and Reptiles of the Hopkins-Branner Expedition to Brazil. *Fieldiana Zoology* 31:439–465.
- Schools M., Hedges S.B. 2021. Phylogenetics, classification, and biogeography of the Neotropical forest lizards (Squamata, Diploglossidae). *Zootaxa* 4974:201–257. doi: [10.11646/zootaxa.4974.2.1](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4974.2.1).
- Segalla M. V., Berneck B., Canedo C., Caramaschi U., Cruz C.A.G., Garcia P.C.A., ... Langone J.A. 2021. List of Brazilian Amphibians. *Herpetologia Brasileira* 10:121–216. doi: [10.5281/zenodo.4716176](https://doi.org/10.5281/zenodo.4716176).
- Silva M.A.A. 2007. Revisão taxonômica de *Liophis typhlus* (Linnaeus, 1758) (Serpentes: Colubridae). Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Pará, Belém.
- Silva A.O., Santos A.T., Pereira M.A., Moura G.J.B. 2012. Os “Répteis” da Reserva Madeiras, um remanescente de Mata Atlântica do Estado de Alagoas. Pp. 297–310, in El-Deir A.C.A., Moura G.J.B., Araújo E.L. (Eds.) Ecologia e Conservação de Ecossistemas no Nordeste do Brasil. NUPEEA, Recife.
- Silva A.F.C., Bras S.X., Serra R.T.A., Andrade G.V., Costa J.C.L. 2021. Geographic distribution extension of *Manciola guaporicola* (Dunn, 1935) (Squamata: Mabuyidae) for the State of Maranhão, Northeastern Brazil. *Herpetology Notes* 14:197–199.

- Silva Jr. N.J. 1993. The snakes from Samuel Hydroelectric Power Plant and vicinity, Rondônia, Brazil. *Herpetological Natural History* 1:37–86.
- Silva Jr. N.J., Silva H.L.R., Rodrigues M.T., Valle N.C., Costa M.C., Castro S.P., Jr Sites Jr. J.W. 2005. A fauna de vertebrados do alto rio Tocantins em áreas de usinas hidrelétricas. *Estudos* 32:57–101.
- Silva Jr. N.J., Silva H.L.R., Costa M.C., Buononato M.A., Tonial M.L.S., Ribeiro R.S., ... Pessoa A.M. 2007. Avaliação preliminar da fauna silvestre terrestre do vale do rio Caiapó, Goiás: Implicações para a conservação da biodiversidade regional. *Estudos* 34:1057–1094.
- Silva Jr. N.J. 2007. Novas ocorrências de *Micrurus brasiliensis* Roze, 1967 (Serpentes: Elapidae) em áreas de tensão ambiental no centro-oeste Brasileiro. *Estudos* 34:931–956.
- Silva Jr. N.J., Cintra C.E.D., Silva H.L.R., Costa M.C., Souza C.D.A., ... Gonçalves F.A. 2009. Herpetofauna, Ponte de Pedra Hydroelectric Power Plant, states of Mato Grosso and Mato Grosso do Sul, Brazil. *Check List* 5:518–525. doi: [10.15560/5.3.518](https://doi.org/10.15560/5.3.518).
- Silva Jr. N.J., Pires M.G., Feitosa D.T. 2016. Diversidade de cobras-corais do Brasil. Pp. 71–160, in Silva Jr. N.J. (Ed.)
- As cobras-corais do Brasil: biologia, taxonomia, venenos e envenenamentos. Editora da PUC Goiás, Goiânia.
- Silva Jr. N.J., Feitosa D.T., Pires M.G., Prudente A.L. 2021a. Coralsnake diversity in Brazil. Pp. 141–251, in Silva Jr N.J., Porras L.W., Aird S.D., Prudente A.L.C. (Eds.) *Advances in Coralsnake biology: With an emphasis on South America*. Eagle Mountain Publishing, Eagle Mountain.
- Silva Jr. N.J., Buononato M.A., Pires M.G., Feitosa D.T. 2021b. New World Coralsnake: an overview. Pp. 115–139, in Silva Jr. N.J., Porras L.W., Aird S.D., Prudente A.L.C. (Eds.) *Advances in Coralsnake biology: With an emphasis on South America*. Eagle Mountain Publishing, Eagle Mountain.
- Silva Jr. N.J., Porras L.W., Aird S.D., Prudente A.L.C. 2021c. *Advances in Coralsnake Biology: with an Emphasis on South America*. Eagle Mountain Publishing, Eagle Mountain.
- Silva Jr. N.J., Sites J.W. 1995. Patterns of Diversity of Neotropical Squamate Reptile Species with Emphasis on the Brazilian Amazon and the Conservation Potential of Indigenous Reserves. *Conservation Biology* 9:873–901. doi: [10.1046/j.1523-1739.1995.09040873.x](https://doi.org/10.1046/j.1523-1739.1995.09040873.x).
- Silva Jr N.J., Silva H.L.R., Ribeiro R.S., Souza I., Souza C.A. 2005. Uma nova

espécie do gênero *Atractus* Wagler, 1928 (Colubridae: Dipsadinae) do Cerrado do Brasil Central. *Papéis Avulsos de Zoologia (São Paulo)* 45:33–39. doi: [10.1590/S0031-10492005000300001](https://doi.org/10.1590/S0031-10492005000300001).

Silva Junior C.H.L., Pessôa A.C.M., Carvalho N.S., Reis J.B.C., Anderson L.O., Aragão L.E.O.C. 2021. The Brazilian Amazon deforestation rate in 2020 is the greatest of the decade. *Nature Ecology & Evolution* 5:144–145. doi: [10.1038/s41559-020-01368-x](https://doi.org/10.1038/s41559-020-01368-x).

Silva V.X., Rodrigues M.T. 2008. Taxonomic revision of the *Bothrops neuwiedi* complex (Serpentes, Viperidae) with description of a new species. *Phyllomedusa: Journal of Herpetology* 7:45–90. doi: [10.11606/issn.2316-9079.v7i1p45-90](https://doi.org/10.11606/issn.2316-9079.v7i1p45-90).

Silveira A.L. 2014. Geographic Distribution: *Paraphimophis rusticus*. *Herpetological Review* 45:96.

Silveira A.L. 2020. Uma nova espécie de *Phalotris* (Serpentes, Dipsadidae) do Cerrado do nordeste do Brasil. *Acta Biologica Brasiliensia* 3:47–67.

SBH (Sociedade Brasileira de Herpetologia). 2005. Lista de espécies de répteis do Brasil (accessed November 3, 2021). Electronic database available at <https://www.sbherpetologia.org.br/listas/repteis>

Spix J.B. 1825. *Animalia nova sive species novae Lacertarum quas in itinere per Brasiliam annis MDCCCXV-IIM-DCCCXX jussu et auspiciis Maximiliani Josephi I Bavariae Regis*. Franc. Seraph. Hübschmanni, München.

Stender-Oliveira F., Martins M., Marques O.A.V. 2016. Food Habits and Reproductive Biology of Tail-Luring Snakes of the Genus *Tropidodryas* (Dipsadidae, Xenodontinae) from Brazil. *Herpetologica* 72:73–79. doi: [10.1655/HERPETOLOGICA-D-14-00060](https://doi.org/10.1655/HERPETOLOGICA-D-14-00060).

Sturaro M.J., Rodrigues M.T., Colli G.R., Knowles L.L., Avila-Pires T.C.S. 2018. Integrative taxonomy of the lizards *Cercosaura ocellata* species complex (Reptilia: Gymnophthalmidae). *Zoologischer Anzeiger* 275:37–65. doi: [10.1016/j.jcz.2018.04.004](https://doi.org/10.1016/j.jcz.2018.04.004).

Tavares-Pinheiro R., Figueiredo V.A.M.B., Pedroso-Santos F., Sanches P.R., Sousa J.C., Costa-Campos C.E. 2021. *Pseudoboa coronata* Schneider, 1801 (Squamata, Colubridae): Filling a gap in the geographic distribution. *Herpetology Notes* 14:497–498.

Teixeira Jr. M., Dal Vechio F., Mollo-Neto A., Rodrigues M.T. 2014. A New Two-Pored *Amphisbaena* Linnaeus, 1758, from Western Amazonia, Brazil (Amphisbaenia: Reptilia). *South American Journal of Herpetology* 9:62–74. doi: [10.2994/SAJH-D-14-00004.1](https://doi.org/10.2994/SAJH-D-14-00004.1).



- Teixeira Jr. M., Prates I., Nisa C., Silva-Martins N.S.C., Strüssmann C., Rodrigues M.T. 2016. Molecular data reveal spatial and temporal patterns of diversification and a cryptic new species of lowland *Stenocercus* Duméril & Bibron, 1837 (Squamata: Tropiduridae). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 94:410–423. doi: [10.1016/j.ympev.2015.09.010](https://doi.org/10.1016/j.ympev.2015.09.010).
- Teixeira Jr M., Dal Vechio F., Recoder R., Cassimiro J., Sena M.A., Rodrigues M.T. 2019. Two new highland species of *Amphisbaena* Linnaeus, 1758 (*Amphisbaenia*, *Amphisbaenidae*) from Bahia state, Brazil. *South American Journal of Herpetology* 14:213–232. doi: [10.2994/SAJH-D-17-00097.1](https://doi.org/10.2994/SAJH-D-17-00097.1).
- Thomassen H., Costa H.C., Silveira A.L., Garcia P.C.A., Bérnils R.S. 2015. First records of the snake *Siphlophis leucocephalus* (Günther, 1863) in Minas Gerais, Brazil, and a review of the geographic distribution of *S. longicaudatus* (Andersson, 1901) (Squamata: Dipsadidae). *Check List* 11:1637. doi: [10.15560/11.3.1637](https://doi.org/10.15560/11.3.1637).
- Thomson R.C., Spinks P.Q., Shaffer H.B. 2021. A global phylogeny of turtles reveals a burst of climate-associated diversification on continental margins. *PNAS* 118:e2012215118.
- Tingley R., Meiri S., Chapple D.G. 2016. Addressing knowledge gaps in reptile conservation. *Biological Conservation* 204:1–5. doi: [10.1016/j.biocon.2016.07.021](https://doi.org/10.1016/j.biocon.2016.07.021).
- Tonini J.F.R., Carão L.M., Pinto I.S., Gasparini J.L., Leite Y.L.R., Costa L.P. 2010. Non-volant tetrapods from Reserva Biológica de Duas Bocas, State of Espírito Santo, Southeastern Brazil. *Biota Neotropica* 10:339–351. doi: [10.1590/S1676-06032010000300032](https://doi.org/10.1590/S1676-06032010000300032).
- Tonini J.F.R., Beard K.H., Ferreira R.B., Jetz W., Pyron R.A. 2016. Fully-sampled phylogenies of squamates reveal evolutionary patterns in threat status. *Biological Conservation* 204:23–31. doi: [10.1016/j.biocon.2016.03.039](https://doi.org/10.1016/j.biocon.2016.03.039).
- Torquato S.T., Sena G.A.B., Nascimento F.A.C., Silva U.G. 2006. Anfíbios e Répteis da Mata Atlântica alagoana. Pp. 64–76, in Moura F.B.P. (Ed.) *A Mata Atlântica em Alagoas*. UFAL, Maceió.
- Torres-Carvajal O., Terán C. 2021. Molecular phylogeny of Neotropical Parrot Snakes (Serpentes: Colubrinae: *Leptophis*) supports underestimated species richness. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 164:1–7. doi: [10.1016/j.ympev.2021.107267](https://doi.org/10.1016/j.ympev.2021.107267).
- Trevine V., Caicedo-Portilla J.R., Hoogmoed M., Thomas R.A., Franco F.L.,

- Montingelli G.G., Osorno-Muñoz M., Zaher H. 2021. A new species of *Thamnodynastes* Wagler, 1830 from western Amazonia, with notes on morphology for members of the *Thamnodynastes pallidus* group (Serpentes, Dipsadidae, Tachymenini). *Zootaxa* 4952:235–256. doi: [10.11646/zootaxa.4952.2.2](https://doi.org/10.11646/zootaxa.4952.2.2).
- Turci L.C.B., Abegg A.D., Rosa C.M., Bernarde. P.S. 2020. First record of the snake *Lygophis meridionalis* (Serpentes: Dipsadidae) for the state of Rondônia, northern Brazil. *Herpetology Notes* 13:145–149.
- Uetz P., Freed P., Aguilar R., Hošek J. 2021. The Reptile Database (accessed November 6, 2021). Electronic database available at <http://www.reptile-database.org/>
- Valencia J.H., Garzón-Tello K., Barragán-Paladines M.E. 2016. Serpientes venenosas del Ecuador: sistemática, taxonomía, historia natural, conservación, envenenamiento y aspectos antropológicos. Fundación Herpetológica Gustavo Orcés, Universidad de Texas, Fondo Ambiental Nacional, Quito.
- Vanzolini P.E. 1948. Notas sobre os ofídios e lagartos da Cachoeira de Emas, no Município de Pirassununga, Estado de São Paulo. *Revista Brasileira de Biologia* 8:377–400.
- Vanzolini P.E. 1981. The scientific and political contexts of the Bavarian expedition to Brasil. Pp. ix–xxix, in Adler K. (Ed.) *Herpetology of Brazil*. Society for the Study of Amphibians and Reptiles, Ithaca.
- Vanzolini P.E. 1992. A Supplement to the Ornithological Gazetteer of Brazil. Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, São Paulo.
- Vanzolini P.E. 1997. The *silvestrii* species group of *Amphisbaena*, with the description of two new Brazilian species (Reptilia: Amphisbaenia). *Papéis Avulsos de Zoologia* 40:65–85.
- Vargas-Ramírez M., Caballero S., Morales-Betancourt M.A., Lasso C.A., Amaya L., Martínez J.G., ... Fritz U. 2020. Genomic analyses reveal two species of the matamata (Testudines: Chelidae: *Chelus* spp.) and clarify their phylogeography. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 148:106823. doi: [10.1016/j.ympev.2020.106823](https://doi.org/10.1016/j.ympev.2020.106823).
- Vaz-Silva W., Guedes A.G., Azevedo-Silva P.L., Gontijo F.F., Barbosa R.S., Aloísio G.R., Oliveira F.C.G. 2007. Herpetofauna, Espora Hydroelectric Power Plant, state of Goiás, Brazil. *Check List* 3:338–345. doi: [10.15560/3.4.338](https://doi.org/10.15560/3.4.338).

- Vaz-Silva W., Oliveira R., Gonzaga A., Pinto K., Poli F., Bilce T., ... Pinheiro R. 2015. Contributions to the knowledge of amphibians and reptiles from Volta Grande do Xingu, northern Brazil. *Brazilian Journal of Biology* 75:205–218. doi: [10.1590/1519-6984.00814BM](https://doi.org/10.1590/1519-6984.00814BM).
- Vidal N., Hedges S.B. 2009. The molecular evolutionary tree of lizards, snakes, and amphisbaenians. *Comptes Rendus Biologies* 332:129–139. doi: [10.1016/j.crv.2008.07.010](https://doi.org/10.1016/j.crv.2008.07.010).
- Vitt L.J., Caldwell J.P., Colli G.R., Garda A.A., Mesquita D.O., França F.G.R., ... Silva V.N. 2005. Uma Atualização do Guia Fotográfico dos Répteis e Anfíbios da Região do Jalapão no Cerrado Brasileiro. *Special Publications in Herpetology Sam Noble Oklahoma Museum of Natural History* 2:1–24.
- Wagler J. 1824. Serpentes Brasiliensium species nova ou histoire naturelle des espèce nouvelle des serpens recueillies et observées pendant le voyage dans l'intérieur du Brésil dans les années 1817, 1818, 1819, 1820 exécuté par ordre de Sa Majesté le Roi de Bavière, publi. Franc. Seraph. Hübschmanni, Munich.
- Wagler J. 1830. Natürliches System der Amphibien, mit vorangehender Classification der Säugthiere und Vögel. Ein Beitrag zur vergleichenden Zoologie. J. G. Cotta'schen Buchhandlung, München, Stuttgart und Tübingen.
- Wallach V. 2016. Morphological review and taxonomic status of the *Epictia phenops* species group of Mesoamerica, with description of six new species and discussion of South American *Epictia albifrons*, *E. goudotii*, and *E. tenella* (Serpentes: Lept. Mesoamerican Herpetology 3:216–374).
- Walterman S., Moraes-da-Silva A., Curcio. F.F. 2021. First record of *Erythrolamprus viridis* (Günther, 1862) to Tocantins state, in the Brazilian Cerrado, with comments on some puzzling literature reports. *Herpetology Notes* 14:791–794.
- Wiest J.A. 1978. Revision of the Neotropical snake genus *Chironius* Fitzinger (Serpentes, Colubridae). PhD. Thesis. Texas A&M University, College Station.
- Zachos F.E., Habel J.C. 2011. Biodiversity hotspots: distribution and protection of conservation priority areas. Springer Berlin Heidelberg, Berlin.
- Zaher H. 1996. A new genus and species of pseudoboine snake, with a revision of the genus *Clelia* (Serpentes, Xenodontinae). *Bollettino del Museo Regionale di Scienze Naturali* 14:289–337.

Zaher H., Barbo F.E., Martínez P.S., Nogueira C., Rodrigues M.T., Sawaya R.J. 2011. Répteis do Estado de São Paulo: conhecimento atual e perspectivas. *Biota Neotropica* 11:67–81. doi: [10.1590/S1676-06032011000500005](https://doi.org/10.1590/S1676-06032011000500005).

Zaher H., Oliveira L., Grazziotin F.G., Campagner M., Jared C., Antoniazzi M.M., Prudente A.L. 2014. Consuming viscous prey: a novel protein-secreting delivery system in neotropical snail-eating snakes. *BMC Evolutionary Biology* 14:58. doi: [10.1186/1471-2148-14-58](https://doi.org/10.1186/1471-2148-14-58).

Zaher H., Murphy R.W., Arredondo J.C., Graboski R., Machado-Filho P.R., Mahlow K., ... Grazziotin F.G. 2019. Large-scale molecular phylogeny, morphology, divergence-time estimation, and the fossil record of advanced caenophidian snakes (Squamata: Serpentes). *PLOS ONE* 14:e0216148. doi: [10.1371/journal.pone.0216148](https://doi.org/10.1371/journal.pone.0216148).

Zaher H., Caramaschi U. 1992. Sur le statut taxinomique d'*Oxyrhopus trigeminus* et *O. guibei* (Serpentes, Xenodontinae). *Bulletin du Muséum national d'Histoire naturelle, 4<sup>a</sup> serie* 14A:805-827.

Zaher H., Prudente A.L.C. 2020. The enigmatic Amazonian genus *Eutrachelophis*: morphological evidence and description of new taxa (Ser-

pentes: Dipsadidae: Xenodontini). *Amphibia-Reptilia* 41:215–231. doi: [10.1163/15685381-20191279](https://doi.org/10.1163/15685381-20191279).



**Tabela 3.** Relação dos táxons de répteis do Brasil e suas 27 unidades federativas. Táxons incluídos nesta edição estão em fonte vermelha. Para autoria de cada táxon vide **Tab. 4** e para informações sobre registros duvidosos (?) e registros invalidados (!), vide texto. **End:** endêmico do Brasil; **RR:** Roraima; **AP:** Amapá; **AC:** Acre; **RO:** Rondônia; **AM:** Amazonas; **PA:** Pará; **TO:** Tocantins; **MT:** Mato Grosso; **MS:** Mato Grosso do Sul; **GO:** Goiás; **DF:** Distrito Federal; **MA:** Maranhão; **PI:** Piauí; **CE:** Ceará; **RN:** Rio Grande do Norte; **PB:** Paraíba; **PE:** Pernambuco; **AL:** Alagoas; **SE:** Sergipe; **BA:** Bahia; **ES:** Espírito Santo; **MG:** Minas Gerais; **RJ:** Rio de Janeiro; **SP:** São Paulo; **PR:** Paraná; **SC:** Santa Catarina; **RS:** Rio Grande do Sul. A presença de cada táxon é indicada pela sigla da unidade federativa em negrito sobre fundo cinza.

TÁXON	End.	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>TESTUDINES</b>																												
<b>CRYPTODIRA</b>																												
<b>Chelonioidea</b>																												
<b>Cheloniidae</b>																												
<b>Carettinae</b>																												
<i>Caretta caretta</i>		RR	?	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Eretmochelys imbricata</i>		RR	?	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Lepidochelys olivacea</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Cheloniinae</b>																												
<i>Chelonia mydas</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Dermochelyidae</b>																												
<i>Dermochelys coriacea</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Chelydroidea</b>																												
<b>Kinosternidae</b>																												
<b>Kinosterninae</b>																												
<i>Kinosternon s. scorpioides</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	?	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Testudinoidea</b>																												
<b>Emydidae</b>																												
<b>Deirochelyinae</b>																												
<i>Trachemys adiutrix</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Trachemys dorbigni</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Geoemydidae</b>																												
<b>Rhinoclemmydinae</b>																												
<i>Rhinoclemmys p. punctularia</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	?	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Testudinidae</b>																												
<b>Testudininae</b>																												
<i>Chelonoidis carbonarius</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Chelonoidis denticulatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>PLEURODIRA</b>																												
<b>Cheloidea</b>																												



<i>Caiman yacare</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Melanosuchus niger</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Paleosuchus palpebrosus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Paleosuchus trigonatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<b>SQUAMATA</b>																													
<b>“Lagartos”</b>																													
<b>GEKKOTA</b>																													
<b>Gekkonidae</b>																													
<i>Hemidactylus agrius</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Hemidactylus brasiliensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Hemidactylus mabouia</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Hemidactylus palaichthus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Lygodactylus klugei</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	!	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Lygodactylus wetzeli</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<b>Phyllodactylidae</b>																													
<i>Gymnodactylus amarali</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Gymnodactylus darwini</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Gymnodactylus geckoides</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Gymnodactylus guttulatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Gymnodactylus vanzolinii</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Homonota uruguayensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Phyllopezus lutzae</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Phyllopezus periosus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Phyllopezus pollicaris</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Phyllopezus przewalskii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Thecadactylus rapicauda</i>		RR	AP	!	!	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Thecadactylus solimoensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<b>Sphaerodactylidae</b>																													
<i>Chatogekko amazonicus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Coleodactylus brachystoma</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Coleodactylus elizae</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Coleodactylus meridionalis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	?	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Coleodactylus natalensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Coleodactylus septentrionalis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Gonatodes annularis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Gonatodes eladioi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Gonatodes hasemani</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	?	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Gonatodes humeralis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Gonatodes nascimentoi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Gonatodes tapajonicus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Lepidoblepharis heyerorum</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	

<i>Lepidoblepharis hoogmoedi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Pseudogonatodes gasconi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Pseudogonatodes guianensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>SCINCIFORMATA</b>																												
<b>Lygosomoidea</b>																												
<b>Mabuyidae</b>																												
<b>Mabuyinae</b>																												
<i>Aspronema dorsivittatum</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Brasiliscincus agilis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Brasiliscincus caissara</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Brasiliscincus heathi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Copeoglossum arajara</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Copeoglossum nigropunctatum</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	?	MG	?	SP	PR	SC	RS
<i>Exila nigropalmata</i>		RR	AP	AC	RO	AM	!	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Manciola guaporicola</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Notomabuya frenata</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	?	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Panopa carvalhoi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Psychosaura agmosticha</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Psychosaura macrorhyncha</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Varzea altamazonica</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Varzea bistrata</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Trachylepidinae</b>																												
<i>Trachylepis atlantica</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>IGUANIA</b>																												
<b>Dactyloidae</b>																												
<b>Dactyloinae</b>																												
<i>Dactyloa dissimilis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dactyloa nasofrontalis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dactyloa neglecta</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dactyloa phyllorhina</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dactyloa pseudotigrina</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dactyloa punctata</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dactyloa transversalis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Anolinae</b>																												
<i>Norops auratus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Norops bombiceps</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Norops brasiliensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	?	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Norops chrysolepis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Norops fuscoauratus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Norops meridionalis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Norops ortonii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS



<i>Norops planiceps</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Norops scypheus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Norops tandai</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Norops trachyderma</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Norops williamsii</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Hoplocercidae</b>																												
<i>Enyalioides laticeps</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Enyalioides palpebralis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Hoplocercus spinosus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Iguanidae</b>																												
<i>Iguana i. iguana</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	?	SP	PR	SC	RS
<b>Leiosauridae</b>																												
<b>Enyaliinae</b>																												
<i>Anisolepis grilli</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Anisolepis longicauda</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Anisolepis undulatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Enyalius bibronii</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	!	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Enyalius bilineatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Enyalius boulengeri</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	?	SP	PR	SC	RS
<i>Enyalius brasiliensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	?	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	?	?	RJ	?	PR	?	RS
<i>Enyalius capetinga</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Enyalius catenatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	?	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Enyalius erythroceus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Enyalius iheringii</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Enyalius leechii</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	!	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Enyalius perditus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Enyalius pictus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Urostrophus vautieri</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Liolaemidae</b>																												
<i>Liolaemus arambarensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Liolaemus lutzae</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Liolaemus occipitalis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Polychrotidae</b>																												
<i>Polychrus acutirostris</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Polychrus liogaster</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Polychrus marmoratus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Tropiduridae</b>																												
<i>Eurolophosaurus amathites</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Eurolophosaurus divaricatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Eurolophosaurus nanuzae</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Plica plica</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS

<i>Plica u. umbra</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Plica u. ochrocollaris</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Stenocercus albolineatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Stenocercus azureus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Stenocercus caducus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	!	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Stenocercus canastra</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Stenocercus dumerilii</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Stenocercus fimbriatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Stenocercus quinarius</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Stenocercus roseiventris</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Stenocercus sinesaccus</i>	x	RR	AP	AC	!	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Stenocercus squarrosus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Stenocercus tricristatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Strobilurus torquatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	!	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus callathelys</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus catalanensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus cocorobensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus chromatops</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus erythrocephalus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus etheridgei</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus helenae</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus hispidus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus hygomi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus imbituba</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus insulanus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus itambere</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus jaguaribanus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus lagunablanca</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus montanus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus mucujensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus oreadicus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus pinima</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus psammonastes</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus semitaeniatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus sertanejo</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidurus torquatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Uracentron a. azureum</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	?	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Uracentron a. guentheri</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Uracentron a. werneri</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Uracentron flaviceps</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Uranoscodon superciliosus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>ANGUIFORMES</b>																												



<i>Psilops seductus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Scriptosaura catimbau</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tretioscincus agilis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tretioscincus oriximinensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Vanzosaura multiscutata</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Vanzosaura rubricauda</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Vanzosaura savanicola</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Heterodactylini</b>	x																											
<i>Caparaonia itaquara</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Colobodactylus dalcyanus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Colobodactylus taunayi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Heterodactylus imbricatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Heterodactylus lundii</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Heterodactylus septentrionalis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Iphisini Gray, 1851</b>																												
<i>Acratosaura mentalis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Acratosaura spinosa</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Alexandresaurus camacan</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Colobosaura modesta</i>		RR	?	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Iphisa elegans elegans</i>		RR	AP	!	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Iphisa elegans soinii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Rondonops biscutatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Rondonops xanthomystax</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Stenolepis ridleyi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Cercosaurinae</b>																												
<b>Cercosaurini</b>																												
<i>Cercosaura anordosquama</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Cercosaura argulus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Cercosaura bassleri</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Cercosaura eigenmanni</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Cercosaura ocellata</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	!	MT	!	!	!	!	PI	!	!	!	!	AL	!	!	ES	!	!	!	PR	SC	RS
<i>Cercosaura olivacea</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Cercosaura oshaughnessyi</i>		RR	!	AC	!	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Cercosaura parkeri</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Cercosaura quadrilineata</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Cercosaura s. schreibersii</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Cercosaura s. albostrigata</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Neusticurus arekuna</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Neusticurus bicarinatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Neusticurus medemi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Neusticurus racenisi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS



<i>Neusticurus surinamensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Placosoma cipoense</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Placosoma c. cordylinum</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Placosoma c. champsonotus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Placosoma glabellum</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	?	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Placosoma limaverdorum</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Potamites ecleopus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Potamites juruazensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Bachiini</b>																												
<i>Bachia bresslaui</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bachia cacerensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bachia didactyla</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bachia dorbignyi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bachia flavescens</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bachia geralista</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bachia micromela</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bachia oxyrhina</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bachia panoplia</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bachia peruana</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bachia psamophila</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bachia pyburni</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bachia remota</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bachia scaea</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bachia scolecoides</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bachia trisanale</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Ecleopodini</b>																												
<i>Amapasaurus tetradactylus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Anotosaura collaris</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Anotosaura vanzolinia</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Arthrosaura kockii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Arthrosaura reticulata</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Arthrosaura versteegii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Colobosauroides carvalhoi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Colobosauroides cearensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	?	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dryadosaura nordestina</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Ecleopus gaudichaudii</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	?	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leposoma annectans</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leposoma baturitensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leposoma nanodactylus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leposoma puk</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leposoma scincoides</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leposoma sinepollax</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS

<i>Loxopholis ferreirai</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Loxopholis guianense</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Loxopholis osvaldoi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Loxopholis percarinatum</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Loxopholis snethlageae</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Marinussaurus curupira</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Rhachisaurinae</b>	x																											
<i>Rhachisaurus brachylepis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Riolaminae</b>																												
<i>Riolama grandis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Riolama stellata</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Teiidae</b>																												
<b>Teiinae</b>																												
<i>Ameiva a. ameiva</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Ameiva jacuba</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Ameiva parecis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Ameivula cipoensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Ameivula confusioniba</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Ameivula jalapensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Ameivula mumbuca</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	!	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Ameivula nativo</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Ameivula nigrigula</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Ameivula ocellifera</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Ameivula pyrrhogularis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Ameivula xacriaba</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Cnemidophorus cryptus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Cnemidophorus gramivagus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Cnemidophorus l. lemniscatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Contomastix lacertoides</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Contomastix vacariensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Glaucomastix abaetensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	!	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Glaucomastix cyanura</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Glaucomastix itabaianensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Glaucomastix littoralis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Glaucomastix venetacauda</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Kentropyx altamazonica</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Kentropyx calcarata</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Kentropyx paulensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Kentropyx pelviceps</i>		RR	AP	AC	RO	AM	!	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Kentropyx striata</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	?	AL	SE	?	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Kentropyx vanzoi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS

<i>Kentropyx viridistriga</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Teius oculatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Teius teyou</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<b>Tupinambinae</b>																													
<i>Crocodylurus amazonicus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	?	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Dracaena guianensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	?	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Dracaena paraguayensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Salvator duseni</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Salvator merianae</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Tupinambis cryptus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Tupinambis cuzcoensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Tupinambis longilineus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Tupinambis matipu</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Tupinambis palustris</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Tupinambis quadrilineatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Tupinambis teguixin</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	!	RJ	SP	PR	SC	RS	
<b>AMPHISBAENIA</b>																													
<b>Amphisbaenidae</b>																													
<b>Amphisbaeninae</b>																													
<i>Amphisbaena absaberi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena acangaoba</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena acroboles</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena alba</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena anaemariae</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena anomala</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena arda</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena arenaria</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena arenicola</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena bahiana</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena bedai</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena bilabialata</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena brasiliana</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena brevis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena caetitensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena caiari</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena camura</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	!	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena carli</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena carvalhoi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena crisae</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	!	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena cuiabana</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena cunhai</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Amphisbaena darwini</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	!	SP	PR	SC	RS	

<i>Amphisbaena dubia</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena filiformis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena frontalis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena f. fuliginosa</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena f. amazonica</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena f. varia</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena f. wiedi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena hastata</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena heathi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena hiata</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena hogei</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena hoogmoedi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena ibijara</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena ignatiana</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena kingii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena kiriri</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena kraoh</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena leeseri</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena leucocephala</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena littoralis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena longinqua</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena lumbricalis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena maranhensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena mebengokre</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena mertensii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena metallurga</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena miringoera</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena mitchelli</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena mongoyo</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena munoai</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena nana</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena neglecta</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena nigricauda</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena persephone</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena pretrei</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena prunicolor</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena ridleyi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena roberti</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena sanctaeritae</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena saxosa</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena silvestrii</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena slevini</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS



<i>Amphisbaena steindachneri</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena supernumeraria</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena talisiae</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena tiaraju</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena trachura</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena tragorhectes</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena uroxena</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena vanzolinii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amphisbaena vermicularis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leposternon cerradensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leposternon infraorbitale</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leposternon kisteumacheri</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leposternon maximus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leposternon microcephalum</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leposternon mineiro</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leposternon octostegum</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leposternon polystegum</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leposternon scutigera</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leposternon wuchereri</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Mesobaena rhachicephala</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>SERPENTES</b>																												
<b>“SCOLECOPHIDIA”</b>																												
<b>Anomalepididae</b>																												
<i>Liotyphlops beui</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Liotyphlops caissara</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Liotyphlops schubarti</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Liotyphlops sousai</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Liotyphlops taylora</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Liotyphlops ternetzii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Liotyphlops trefauti</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Liotyphlops wilderi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	?	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Typhlophis squamosus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Leptotyphlopidae</b>																												
<b>Epictinae</b>																												
<b>Epictini</b>																												
<i>Epictia albifrons</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	?	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Epictia australis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Epictia borapeliotes</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Epictia clinorostris</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Epictia munoai</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Epictia striatula</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS

<i>Epictia vellardi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	!	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Habrophallos collaris</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Siagonodon acutirostris</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Siagonodon cupinensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	?	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Siagonodon septemstriatus</i>		RR	AP	AC	?	AM	PA	TO	!	!	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Trilepida brasiliensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	!	!	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Trilepida dimidiata</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	!	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Trilepida fuliginosa</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Trilepida jani</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Trilepida koppesi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Trilepida macrolepis</i>		RR	AP	?	RO	AM	PA	?	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Trilepida salgueiroi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Typhlopidae</b>																												
<b>Typhlopinae</b>																												
<i>Amerotyphlops amoipira</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	!	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	!	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amerotyphlops arenensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	?	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amerotyphlops brongersmianus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	!	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amerotyphlops minuisquamus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amerotyphlops paucisquamus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amerotyphlops reticulatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Amerotyphlops yonenagae</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>ALETHINOPHIDIA</b>																												
<b>Amerophidia</b>																												
<b>Aniliidae</b>																												
<i>Anilius scytale</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Tropidophiidae</b>																												
<i>Tropidophis grapiuna</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidophis paucisquamis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tropidophis preciosus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Afrophidia</b>																												
<b>Henophidia</b>																												
<b>Boidae</b>																												
<i>Boa c. constrictor</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Corallus batesii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Corallus caninus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Corallus cropanii</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Corallus hortulana</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Epicrates assisi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	?	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	?	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Epicrates cenchria</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	?	DF	MA	PI	CE	!	!	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	!	PR	SC	RS
<i>Epicrates crassus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	?

<i>Epicrates maurus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Eunectes deschauenseei</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Eunectes murinus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	?	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Eunectes notaeus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Caenophidia</b>																												
<b>Colubridae</b>																												
<i>Chironius bicarinatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	?	TO	MT	MS	GO	?	!	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Chironius brazili</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Chironius carinatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Chironius diamantina</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Chironius dixoni</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Chironius exoletus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	?	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Chironius flavolineatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Chironius foveatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	!	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Chironius fuscus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	?	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Chironius gouveai</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Chironius laevicollis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Chironius maculiventris</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Chironius multiventris</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	?	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Chironius quadricarinatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Chironius scurrulus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Chironius septentrionalis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dendrophidion atlantica</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dendrophidion dendrophis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Drymarchon corais</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	!	SP	PR	SC	RS
<i>Drymobius rhombifer</i>		RR	?	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Drymoluber brazili</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Drymoluber dichrous</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	?	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leptophis a. ahaetulla</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leptophis a. liocercus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leptophis marginatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leptophis nigromarginatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Mastigodryas b. boddaerti</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	!	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Mastigodryas moratoi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Mastigodryas pleei</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Oxybelis aeneus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	!	PR	SC	RS
<i>Oxybelis fulgidus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Palusophis bifossatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Phrynonax polylepis</i>		RR	AP	?	RO	AM	PA	?	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Rhinobothryum lentiginosum</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	?	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Simophis rhinostoma</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS

<i>Spilotes p. pullatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Spilotes s. sulphureus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Spilotes s. poecilostoma</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tantilla boipiranga</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Tantilla melanocephala</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	!	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Dipsadidae</b>																												
<b>Dipsadinae</b>																												
<b>Dipsadini</b>																												
<i>Atractus aboiporu</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus akerios</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus albuquerquei</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus alphonsehogei</i>	x	RR	AP	AC	RO	!	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus altagratiae</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus badius</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus boimirim</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus caete</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus caxiuana</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus collaris</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus dapsilis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus edioi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus elaps</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	?	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus emmeli</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus flammigerus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus francoi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus guentheri</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	!	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus hoogmoedi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus insipidus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus latifrons</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus maculatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus major</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus natans</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus nawa</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus pantostictus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus paraguayensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus poeppigi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus potschi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	!	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus reticulatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	!	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus riveroi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus ronnie</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus serranus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus snethlageae</i>		RR	!	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus spinalis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS



<i>Atractus stygius</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus surucucu</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus tartarus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus thalesdelemai</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus torquatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus trefauti</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus trihedrurus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	!	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus trilineatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus zebrinus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Atractus zidoki</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dipsas albifrons</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	!	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dipsas alternans</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dipsas bothropoides</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dipsas b. bucephala</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dipsas catesbyi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	!	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dipsas copei</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dipsas i. indica</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	!	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dipsas i. petersi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dipsas lavillai</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dipsas m. mikanii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	!	SP	PR	SC	RS
<i>Dipsas m. septentrionalis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	!	!	!	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dipsas newwiedi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	?	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dipsas pavonina</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dipsas sazimai</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	!	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dipsas turgida</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	!	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	!	PR	SC	RS
<i>Dipsas variegata</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Dipsas ventrimaculata</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Ninia hudsoni</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Sibon nebulatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Imantodini</b>																												
<i>Imantodes cenchoa</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Imantodes lentiferus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leptodeira a. annulata</i>		!	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leptodeira a. pulchriceps</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leptodeira ashmeadi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Xenodontinae</b>																												
<b>Amnesteophiini</b>	x																											
<i>Amnesteophis melanauchen</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Caaeteboiini</b>	x																											
<i>Caaeteboia amarali</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Caaeteboia gaeli</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS

<b>Echinantherini</b>																												
<i>Echinanthera amoena</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Echinanthera cephalomaculata</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Echinanthera cephalostriata</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Echinanthera cyanopleura</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Echinanthera melanostigma</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Echinanthera undulata</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Sordellina punctata</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	?	SP	PR	SC	RS
<i>Taeniophallus affinis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Taeniophallus bilineatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	!	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Taeniophallus brevisrostris</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Taeniophallus nicagus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Taeniophallus occipitalis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	?	SP	PR	SC	RS
<i>Taeniophallus persimilis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Taeniophallus poecilopogon</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Taeniophallus quadriocellatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Elapomorphini</b>																												
<i>Apostolepis adhara</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis albicollaris</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis arenaria</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis assimilis</i>		RR	AP	AC	!	AM	PA	!	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	!	ES	MG	RJ	SP	PR	!	!
<i>Apostolepis borellii</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis cearensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	!	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis cerradoensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis christineae</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	?	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis dimidiata</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	!	MS	GO	!	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis flavotorquata</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis gaboi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis goiasensis</i>	x	RR	AP	AC	!	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis intermedia</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis kikoi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis lineata</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis longicaudata</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	?	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis nelsonjorgei</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	!	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis nigrolineata</i>	x	RR	AP	AC	RO	!	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis nigroterminata</i>		RR	AP	AC	RO	!	!	TO	MT	!	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis phillipsi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis polylepis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis quinquelineata</i>		RR	AP	AC	?	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	!	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis quirogai</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis rondoni</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS

<i>Apostolepis sanctaeritae</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	!	PR	SC	RS
<i>Apostolepis serrana</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis striata</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis tenuis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis thalesdelemai</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Apostolepis vittata</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Coronelaps lepidus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	!	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Elapomorphus quinquelineatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	!	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Elapomorphus wuchereri</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Phalotris concolor</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Phalotris labiomaculatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Phalotris lativittatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	!	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Phalotris lemniscatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	!	RS
<i>Phalotris matogrossensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Phalotris mertensi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	!	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Phalotris multipunctatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Phalotris nasutus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Phalotris reticulatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Phalotris tricolor</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Eutrachelophiini</b>																												
<i>Baliodyras steinbachi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Eutrachelophis papilio</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Hydrodynastini</b>																												
<i>Hydrodynastes bicinctus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Hydrodynastes gigas</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	?	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Hydropsini</b>																												
<i>Helicops acangussu</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Helicops angulatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Helicops apiaka</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Helicops boitata</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Helicops carinicaudus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	?	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Helicops gomesi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Helicops hagmanni</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Helicops infrataeniatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Helicops leopardinus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Helicops modestus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	!	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Helicops nentur</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Helicops phantasma</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Helicops polylepis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Helicops tapajonicus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Helicops trivittatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS

<i>Helicops yacu</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Hydrops caesurus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Hydrops martii</i>		RR	AP	AC	?	AM	PA	TO	!	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Hydrops triangularis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Pseudoeryx p. plicatilis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Pseudoeryx p. mimeticus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Philodryadini</b>																												
<i>Chlorosoma dunupyana</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Chlorosoma laticeps</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	?	RS
<i>Chlorosoma viridissimum</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Ditaxodon taeniatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Philodryas aestiva</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Philodryas livida</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Philodryas mattogrossensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	!	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Philodryas nattereri</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Philodryas ofersii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Philodryas psammophidea</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Pseudablabes agassizii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Pseudablabes arnaldoi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Pseudablabes patagoniensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	?	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Xenoxybelis argenteus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Xenoxybelis boulengeri</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Pseudoboini</b>																												
<i>Boiruna maculata</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	!	AL	SE	!	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Boiruna sertaneja</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Clelia clelia</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	!	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Clelia hussami</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Clelia plumbea</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	?	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Drepanoides anomalus</i>		?	AP	AC	RO	AM	PA	?	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Mussurana bicolor</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	!	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Mussurana montana</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Mussurana quimi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Oxyrhopus clathratus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Oxyrhopus formosus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Oxyrhopus guibei</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	?	PB	?	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Oxyrhopus m. melanogenys</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Oxyrhopus m. orientalis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Oxyrhopus occipitalis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Oxyrhopus petolaris digitalis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	?	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Oxyrhopus r. rhombifer</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Oxyrhopus r. inaequifasciatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS



<i>Oxyrhopus r. septentrionalis</i>	x	RR	!	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Oxyrhopus trigeminus</i>		RR	AP	AC	!	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	?	SC	RS
<i>Oxyrhopus vanidicus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Paraphimophis rusticus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	?	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Phimophis guerini</i>		RR	AP	AC	RO	AM	?	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Phimophis guianensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Pseudoboa coronata</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	!	AL	SE	!	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Pseudoboa haasi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Pseudoboa martinsi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Pseudoboa neuwiedii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	?	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Pseudoboa nigra</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Pseudoboa serrana</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Rhachidelus brazili</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	?	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	!
<i>Rodriguesophis chui</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Rodriguesophis iglesiasii</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Rodriguesophis scriptororbatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Siphlophis cervinus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	?	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Siphlophis compressus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	?	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Siphlophis leucocephalus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	!	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Siphlophis longicaudatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Siphlophis pulcher</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Siphlophis worontzowi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	?	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Psomophini</b>																												
<i>Psomophis genimaculatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Psomophis joberti</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Psomophis obtusus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Tachymenini</b>																												
<i>Calamodontophis paucidens</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Calamodontophis ronaldoi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Gomesophis brasiliensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	!	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Ptychophis flavovirgatus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Thamnodynastes almae</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Thamnodynastes chaquensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Thamnodynastes hypoconia</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Thamnodynastes lanei</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Thamnodynastes longicaudus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Thamnodynastes nattereri</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Thamnodynastes pallidus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Thamnodynastes phoenix</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Thamnodynastes ramonriveroi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS

<i>Thamnodynastes rutilus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	?	SP	PR	SC	RS	
<i>Thamnodynastes sertanejo</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Thamnodynastes silvai</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Thamnodynastes strigatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	!	MS	!	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	!	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Tomodon dorsatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Tomodon ocellatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<b>Tropidodryadini</b>	x																												
<i>Tropidodryas serra</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	!	
<i>Tropidodryas striaticeps</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<b>Xenodontini</b>																													
<i>Erythrolamprus aenigma</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus a. aesculapii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus a. venustissimus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus almadensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	?	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	?	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus atraventer</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus breviceps</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus carajasensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus cobella</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	!	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus dorsocorallinus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus frenatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	!	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus j. jaegeri</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus j. coralliventris</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus macrosoma</i>		RR	AP	AC	!	AM	PA	!	MT	MS	GO	DF	!	PI	!	RN	PB	PE	!	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	!	RS	
<i>Erythrolamprus maryellena</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus m. miliaris</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus m. amazonicus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus m. chrysostomus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus m. merremii</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus m. orinus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus mossoroensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus oligolepis</i>		!	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus p. poecilogyrus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus p. caesius</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus p. schotti</i>		!	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	
<i>Erythrolamprus p. sublineatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS	

<i>Erythrolamprus pygmaeus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Erythrolamprus reginae</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	!	BA	ES	!	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Erythrolamprus rochai</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Erythrolamprus semiaureus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Erythrolamprus taeniogaster</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Erythrolamprus trebbaii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Erythrolamprus t. typhlus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Erythrolamprus t. brachyurus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	!	MA	PI	CE	RN	PB	!	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Erythrolamprus t. elaeoides</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Erythrolamprus v. viridis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	!	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Erythrolamprus v. prasinus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Lygophis anomalus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Lygophis dilepis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Lygophis flavifrenatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Lygophis lineatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	!	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Lygophis meridionalis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Lygophis paucidens</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Xenodon dorbignyi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	!	PR	SC	RS
<i>Xenodon guentheri</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Xenodon histricus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	!	!	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	!	PR	SC	RS
<i>Xenodon matogrossensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Xenodon merremii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Xenodon nattereri</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Xenodon neuwiedii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	!	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Xenodon pulcher</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Xenodon r. rabdocephalus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	?	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Xenodon severus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	!	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Xenodon werneri</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Xenodontinae Incertae sedis</b>																												
<i>Xenopholis scalaris</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	?	PI	CE	RN	PB	PE	?	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Xenopholis undulatus</i>		RR	!	AC	!	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Xenopholis werdingorum</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Dipsadidae Incertae sedis</b>																												
<i>Cercophis auratus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Lioheterophis iheringi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Elapidae</b>																												
<b>Elapinae</b>																												
<i>Leptomicrurus collaris</i>		RR	AP	AC	RO	?	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS

<i>Leptomicrurus narduccii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Leptomicrurus scutiventris</i>		?	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus albicinctus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus altirostris</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus amellatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus averyi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus boicora</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus bolivianus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus brasiliensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus carvalhoi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	!	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus corallinus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	?	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	!	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus decoratus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	!	SE	!	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	!
<i>Micrurus diana</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus diutius</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus filiformis</i>		?	AP	AC	!	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus frontalis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	!	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus hemprichii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus ibiboboca</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus isozonus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus langsdorffi</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus lemniscatus</i>		?	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	!	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	!	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus mipartitus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus nattereri</i>		?	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus obscurus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus ortonii</i>		!	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus pacaraimae</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus paraensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus potyguara</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus psyches</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus putumayensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus pyrrhocryptus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus remotus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus silviae</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus spixii</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus surinamensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus tikuna</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Micrurus tricolor</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<b>Viperidae</b>																												
<b>Crotalinae</b>																												
<i>Bothrocophias hyoprora</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS



<i>Bothrocophias microphthalmus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops alcatraz</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops alternatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops atrox</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	!	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops b. bilineatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	?	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops b. smaragdinus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops brazili</i>		RR	!	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	?	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops cotiara</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops diporus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops erythromelas</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops fonsecai</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops insularis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops itapetiningae</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops jararaca</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops jararacussu</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops leucurus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops lutzi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	!	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	!	PR	SC	RS
<i>Bothrops marajoensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops marmoratus</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops mattogrossensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops moojeni</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops muriciensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops neuwiedi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	!	!	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops oligobalius</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops otavioi</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops pauloensis</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	!	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops pirajai</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops pubescens</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops sazimai</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Bothrops taeniatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Crotalus d. durissus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Crotalus d. cascavella</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Crotalus d. collilineatus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Crotalus d. marajoensis</i>	x	RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Crotalus d. ruruima</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Crotalus d. terrificus</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS
<i>Lachesis muta</i>		RR	AP	AC	RO	AM	PA	TO	MT	MS	GO	DF	MA	PI	CE	RN	PB	PE	AL	SE	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	SC	RS

**Tabela 4.** Lista dos répteis do Brasil, com autoria e data de cada táxon apresentado. Número de espécies / espécies+subespécies estão indicados entre parênteses.

<b>RÉPTEIS (848/885)</b>
<b>TESTUDINES BATSCH, 1788 (38/39)</b>
<b>CRYPTODIRA COPE, 1869 (11/11)</b>
<b>Chelonioidea Oppel, 1811 (5/5)</b>
<b>Cheloniidae Oppel, 1811 (4/4)</b>
<b>Carettinae Gray, 1825 (3/3)</b>
<i>Caretta caretta</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Eretmochelys imbricata</i> (Linnaeus, 1766)
<i>Lepidochelys olivacea</i> (Eschscholtz, 1829)
<b>Cheloniinae Oppel, 1811 (1/1)</b>
<i>Chelonia mydas</i> (Linnaeus, 1758)
<b>Dermochelyidae Fitzinger, 1843 (1/1)</b>
<i>Dermochelys coriacea</i> (Vandelli, 1761)
<b>Chelydroidea Gray, 1831 (1/1)</b>
<b>Kinosternidae Agassiz, 1857 (1/1)</b>
<b>Kinosterninae Agassiz, 1857 (1/1)</b>
<i>Kinosternon scorpioides scorpioides</i> (Linnaeus, 1766)
<b>Testudinoidea Batsch, 1788 (5/5)</b>
<b>Emydidae Rafinesque, 1815 (2/2)</b>
<b>Deirochelyinae Agassiz, 1857 (2/2)</b>
<i>Trachemys adiutrix</i> Vanzolini, 1995
<i>Trachemys dorbigni</i> (Duméril & Bibron, 1835)
<b>Geoemydidae Theobald, 1868 (1/1)</b>
<b>Rhinoclemmydinae Gray, 1873 (1/1)</b>
<i>Rhinoclemmys punctularia punctularia</i> (Daudin, 1801)
<b>Testudinidae Batsch, 1788 (2/2)</b>
<b>Testudininae Batsch, 1788 (2/2)</b>
<i>Chelonoidis carbonarius</i> (Spix, 1824)
<i>Chelonoidis denticulatus</i> (Linnaeus, 1766)
<b>PLEURODIRA COPE, 1864 (27/28)</b>
<b>Cheloidea Gray, 1825 (22/23)</b>
<b>Chelidae Gray, 1825 (22/23)</b>
<b>Chelinae Gray, 1825 (20/21)</b>
<i>Acanthochelys macrocephala</i> (Rhodin, Mittermeier & McMorris, 1984)
<i>Acanthochelys radiolata</i> (Mikan, 1820)
<i>Acanthochelys spixii</i> (Duméril & Bibron, 1835)
<i>Chelus fimbriata</i> (Schneider, 1783)
<i>Chelus orinocensis</i> Vargas-Ramírez, Caballero, Morales-Betancourt, Lasso, Amaya, Martínez, Viana, Vogt, Farias, Hrbek, Campbell & Fritz, 2020

<i>Mesoclemmys gibba</i> (Schweigger, 1812)
<i>Mesoclemmys jurutiensis</i> Cunha, Sampaio, Carneiro & Vogt, 2021
<i>Mesoclemmys nasuta</i> (Schweigger, 1812)
<i>Mesoclemmys perplexa</i> Bour & Zaher, 2005
<i>Mesoclemmys raniceps</i> (Gray, 1856)
<i>Mesoclemmys tuberculata</i> (Lüderwaldt, 1926)
<i>Mesoclemmys vanderhaegei</i> (Bour, 1973)
<i>Mesoclemmys wermuthi</i> (Mertens, 1969)
<i>Phrynops geoffroanus</i> (Schweigger, 1812)
<i>Phrynops hilarii</i> (Duméril & Bibron, 1835)
<i>Phrynops tuberosus</i> (Peters, 1870)
<i>Phrynops williamsi</i> Rhodin & Mittermeier, 1983
<i>Platemys platycephala platycephala</i> (Schneider, 1792)
<i>Platemys platycephala melanonota</i> Ernst, 1984
<i>Ranacephala hoguei</i> (Mertens, 1967)
<i>Rhinemys rufipes</i> (Spix, 1824)
<b>Hydromedusinae Baur, 1893 (2/2)</b>
<i>Hydromedusa maximiliani</i> (Mikan, 1825)
<i>Hydromedusa tectifera</i> Cope, 1870
<b>Pelomedusoidea Baur, 1893 (5/5)</b>
<b>Podocnemididae Cope, 1869 (5/5)</b>
<b>Podocnemidinae Cope, 1869 (4/4)</b>
<i>Podocnemis erythrocephala</i> (Spix, 1824)
<i>Podocnemis expansa</i> (Schweigger, 1812)
<i>Podocnemis sextuberculata</i> Cornalia, 1849
<i>Podocnemis unifilis</i> Troschel, 1848
<b>Peltocephalinae Gray, 1870 (1/1)</b>
<i>Peltocephalus dumerilianus</i> (Schweigger, 1812)
<b>CROCODYLIA DERANIYAGALA, 1939 (6/6)</b>
<b>Alligatorioidea Gray, 1844 (6/6)</b>
<b>Alligatoridae Gray, 1844 (6/6)</b>
<b>Caimaninae Norell, 1988 (6/6)</b>
<i>Caiman crocodilus crocodilus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Caiman latirostris</i> (Daudin, 1801)
<i>Caiman yacare</i> (Daudin, 1801)
<i>Melanosuchus niger</i> (Spix, 1825)
<i>Paleosuchus palpebrosus</i> (Cuvier, 1807)
<i>Paleosuchus trigonatus</i> (Schneider, 1801)

<b>SQUAMATA MERREM, 1820 (804/840)</b>
<b>“Lagartos” (292/298)</b>
<b>GEKKOTA CUVIER, 1817 (34/34)</b>
<b>Gekkonidae Opperl, 1811 (6/6)</b>
<i>Hemidactylus agrius</i> Vanzolini, 1978
<i>Hemidactylus brasiliensis</i> (Amaral, 1935)
<i>Hemidactylus mabouia</i> (Moreau de Jonnés, 1818)
<i>Hemidactylus palaichthus</i> Kluge, 1969
<i>Lygodactylus klugei</i> (Smith, Martin & Swain, 1977)
<i>Lygodactylus wetzeli</i> (Smith, Martin & Swain, 1977)
<b>Phyllodactylidae Gamble, Bauer, Greenbaum &amp; Jackman, 2008 (12/12)</b>
<i>Gymnodactylus amarali</i> Barbour, 1925
<i>Gymnodactylus darwini</i> (Gray, 1845)
<i>Gymnodactylus geckoides</i> Spix, 1825
<i>Gymnodactylus guttulatus</i> Vanzolini, 1982
<i>Gymnodactylus vanzolinii</i> Cassimiro & Rodrigues, 2009
<i>Homonota uruguayensis</i> (Vaz-Ferreira & Sierra de Soriano, 1961)
<i>Phyllopezus lutzae</i> (Loveridge, 1941)
<i>Phyllopezus periosus</i> Rodrigues, 1986
<i>Phyllopezus pollicaris</i> (Spix, 1825)
<i>Phyllopezus przewalskii</i> Koslowsky, 1895
<i>Thecadactylus rapicauda</i> (Houttuyn, 1782)
<i>Thecadactylus solimoensis</i> Bergmann & Russell, 2007
<b>Sphaerodactylidae Underwood, 1954 (16/16)</b>
<i>Chatogekko amazonicus</i> (Andersson, 1918)
<i>Coleodactylus brachystoma</i> (Amaral, 1935)
<i>Coleodactylus elizae</i> Gonçalves, Torquato, Skuk & Sena, 2012
<i>Coleodactylus meridionalis</i> (Boulenger, 1888)
<i>Coleodactylus natalensis</i> Freire, 1999
<i>Coleodactylus septentrionalis</i> Vanzolini, 1980
<i>Gonatodes annularis</i> Boulenger, 1887
<i>Gonatodes eladioi</i> Nascimento, Avila-Pires & Cunha, 1987
<i>Gonatodes hasemani</i> Griffin, 1917
<i>Gonatodes humeralis</i> (Guichenot, 1855)
<i>Gonatodes nascimentoi</i> Sturaro & Avila-Pires, 2011
<i>Gonatodes tapajonicus</i> Rodrigues, 1980
<i>Lepidoblepharis heyerorum</i> Vanzolini, 1978
<i>Lepidoblepharis hoogmoedi</i> Avila-Pires, 1995
<i>Pseudogonatodes gasconi</i> Avila-Pires & Hoogmoed, 2000
<i>Pseudogonatodes guianensis</i> Parker, 1935



**SCINCIFORMATA VIDAL & HEDGES, 2005 (15/15)****Lygosomoidea Mittleman, 1952 (15/15)****Mabuyidae Mittleman, 1952 (15/15)****Mabuyinae Mittleman, 1952 (14/14)***Aspronema dorsivittatum* (Cope, 1862)*Brasiliscincus agilis* (Raddi, 1823)*Brasiliscincus caissara* (Rebouças-Spieker, 1974)*Brasiliscincus heathi* (Schmidt & Inger, 1951)*Copeoglossum arajara* (Rebouças-Spieker, 1981)*Copeoglossum nigropunctatum* (Spix, 1825)*Exila nigropalmata* (Andersson, 1918)*Manciola guaporicola* (Dunn, 1935)*Notomabuya frenata* (Cope, 1862)*Panopa carvalhoi* (Rebouças-Spieker & Vanzolini, 1990)*Psychosaura agmosticha* (Rodrigues, 2000)*Psychosaura macrorhyncha* (Hoge, 1947)*Varzea altamazonica* (Miralles, Barrio-Amorós, Rivas & Chaparro-Auza, 2006)*Varzea bistrata* (Spix, 1825)**Trachylepidinae Hedges & Conn, 2012 (1/1)***Trachylepis atlantica* (Schmidt, 1945)**IGUANIA CUVIER, 1817 (86/89)****Dactyloidae Fitzinger, 1843 (19/19)****Dactyloinae Fitzinger, 1843 (7/7)***Dactyloa dissimilis* (Williams, 1965)*Dactyloa nasofrontalis* (Amaral, 1933)*Dactyloa neglecta* (Prates, Melo-Sampaio, de Queiroz, Carnaval, Rodrigues & Drummond, 2020)*Dactyloa phyllorhina* (Myers & Carvalho, 1945)*Dactyloa pseudotigrina* (Amaral, 1933)*Dactyloa punctata* (Daudin, 1802)*Dactyloa transversalis* (Duméril in Duméril & Duméril, 1851)**Anolinae Cope, 1864 (12/12)***Norops auratus* (Daudin, 1802)*Norops bombiceps* (Cope, 1875)*Norops brasiliensis* (Vanzolini & Williams, 1970)*Norops chrysolepis* (Duméril & Bibron, 1837)*Norops fuscoauratus* (D'Orbigny, 1837 in Duméril & Bibron, 1837)*Norops meridionalis* (Boettger, 1885)*Norops ortonii* (Cope, 1868)*Norops planiceps* (Troschel, 1848)*Norops scypheus* (Cope, 1864)*Norops tandai* (Avila-Pires, 1995)*Norops trachyderma* (Cope, 1875)*Norops williamsii* (Bocourt, 1870)

<b>Hoplocercidae Frost &amp; Etheridge, 1989 (3/3)</b>
<i>Enyalioides laticeps</i> (Guichenot, 1855)
<i>Enyalioides palpebralis</i> (Boulenger, 1883)
<i>Hoplocercus spinosus</i> Fitzinger, 1843
<b>Iguanidae Gray, 1827 (1/1)</b>
<i>Iguana iguana iguana</i> (Linnaeus, 1758)
<b>Leiosauridae Frost, Etheridge, Janies &amp; Titus, 2001 (15/15)</b>
<b>Enyaliinae Frost, Etheridge, Janies &amp; Titus, 2001 (15/15)</b>
<i>Anisolepis grilli</i> Boulenger, 1891
<i>Anisolepis longicauda</i> (Boulenger, 1891)
<i>Anisolepis undulatus</i> (Wiegmann, 1834)
<i>Enyalius bibronii</i> Boulenger, 1885
<i>Enyalius bilineatus</i> Duméril & Bibron, 1837
<i>Enyalius boulengeri</i> Etheridge, 1969
<i>Enyalius brasiliensis</i> (Lesson, 1828)
<i>Enyalius capetinga</i> Breitman, Domingos, Bagley, Wiederhecker, Ferrari, Cavalcante, Pereira, Abreu, De-Lima, Morais, del Prette, Silva, Mello, Carvalho, de Lima, Silva, Matias, Carvalho, Pantoja, Gomes, Paschoaletto, Rodrigues, Talarico, Barreto-Lima & Colli, 2018
<i>Enyalius catenatus</i> (Wied, 1821)
<i>Enyalius erythrocephalus</i> Rodrigues, Freitas, Silva & Bertolotto, 2006
<i>Enyalius iheringii</i> Boulenger, 1885
<i>Enyalius leechii</i> (Boulenger, 1885)
<i>Enyalius perditus</i> Jackson, 1978
<i>Enyalius pictus</i> (Schinz, 1822)
<i>Urostrophus vautieri</i> Duméril & Bibron, 1837
<b>Liolaemidae Frost &amp; Etheridge, 1989 (3/3)</b>
<i>Liolaemus arambarensis</i> Verrastro, Veronese, Bujes & Dias-Filho, 2003
<i>Liolaemus lutzae</i> Mertens, 1938
<i>Liolaemus occipitalis</i> Boulenger, 1885
<b>Polychrotidae Fitzinger, 1843 (3/3)</b>
<i>Polychrus acutirostris</i> Spix, 1825
<i>Polychrus liogaster</i> Boulenger, 1908
<i>Polychrus marmoratus</i> (Linnaeus, 1758)
<b>Tropiduridae Bell in Darwin, 1843 (42/45)</b>
<i>Eurolophosaurus amathites</i> (Rodrigues, 1984)
<i>Eurolophosaurus divaricatus</i> (Rodrigues, 1986)
<i>Eurolophosaurus nanuzae</i> (Rodrigues, 1981)
<i>Plica plica</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Plica umbra umbra</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Plica umbra ochrocollaris</i> (Spix, 1825)
<i>Stenocercus albolineatus</i> Teixeira Jr., Prates, Nisa, Silva, Strüssmann & Rodrigues, 2016
<i>Stenocercus azureus</i> (Müller, 1882)
<i>Stenocercus caducus</i> (Cope, 1862)

<i>Stenocercus canastra</i> Avila-Pires, Nogueira & Martins, 2019
<i>Stenocercus dumerilii</i> (Steindachner, 1867)
<i>Stenocercus fimbriatus</i> Avila-Pires, 1995
<i>Stenocercus quinarius</i> Nogueira & Rodrigues, 2006
<i>Stenocercus roseiventris</i> Duméril & Bibron, 1837
<i>Stenocercus sinesaccus</i> Torres-Carvajal, 2005
<i>Stenocercus squarrosus</i> Nogueira & Rodrigues, 2006
<i>Stenocercus tricristatus</i> (Duméril in Duméril & Duméril, 1851)
<i>Strobilurus torquatus</i> Wiegmann, 1834
<i>Tropidurus callathelys</i> Harvey & Gutberlet, 1998
<i>Tropidurus catalanensis</i> Gudynas & Skuk, 1983
<i>Tropidurus cocorobensis</i> Rodrigues, 1987
<i>Tropidurus chromatops</i> Harvey & Gutberlet, 1998
<i>Tropidurus erythrocephalus</i> Rodrigues, 1987
<i>Tropidurus etheridgei</i> Cei, 1982
<i>Tropidurus helenae</i> (Manzani & Abe, 1990)
<i>Tropidurus hispidus</i> (Spix, 1825)
<i>Tropidurus hygomi</i> Reinhardt & Luetken, 1861
<i>Tropidurus imbituba</i> Kunz & Borges-Martins, 2013
<i>Tropidurus insulanus</i> Rodrigues, 1987
<i>Tropidurus itambere</i> Rodrigues, 1987
<i>Tropidurus jaguaribanus</i> Passos, Lima & Borges-Nojosa, 2011
<i>Tropidurus lagunablanca</i> Carvalho, 2016
<i>Tropidurus montanus</i> Rodrigues, 1987
<i>Tropidurus mucujensis</i> Rodrigues, 1987
<i>Tropidurus oreadicus</i> Rodrigues, 1987
<i>Tropidurus pinima</i> (Rodrigues, 1984)
<i>Tropidurus psammonastes</i> Rodrigues, Kasahara & Yonenaga-Yasuda, 1988
<i>Tropidurus semitaeniatus</i> (Spix, 1825)
<i>Tropidurus sertanejo</i> Carvalho, Sena, Peloso, Machado, Montesinos, Silva, Campbell & Rodrigues, 2016
<i>Tropidurus torquatus</i> (Wied, 1820)
<i>Uracentron azureum azureum</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Uracentron azureum guentheri</i> Boulenger, 1895
<i>Uracentron azureum weneri</i> Mertens, 1925
<i>Uracentron flaviceps</i> (Guichenot, 1855)
<i>Uranoscodon superciliosus</i> (Linnaeus, 1758)
<b>ANGUIFORMES CONRAD, 2006 (5/5)</b>
<b>Diploglossidae Cope, 1864 (5/5)</b>
<b>Diploglossinae Cope, 1864 (5/5)</b>
<i>Diploglossus fasciatus</i> (Gray, 1831)
<i>Diploglossus lessonae</i> Peracca, 1890
<i>Ophiodes fragilis</i> (Raddi, 1820)

<i>Ophiodes enso</i> Entiauspe-Neto, Quintela, Regnet, Teixeira, Silveira & Loebmann, 2017
<i>Ophiodes striatus</i> (Spix, 1825)
<b>LACERTIFORMES ESTES, DE QUEIROZ &amp; GAUTHIER /N ESTES &amp; PREGILL, 1988 (234/240)</b>
<b>Gymnophthalmoidea Fitzinger, 1826 (152/155)</b>
<b>Alopoglossidae Goicoechea, Frost, De la Riva, Pellegrino, Sites, Rodrigues &amp; Padial, 2016 (12/12)</b>
<i>Alopoglossus amazonius</i> Ruthven, 1924
<i>Alopoglossus angulatus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Alopoglossus atriventris</i> Duellman, 1973
<i>Alopoglossus avilapiresae</i> Ribeiro-Júnior, Choueri, Lobos, Venegas, Torres-Carvajal & Werneck, 2020
<i>Alopoglossus buckleyi</i> (O'Shaughnessy, 1881)
<i>Alopoglossus brevifrontalis</i> (Boulenger, 1912)
<i>Alopoglossus collii</i> Ribeiro-Júnior, Choueri, Lobos, Venegas, Torres-Carvajal & Werneck, 2020
<i>Alopoglossus gansorum</i> Ribeiro-Júnior, Sánchez-Martínez, Moraes, Oliveira, Carvalho, Pavan, Choueri, Werneck & Meiri, 2021
<i>Alopoglossus indigenorum</i> Ribeiro-Júnior, Sánchez-Martínez, Moraes, Oliveira, Carvalho, Pavan, Choueri, Werneck & Meiri, 2021
<i>Alopoglossus meloi</i> Ribeiro-Júnior, 2018
<i>Alopoglossus tapajosensis</i> Ribeiro-Júnior, Sánchez-Martínez, Moraes, Oliveira, Carvalho, Pavan, Choueri, Werneck & Meiri, 2021
<i>Alopoglossus theodorusi</i> Ribeiro-Júnior, Meiri & Fouquet, 2018
<b>Gymnophthalmidae Fitzinger, 1826 (97/100)</b>
<b>Gymnophthalminae Fitzinger, 1826 (35/36)</b>
<b>Gymnophthalmini Fitzinger, 1826 (21/21)</b>
<i>Calyptommatius confusionibus</i> Rodrigues, Zaher & Curcio, 2001
<i>Calyptommatius leiolepis</i> Rodrigues, 1991
<i>Calyptommatius nicterus</i> Rodrigues, 1991
<i>Calyptommatius sinebrachiatus</i> Rodrigues, 1991
<i>Gymnophthalmus leucomystax</i> Vanzolini & Carvalho, 1991
<i>Gymnophthalmus underwoodi</i> Grant, 1958
<i>Gymnophthalmus vanzoi</i> Carvalho, 1997
<i>Micrablepharus atticolus</i> Rodrigues, 1996
<i>Micrablepharus maximiliani</i> (Reinhardt & Luetken, 1862)
<i>Nothobachia ablephara</i> Rodrigues, 1984
<i>Procellosaurinus erythrocerus</i> Rodrigues, 1991
<i>Procellosaurinus tetradactylus</i> Rodrigues, 1991
<i>Psilops mucugensis</i> Rodrigues, Recoder, Teixeira Jr., Roscito, Guerrero, Nunes, Freitas, Fernandes, Bocchiglieri, Dal Vechio, Leite, Nogueira, Damasceno, Pellegrino, Argôlo & Amaro, 2017
<i>Psilops paeminus</i> (Rodrigues, 1991)
<i>Psilops seductus</i> Rodrigues, Recoder, Teixeira Jr., Roscito, Guerrero, Nunes, Freitas, Fernandes, Bocchiglieri, Dal Vechio, Leite, Nogueira, Damasceno, Pellegrino, Argôlo & Amaro, 2017
<i>Scriptosaura catimbau</i> Rodrigues & Santos, 2008
<i>Tretioscincus agilis</i> (Ruthven, 1916)
<i>Tretioscincus oriximinensis</i> Avila-Pires, 1995
<i>Vanzosaura multiscutata</i> (Amaral, 1933)
<i>Vanzosaura rubricauda</i> (Boulenger, 1902)
<i>Vanzosaura savanicola</i> Recoder, Werneck, Teixeira Jr., Colli, Sites & Rodrigues, 2014



<b>Heterodactylini Goicoechea, Frost, De la Riva, Pellegrino, Sites, Rodrigues &amp; Padial, 2016 (6/6)</b>
<i>Caparaonia itaiquara</i> Rodrigues, Cassimiro, Pavan, Curcio, Verdade & Pellegrino, 2009
<i>Colobodactylus dalcyanus</i> Vanzolini & Ramos, 1977
<i>Colobodactylus taunayi</i> Amaral, 1933
<i>Heterodactylus imbricatus</i> Spix, 1825
<i>Heterodactylus lundii</i> Reinhardt & Luetken, 1862
<i>Heterodactylus septentrionalis</i> Rodrigues, Freitas & Silva, 2009
<b>Iphisini Gray, 1851 (8/9)</b>
<i>Acratosaura mentalis</i> (Amaral, 1933)
<i>Acratosaura spinosa</i> Rodrigues, Cassimiro, Freitas & Silva, 2009
<i>Alexandresaurus camacan</i> Rodrigues, Pellegrino, Dixo, Verdade, Pavan, Argôlo & Sites, 2007
<i>Colobosaura modesta</i> (Reinhardt & Luetken, 1862)
<i>Iphisa elegans elegans</i> Gray, 1851
<i>Iphisa elegans soinii</i> Dixon, 1974
<i>Rondonops biscutatus</i> Colli, Hoogmoed, Cannatella, Cassimiro, Gomes, Ghellere, Nunes, Pellegrino, Salerno, Souza & Rodrigues, 2015
<i>Rondonops xanthomystax</i> Colli, Hoogmoed, Cannatella, Cassimiro, Gomes, Ghellere, Nunes, Pellegrino, Salerno, Souza & Rodrigues, 2015
<i>Stenolepis ridleyi</i> Boulenger, 1887
<b>Cercosaurinae Gray, 1838 (59/61)</b>
<b>Cercosaurini Gray, 1838 (21/23)</b>
<i>Cercosaura anodosquama</i> Sturaro, Rodrigues, Colli, Knowles & Avila-Pires, 2018
<i>Cercosaura argulus</i> Peters, 1862
<i>Cercosaura bassleri</i> Ruibal, 1952
<i>Cercosaura eigenmanni</i> (Griffin, 1917)
<i>Cercosaura ocellata</i> Wagler, 1830
<i>Cercosaura olivacea</i> (Gray, 1845)
<i>Cercosaura oshaughnessyi</i> (Boulenger, 1885)
<i>Cercosaura parkeri</i> Ruibal, 1952
<i>Cercosaura quadrilineata</i> Boettger, 1876
<i>Cercosaura schreibersii schreibersii</i> Wiegmann, 1834
<i>Cercosaura schreibersii albostrigata</i> (Griffin, 1917)
<i>Neusticurus arekuna</i> Kok, Bittenbinder, van den Berg, Marques-Souza, Nunes, Laking, Teixeira Jr., Fouquet, Means, MacCulloch & Rodrigues, 2018
<i>Neusticurus bicarinatus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Neusticurus medemi</i> Dixon & Lamar, 1981
<i>Neusticurus racenisi</i> Roze, 1958
<i>Neusticurus surinamensis</i> Müller, 1923
<i>Placosoma cipoense</i> Cunha, 1966
<i>Placosoma cordylinum cordylinum</i> Tschudi, 1847
<i>Placosoma cordylinum champsonotus</i> (Werner, 1910)
<i>Placosoma glabellum</i> (Peters, 1870)
<i>Placosoma limaverdorum</i> Borges-Nojosa, Caramaschi & Rodrigues, 2016
<i>Potamites ecpleopus</i> (Cope, 1875)
<i>Potamites juruazensis</i> (Avila-Pires & Vitt, 1998)

<b>Bachiini Colli, Hoogmoed, Cannatella, Cassimiro, Gomes, Ghellere, Nunes, Pellegrino, Salerno, Souza &amp; Rodrigues, 2015 (16/16)</b>
<i>Bachia bresslaui</i> (Amaral, 1935)
<i>Bachia cacerensis</i> Castrillon & Strüssmann, 1998
<i>Bachia didactyla</i> Freitas, Strüssmann, Carvalho, Kawashita-Ribeiro & Mott, 2011
<i>Bachia dorbignyi</i> (Duméril & Bibron, 1839)
<i>Bachia flavescens</i> (Bonnaterre, 1789)
<i>Bachia geralista</i> Teixeira Jr., Recoder, Camacho, Sena, Navas & Rodrigues, 2013
<i>Bachia micromela</i> Rodrigues, Pavan & Curcio, 2007
<i>Bachia oxyrhina</i> Rodrigues, Camacho, Nunes, Recoder, Teixeira Jr., Valdujo, Ghellere, Mott & Nogueira, 2008
<i>Bachia panoplia</i> Thomas, 1965
<i>Bachia peruana</i> (Werner, 1901)
<i>Bachia psamophila</i> Rodrigues, Pavan & Curcio, 2007
<i>Bachia pyburni</i> Kizirian & McDiarmid, 1998
<i>Bachia remota</i> Ribeiro-Júnior, Silva & Lima, 2016
<i>Bachia scaea</i> Teixeira Jr., Dal Vechio, Nunes, Mollo Neto, Lobo, Storti, Gaiga, Dias & Rodrigues, 2013
<i>Bachia scolecoides</i> Vanzolini, 1961
<i>Bachia trisanale</i> (Cope, 1868)
<b>Ecleopodini Fitzinger, 1843 (22/22)</b>
<i>Amapasaurus tetradactylus</i> Cunha, 1970
<i>Anotosaura collaris</i> Amaral, 1933
<i>Anotosaura vanzolinia</i> Dixon, 1974
<i>Arthrosaura kockii</i> (Lidth de Jeude, 1904)
<i>Arthrosaura reticulata</i> (O'Shaughnessy, 1881)
<i>Arthrosaura versteegii</i> van Lidth de Jeude, 1904
<i>Colobosauroides carvalhoi</i> Soares & Caramaschi, 1998
<i>Colobosauroides cearensis</i> Cunha, Lima-Verde & Lima, 1991
<i>Dryadosaura nordestina</i> Rodrigues, Freire, Pellegrino & Sites, 2005
<i>Ecleopus gaudichaudii</i> Duméril & Bibron, 1839
<i>Leposoma annectans</i> Ruibal, 1952
<i>Leposoma baturitensis</i> Rodrigues & Borges, 1997
<i>Leposoma nanodactylus</i> Rodrigues, 1997
<i>Leposoma puk</i> Rodrigues, Dixo, Pavan & Verdade, 2002
<i>Leposoma scincoides</i> Spix, 1825
<i>Leposoma sinepollex</i> Rodrigues, Teixeira Jr., Recoder, Dal Vechio, Damasceno & Pellegrino, 2013
<i>Loxopholis ferreirai</i> (Rodrigues & Avila-Pires, 2005)
<i>Loxopholis guianense</i> (Ruibal, 1952)
<i>Loxopholis osvaldoi</i> (Avila-Pires, 1995)
<i>Loxopholis percarinatum</i> (Müller, 1923)
<i>Loxopholis snethlageae</i> (Avila-Pires, 1995)
<i>Marinussaurus curupira</i> Peloso, Pellegrino, Rodrigues & Avila-Pires, 2011
<b>Rhachisaurinae Pellegrino, Rodrigues, Yonenaga-Yassuda &amp; Sites, 2001 (1/1)</b>
<i>Rhachisaurus brachylepis</i> (Dixon, 1974)

<b>Riolaminae Kok, 2015 (2/2)</b>
<i>Riolama grandis</i> Recoder, Prates, Marques-Souza, Camacho, Sales Nunes, Dal Vechio, Ghellere, McDiarmid & Rodrigues, 2020
<i>Riolama stellata</i> Recoder, Prates, Marques-Souza, Camacho, Sales Nunes, Dal Vechio, Ghellere, McDiarmid & Rodrigues, 2020
<b>Teiidae Gray, 1827 (43/43)</b>
<b>Teiinae Gray, 1827 (31/31)</b>
<i>Ameiva ameiva ameiva</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Ameiva jacuba</i> Giugliano, Nogueira, Valdujo, Collevatti & Colli, 2013
<i>Ameiva parecis</i> (Colli, Costa, Garda, Kopp, Mesquita, Péres, Valdujo, Vieira & Wiederhecker, 2003)
<i>Ameivula cipoensis</i> Arias, Carvalho, Zaher & Rodrigues, 2014
<i>Ameivula confusioniba</i> (Arias, Carvalho, Rodrigues & Zaher, 2011)
<i>Ameivula jalapensis</i> (Colli, Giugliano, Mesquita & França, 2009)
<i>Ameivula mumbuca</i> (Colli, Caldwell, Costa, Gainsbury, Garda, Mesquita, Filho, Soares, Silva, Valdujo, Vieira, Vitt, Werneck, Wiederhecker & Zatz, 2003)
<i>Ameivula nativo</i> (Rocha, Bergallo & Peccinini-Seale, 1997)
<i>Ameivula nigrigula</i> (Arias, Carvalho, Rodrigues & Zaher, 2011)
<i>Ameivula ocellifera</i> (Spix, 1825)
<i>Ameivula pyrrhogularis</i> (Silva e Avila-Pires, 2013)
<i>Ameivula xacriaba</i> Arias, Teixeira Jr., Recoder, Carvalho, Zaher & Rodrigues, 2014
<i>Cnemidophorus cryptus</i> Cole & Dessauer, 1993
<i>Cnemidophorus gramivagus</i> McCrystal & Dixon, 1987
<i>Cnemidophorus lemniscatus lemniscatus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Contomastix lacertoides</i> (Duméril & Bibron, 1839)
<i>Contomastix vacariensis</i> (Feltrim & Lema, 2000)
<i>Glaucomastix abaetensis</i> (Dias, Rocha & Vrcibradic, 2002)
<i>Glaucomastix cyanura</i> (Arias, Carvalho, Rodrigues & Zaher, 2011)
<i>Glaucomastix itabaiensis</i> Rosário, Santos, Arias, Rocha, Dias, Carvalho & Rodrigues, 2019
<i>Glaucomastix littoralis</i> (Rocha, Araújo, Vrcibradic & Costa, 2000)
<i>Glaucomastix venetacauda</i> (Arias, Carvalho, Rodrigues & Zaher, 2011)
<i>Kentropyx altamazonica</i> (Cope, 1875)
<i>Kentropyx calcarata</i> Spix, 1825
<i>Kentropyx paulensis</i> (Boettger, 1893)
<i>Kentropyx pelviceps</i> Cope, 1868
<i>Kentropyx striata</i> (Daudin, 1802)
<i>Kentropyx vanzoi</i> Gallagher & Dixon, 1980
<i>Kentropyx viridistriga</i> (Boulenger, 1894)
<i>Teius oculatus</i> (D'Orbigny & Bibron, 1837)
<i>Teius teyou</i> (Daudin, 1802)
<b>Tupinambinae Bonaparte, 1831 (12/12)</b>
<i>Crocodilurus amazonicus</i> Spix, 1825
<i>Dracaena guianensis</i> Daudin, 1801
<i>Dracaena paraguayensis</i> Amaral, 1950
<i>Salvator duseni</i> (Lönnberg in Lönnberg & Andersson, 1910)
<i>Salvator merianae</i> Duméril & Bibron, 1839

<i>Tupinambis cryptus</i> Murphy, Jowers, Lehtinen, Charles, Colli, Peres, Hendry & Pyron, 2016
<i>Tupinambis cuzcoensis</i> Murphy, Jowers, Lehtinen, Charles, Colli, Peres, Hendry & Pyron, 2016
<i>Tupinambis longilineus</i> Avila-Pires, 1995
<i>Tupinambis matipu</i> Silva, Ribeiro-Júnior & Ávila-Pires, 2018
<i>Tupinambis palustris</i> Manzani & Abe, 2002
<i>Tupinambis quadrilineatus</i> Manzani & Abe, 1997
<i>Tupinambis teguixin</i> (Linnaeus, 1758)
<b>AMPHISBAENIA GRAY, 1844 (82/85)</b>
<b>Amphisbaenidae Gray, 1825 (82/85)</b>
<b>Amphisbaeninae Gray, 1825 (82/85)</b>
<i>Amphisbaena absaberi</i> (Strüssmann & Carvalho, 2001)
<i>Amphisbaena acangaoba</i> Ribeiro, Gomides & Costa, 2020
<i>Amphisbaena acrobeles</i> (Ribeiro, Castro-Mello & Nogueira, 2009)
<i>Amphisbaena alba</i> Linnaeus, 1758
<i>Amphisbaena anaemariae</i> Vanzolini, 1997
<i>Amphisbaena anomala</i> (Barbour, 1914)
<i>Amphisbaena arda</i> Rodrigues, 2003
<i>Amphisbaena arenaria</i> Vanzolini, 1991
<i>Amphisbaena arenicola</i> Pérez & Borges-Martins, 2019
<i>Amphisbaena bahiana</i> Vanzolini, 1964
<i>Amphisbaena bedai</i> (Vanzolini, 1991)
<i>Amphisbaena bilabialata</i> (Stimson, 1972)
<i>Amphisbaena brasiliiana</i> (Gray, 1865)
<i>Amphisbaena brevis</i> Strüssmann & Mott, 2009
<i>Amphisbaena caetitensis</i> Almeida, Freitas, Silva, Valverde, Rodrigues, Pires & Mott, 2018
<i>Amphisbaena caiari</i> Teixeira Jr., Dal Vechio, Mollo Neto & Rodrigues, 2014
<i>Amphisbaena camura</i> Cope, 1862
<i>Amphisbaena carli</i> Pinna, Mendonça, Bocchiglieri & Fernandes, 2010
<i>Amphisbaena carvalhoi</i> Gans, 1965
<i>Amphisbaena crisae</i> Vanzolini, 1997
<i>Amphisbaena cuiabana</i> (Strüssmann & Carvalho, 2001)
<i>Amphisbaena cunhai</i> Hoogmoed & Avila-Pires, 1991
<i>Amphisbaena darwinii</i> Duméril & Bibron, 1839
<i>Amphisbaena dubia</i> Müller, 1924
<i>Amphisbaena filiformis</i> Ribeiro, Gomes, Silva, Cintra & Silva Jr., 2016
<i>Amphisbaena frontalis</i> Vanzolini, 1991
<i>Amphisbaena fuliginosa fuliginosa</i> Linnaeus, 1758
<i>Amphisbaena fuliginosa amazonica</i> Vanzolini, 1951
<i>Amphisbaena fuliginosa varia</i> Laurenti, 1768
<i>Amphisbaena fuliginosa wiedi</i> Vanzolini, 1951
<i>Amphisbaena hastata</i> Vanzolini, 1991
<i>Amphisbaena heathi</i> Schmidt, 1936



<i>Amphisbaena hiata</i> Montero & Céspedes, 2002
<i>Amphisbaena hogei</i> Vanzolini, 1950
<i>Amphisbaena hoogmoedi</i> Oliveira, Vaz-Silva, Santos-Jr, Graboski, Teixeira Jr., Dal Vechio & Ribeiro, 2018
<i>Amphisbaena ibijara</i> Rodrigues, Andrade & Lima, 2003
<i>Amphisbaena ignatiana</i> Vanzolini, 1991
<i>Amphisbaena kingii</i> (Bell, 1833)
<i>Amphisbaena kiriri</i> Ribeiro, Gomides & Costa, 2018
<i>Amphisbaena kraoh</i> (Vanzolini, 1971)
<i>Amphisbaena leeseri</i> Gans, 1964
<i>Amphisbaena leucocephala</i> Peters, 1878
<i>Amphisbaena littoralis</i> Roberto, Brito & Ávila, 2014
<i>Amphisbaena longinqua</i> Teixeira Junior, Dal Vechio, Recoder, Cassimiro, Sena & Rodrigues, 2019
<i>Amphisbaena lumbricalis</i> Vanzolini, 1996
<i>Amphisbaena maranhensis</i> Gomes & Maciel, 2012
<i>Amphisbaena mebengokre</i> Ribeiro, Sá, Santos-Jr, Graboski, Zaher, Guedes, Andrade & Vaz-Silva, 2019
<i>Amphisbaena mertensii</i> Strauch, 1881
<i>Amphisbaena metallurga</i> Costa, Resende, Teixeira Jr., Dal Vechio & Clemente, 2015
<i>Amphisbaena miringoera</i> Vanzolini, 1971
<i>Amphisbaena mitchelli</i> Procter, 1923
<i>Amphisbaena mongoyo</i> Teixeira Junior, Dal Vechio, Recoder, Cassimiro, Sena & Rodrigues, 2019
<i>Amphisbaena munoai</i> Klappenbach, 1960
<i>Amphisbaena nana</i> Pérez & Borges-Martins, 2019
<i>Amphisbaena neglecta</i> Dunn & Piatt, 1936
<i>Amphisbaena nigricauda</i> Gans, 1966
<i>Amphisbaena persephone</i> Pinna, Mendonça, Bocchiglieri & Fernandes, 2014
<i>Amphisbaena pretrei</i> Duméril & Bibron, 1839
<i>Amphisbaena prunicolor</i> (Cope, 1885)
<i>Amphisbaena ridleyi</i> Boulenger, 1890
<i>Amphisbaena roberti</i> Gans, 1964
<i>Amphisbaena sanctaeritae</i> Vanzolini, 1994
<i>Amphisbaena saxosa</i> (Castro-Mello, 2003)
<i>Amphisbaena silvestrii</i> Boulenger, 1902
<i>Amphisbaena slevini</i> Schmidt, 1936
<i>Amphisbaena steindachneri</i> Strauch, 1881
<i>Amphisbaena supernumeraria</i> Mott, Rodrigues & Santos, 2009
<i>Amphisbaena talisiae</i> Vanzolini, 1995
<i>Amphisbaena tiaraju</i> Pérez & Borges-Martins, 2019
<i>Amphisbaena trachura</i> Cope, 1885
<i>Amphisbaena tragorhectes</i> Vanzolini, 1971
<i>Amphisbaena uroxena</i> Mott, Rodrigues, Freitas & Silva, 2008
<i>Amphisbaena vanzolinii</i> Gans, 1963
<i>Amphisbaena vermicularis</i> Wagler in Spix, 1824
<i>Leposternon cerradensis</i> Ribeiro, Vaz-Silva & Santos-Jr, 2008

<i>Leposternon infraorbitale</i> (Berthold, 1859)
<i>Leposternon kisteumacheri</i> Porto, Soares & Caramaschi, 2000
<i>Leposternon maximus</i> Ribeiro, Nogueira, Cintra, Silva Jr. & Zaher, 2011
<i>Leposternon microcephalum</i> Wagler in Spix, 1824
<i>Leposternon mineiro</i> Ribeiro, Silveira & Santos-Jr., 2018
<i>Leposternon octostegum</i> (Duméril in Duméril & Duméril, 1851)
<i>Leposternon polystegum</i> (Duméril in Duméril & Duméril, 1851)
<i>Leposternon scutigerum</i> (Hemprich, 1820)
<i>Leposternon wuchereri</i> (Peters, 1879)
<i>Mesobaena rhachicephala</i> Hoogmoed, Pinto, Rocha & Pereira, 2009
<b>SERPENTES LINNAEUS, 1758 (430/457)</b>
<b>“SCOLECOPHIDIA” COPE, 1864 (34/34)</b>
<b>Anomalepididae Taylor, 1939 (9/9)</b>
<i>Liotyphlops beui</i> (Amaral, 1924)
<i>Liotyphlops caissara</i> Centeno, Sawaya & Germano, 2010
<i>Liotyphlops schubarti</i> Vanzolini, 1948
<i>Liotyphlops sousai</i> Santos & Reis, 2018
<i>Liotyphlops taylori</i> Santos & Reis, 2018
<i>Liotyphlops ternetzii</i> (Boulenger, 1896)
<i>Liotyphlops trefauti</i> Freire, Caramaschi & Argôlo, 2007
<i>Liotyphlops wilderi</i> (Garman, 1883)
<i>Typhlophis squamosus</i> (Schlegel, 1839)
<b>Leptotyphlopidae Stejneger, 1892 (18/18)</b>
<b>Epictinae Hedges, Adalsteinsson, &amp; Branch in Adalsteinsson, Branch, Trape, Vitt &amp; Hedges, 2009 (18/18)</b>
<b>Epictini Hedges, Adalsteinsson, &amp; Branch in Adalsteinsson, Branch, Trape, Vitt &amp; Hedges, 2009 (18/18)</b>
<i>Epictia albifrons</i> (Wagler in Spix, 1824)
<i>Epictia australis</i> (Freiberg & Orejas-Miranda, 1968)
<i>Epictia borapeliotes</i> (Vanzolini, 1996)
<i>Epictia clinorostris</i> Arredondo & Zaher, 2010
<i>Epictia munoai</i> (Orejas-Miranda, 1961)
<i>Epictia striatula</i> (Smith & Laufe, 1945)
<i>Epictia vellardi</i> (Laurent, 1984)
<i>Habrophallos collaris</i> (Hoogmoed, 1977)
<i>Siagonodon acutirostris</i> Pinto & Curcio, 2011
<i>Siagonodon cupinensis</i> (Bailey & Carvalho, 1946)
<i>Siagonodon septemstriatus</i> (Schneider, 1801)
<i>Trilepida brasiliensis</i> (Laurent, 1949)
<i>Trilepida dimidiata</i> (Jan, 1861)
<i>Trilepida fuliginosa</i> (Passos, Caramaschi & Pinto, 2006)
<i>Trilepida jani</i> (Pinto & Fernandes, 2012)
<i>Trilepida koppesi</i> (Amaral, 1955)
<i>Trilepida macrolepis</i> (Peters, 1857)

<i>Trilepida salgueiroi</i> (Amaral, 1955)
<b>Typhlopidae Gray, 1825 (7/7)</b>
<b>Typhlopinae Gray, 1825 (7/7)</b>
<i>Amerotyphlops amoipira</i> (Rodrigues & Juncá, 2002)
<i>Amerotyphlops arenensis</i> Graboski, Pereira Filho, Silva, Prudente & Zaher, 2015
<i>Amerotyphlops brongersmianus</i> (Vanzolini, 1976)
<i>Amerotyphlops minusquamus</i> (Dixon & Hendricks, 1979)
<i>Amerotyphlops paucisquamus</i> (Dixon & Hendricks, 1979)
<i>Amerotyphlops reticulatus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Amerotyphlops yonenagae</i> (Rodrigues, 1991)
<b>ALETHINOPHIDIA HOFFSTETTER, 1955 (396/423)</b>
<b>Amerophidia Vidal, Delmas &amp; Hedges, 2007 (4/4)</b>
<b>Aniliidae Stejneger, 1907 (1/1)</b>
<i>Anilius scytale</i> (Linnaeus, 1758)
<b>Tropidophiidae Brongersma, 1951 (3/3)</b>
<i>Tropidophis grapiuna</i> Curcio, Nunes, Argôlo, Skuk & Rodrigues, 2012
<i>Tropidophis paucisquamis</i> (Müller in Schenkel, 1901)
<i>Tropidophis preciosus</i> Curcio, Nunes, Argôlo, Skuk & Rodrigues, 2012
<b>Afrophidia Vidal, Delmas &amp; Hedges, 2007 (392/419)</b>
<b>Henophidia Hoffstetter, 1939 (12/12)</b>
<b>Boidae Gray, 1825 (12/12)</b>
<i>Boa constrictor constrictor</i> Linnaeus, 1758
<i>Corallus batesii</i> (Gray, 1860)
<i>Corallus caninus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Corallus cropanii</i> (Hoge, 1954)
<i>Corallus hortulana</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Epicrates assisi</i> Machado, 1945
<i>Epicrates cenchria</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Epicrates crassus</i> Cope, 1862
<i>Epicrates maurus</i> Gray, 1849
<i>Eunectes deschauenseei</i> Dunn & Conant, 1936
<i>Eunectes murinus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Eunectes notaeus</i> Cope, 1862
<b>Caenophidia Hoffstetter, 1939 (380/407)</b>
<b>Colubridae Opperl, 1811 (38/40)</b>
<i>Chironius bicarinatus</i> (Wied, 1820)
<i>Chironius brazili</i> Hamdan & Fernandes, 2015
<i>Chironius carinatus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Chironius diamantina</i> Fernandes & Hamdan, 2014
<i>Chironius dixoni</i> Wiest, 1978
<i>Chironius exoletus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Chironius flavolineatus</i> (Jan, 1863)

<i>Chironius foveatus</i> Bailey, 1955
<i>Chironius fuscus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Chironius gouveai</i> Entiauspe-Neto, Lyra, Koch, Quintela, Abegg & Loebmann, 2020
<i>Chironius laevicollis</i> (Wied, 1824)
<i>Chironius maculoventris</i> Wiest, 1978
<i>Chironius multiventris</i> Schmidt & Walker, 1943
<i>Chironius quadricarinatus</i> (Boie, 1827)
<i>Chironius scurrulus</i> (Wagler in Spix, 1824)
<i>Chironius septentrionalis</i> Wiest, 1978
<i>Dendrophidion atlantica</i> Freire, Caramaschi & Gonçalves, 2010
<i>Dendrophidion dendrophis</i> (Schlegel, 1837)
<i>Drymarchon corais</i> (Boie, 1827)
<i>Drymobius rhombifer</i> (Günther, 1860)
<i>Drymoluber brazili</i> (Gomes, 1918)
<i>Drymoluber dichrous</i> (Peters, 1863)
<i>Leptophis ahaetulla ahaetulla</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Leptophis ahaetulla liocercus</i> (Wied, 1824)
<i>Leptophis marginatus</i> (Cope, 1862)
<i>Leptophis nigromarginatus</i> (Günther, 1866)
<i>Mastigodryas boddaerti boddaerti</i> (Sentzen, 1796)
<i>Mastigodryas moratoi</i> Montingelli & Zaher, 2011
<i>Mastigodryas pleei</i> (Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<i>Oxybelis aeneus</i> (Wagler in Spix, 1824)
<i>Oxybelis fulgidus</i> (Daudin, 1803)
<i>Palusophis bifossatus</i> (Raddi, 1820)
<i>Phrynonax polylepis</i> (Peters, 1867)
<i>Rhinobothryum lentiginosum</i> (Scopoli, 1785)
<i>Simophis rhinostoma</i> (Schlegel, 1837)
<i>Spilotes pullatus pullatus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Spilotes sulphureus sulphureus</i> (Wagler in Spix, 1824)
<i>Spilotes sulphureus poecilostoma</i> (Wied, 1824)
<i>Tantilla boipiranga</i> Sawaya & Sazima, 2003
<i>Tantilla melanocephala</i> (Linnaeus, 1758)
<b>Dipsadidae Bonaparte, 1838 (272/290)</b>
<b>Dipsadinae Bonaparte, 1838 (65/68)</b>
<b>Dipsadini Bonaparte, 1838 (61/63)</b>
<i>Atractus aboiporu</i> Melo-Sampaio, Passos, Fouquet, Prudente & Torres-Carvajal, 2019
<i>Atractus akerios</i> Melo-Sampaio, Passos, Prudente, Venegas & Torre-Carvajal, 2021
<i>Atractus albuquerquei</i> Cunha & Nascimento, 1983
<i>Atractus alphonsehogei</i> Cunha & Nascimento, 1983
<i>Atractus altagratiae</i> Passos & Fernandes, 2008
<i>Atractus badius</i> (Boie, 1827)



<i>Atractus boimirim</i> Passos, Prudente & Lynch, 2016
<i>Atractus caete</i> Passos, Fernandes, Bérnils & Moura-Leite, 2010
<i>Atractus caxiuana</i> Prudente & Santos-Costa, 2006
<i>Atractus collaris</i> Peracca, 1897
<i>Atractus dapsilis</i> Melo-Sampaio, Passos, Fouquet, Prudente & Torres-Carvajal, 2019
<i>Atractus edioi</i> Silva Jr., Silva, Ribeiro, Souza & Souza, 2005
<i>Atractus elaps</i> (Günther, 1858)
<i>Atractus emmeli</i> (Boettger, 1888)
<i>Atractus flammigerus</i> (Boie, 1827)
<i>Atractus francoi</i> Passos, Fernandes, Bérnils & Moura-Leite, 2010
<i>Atractus guentheri</i> (Wucherer, 1861)
<i>Atractus hoogmoedi</i> Prudente & Passos, 2010
<i>Atractus insipidus</i> Roze, 1961
<i>Atractus latifrons</i> (Günther, 1868)
<i>Atractus maculatus</i> (Günther, 1858)
<i>Atractus major</i> Boulenger, 1894
<i>Atractus natans</i> Hoogmoed & Prudente, 2003
<i>Atractus nawa</i> Melo-Sampaio, Passos, Prudente, Venegas & Torre-Carvajal, 2021
<i>Atractus pantostictus</i> Fernandes & Puerto, 1994
<i>Atractus paraguayensis</i> Werner, 1924
<i>Atractus poeppigi</i> (Jan, 1862)
<i>Atractus potschi</i> Fernandes, 1995
<i>Atractus reticulatus</i> (Boulenger, 1885)
<i>Atractus riveroi</i> Roze, 1961
<i>Atractus ronnie</i> Passos, Fernandes & Borges-Nojosa, 2007
<i>Atractus serranus</i> Amaral, 1930
<i>Atractus snethlageae</i> Cunha & Nascimento, 1983
<i>Atractus spinalis</i> Passos, Teixeira Jr., Sena, Dal Vechio, Pinto, Mendonça, Cassimiro & Rodrigues, 2013
<i>Atractus stygius</i> Passos, Azevedo, Nogueira, Fernandes & Sawaya, 2019
<i>Atractus surucucu</i> Prudente & Passos, 2008
<i>Atractus tartarus</i> Passos, Prudente & Lynch, 2016
<i>Atractus thalesdelemai</i> Passos, Fernandes & Zanella, 2005
<i>Atractus torquatus</i> (Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<i>Atractus trefauti</i> Melo-Sampaio, Passos, Fouquet, Prudente & Torres-Carvajal, 2019
<i>Atractus trihedrurus</i> Amaral, 1926
<i>Atractus trilineatus</i> Wagler, 1828
<i>Atractus zebrinus</i> (Jan, 1862)
<i>Atractus zidoki</i> Gasc & Rodrigues, 1979
<i>Dipsas albifrons</i> (Sauvage, 1884)

<i>Dipsas alternans</i> (Fischer, 1885)
<i>Dipsas bothropoides</i> Mebert, Passos, Fernandes, Entiauspe-Neto, Alvez, Machado & Lopes, 2020
<i>Dipsas bucephala bucephala</i> (Shaw, 1802)
<i>Dipsas catesbyi</i> (Sentzen, 1796)
<i>Dipsas copei</i> (Günther, 1872)
<i>Dipsas indica indica</i> Laurenti, 1768
<i>Dipsas indica petersi</i> Hoge & Romano, 1976
<i>Dipsas lavillai</i> Scrocchi, Porto & Rey, 1993
<i>Dipsas mikanii mikanii</i> Schlegel, 1837
<i>Dipsas mikanii septentrionalis</i> (Cunha, Nascimento & Hoge, 1980)
<i>Dipsas neuwiedi</i> (Ihering, 1911)
<i>Dipsas pavonina</i> Schlegel, 1837
<i>Dipsas sazimai</i> Fernandes, Marques & Argôlo, 2010
<i>Dipsas turgida</i> (Cope, 1868)
<i>Dipsas variegata</i> (Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<i>Dipsas ventrimaculata</i> (Boulenger, 1885)
<i>Ninia hudsoni</i> Parker, 1940
<i>Sibon nebulatus</i> (Linnaeus, 1758)
<b>Imantodini Myers, 2011 (4/5)</b>
<i>Imantodes cenchoa</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Imantodes lentiferus</i> (Cope, 1894)
<i>Leptodeira annulata annulata</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Leptodeira annulata pulchriceps</i> Duellman, 1958
<i>Leptodeira ashmeadi</i> (Hallowell, 1845)
<b>Xenodontinae Bonaparte, 1845 (205/221)</b>
<b>Amnesteophiini Myers, 2011 (1/1)</b>
<i>Amnesteophis melanauchen</i> (Jan, 1863)
<b>Caaeteboiini Zaher, Grazziotin, Cadle, Murphy, Moura-Leite &amp; Bonatto, 2009 (2/2)</b>
<i>Caaeteboia amarali</i> (Wettstein, 1930)
<i>Caaeteboia gaeli</i> Montingelli, Barbo, Pereira Filho, Santana, França, Grazziotin & Zaher, 2020
<b>Echinantherini Zaher, Grazziotin, Cadle, Murphy, Moura-Leite &amp; Bonatto, 2009 (15/15)</b>
<i>Echinanthera amoena</i> (Jan, 1863)
<i>Echinanthera cephalomaculata</i> Di-Bernardo, 1994
<i>Echinanthera cephalostriata</i> Di-Bernardo, 1996
<i>Echinanthera cyanopleura</i> (Cope, 1885)
<i>Echinanthera melanostigma</i> (Wagler in Spix, 1824)
<i>Echinanthera undulata</i> (Wied, 1824)
<i>Sordellina punctata</i> (Peters, 1880)
<i>Taeniophallus affinis</i> (Günther, 1858)
<i>Taeniophallus bilineatus</i> (Fischer, 1885)
<i>Taeniophallus brevirostris</i> (Peters, 1863)
<i>Taeniophallus nicagus</i> (Cope, 1895)
<i>Taeniophallus occipitalis</i> (Jan, 1863)

<i>Taeniophallus persimilis</i> (Cope, 1869)
<i>Taeniophallus poecilopogon</i> (Cope, 1863)
<i>Taeniophallus quadriocellatus</i> Santos-Jr, Di-Bernardo & Lema, 2008
<b>Elapomorphini Jan, 1862 (43/43)</b>
<i>Apostolepis adhara</i> França, Barbo, Silva-Júnior, Silva & Zaher, 2018
<i>Apostolepis albicollaris</i> Lema, 2002
<i>Apostolepis arenaria</i> Rodrigues, 1992
<i>Apostolepis assimilis</i> (Reinhardt, 1861)
<i>Apostolepis borellii</i> Peracca, 1904
<i>Apostolepis cearensis</i> Gomes, 1915
<i>Apostolepis cerradoensis</i> Lema, 2003
<i>Apostolepis christinae</i> Lema, 2002
<i>Apostolepis dimidiata</i> (Jan, 1862)
<i>Apostolepis flavotorquata</i> (Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<i>Apostolepis gaboi</i> Rodrigues, 1992
<i>Apostolepis goiasensis</i> Prado, 1942
<i>Apostolepis intermedia</i> Koslowsky, 1898
<i>Apostolepis kikoï</i> Santos, Entiauspe-Neto, Araújo, Souza, Lema, Strüssmann & Albuquerque, 2018
<i>Apostolepis lineata</i> Cope, 1887
<i>Apostolepis longicaudata</i> Gomes in Amaral, 1921
<i>Apostolepis nelsonjorgei</i> Lema & Renner, 2004
<i>Apostolepis nigrolineata</i> (Peters, 1869)
<i>Apostolepis nigroterminata</i> Boulenger, 1896
<i>Apostolepis phillipsi</i> Harvey, 1999
<i>Apostolepis polylepsis</i> Amaral, 1922
<i>Apostolepis quinquelineata</i> Boulenger, 1896
<i>Apostolepis quirogai</i> Giraudo & Scrocchi, 1998
<i>Apostolepis rondoni</i> Amaral, 1925
<i>Apostolepis sanctaeritae</i> Werner, 1924
<i>Apostolepis serrana</i> Lema & Renner, 2006
<i>Apostolepis striata</i> Lema, 2004
<i>Apostolepis tenuis</i> Ruthven, 1927
<i>Apostolepis thalesdelemai</i> Borges-Nojosa, Lima, Bezerra & Harris, 2017
<i>Apostolepis vittata</i> (Cope, 1887)
<i>Coronelaps lepidus</i> (Reinhardt, 1861)
<i>Elapomorphus quinquelineatus</i> (Raddi, 1820)
<i>Elapomorphus wuchereri</i> Günther, 1861
<i>Phalotris concolor</i> Ferrarezzi, 1994
<i>Phalotris labiomaculatus</i> Lema, 2002
<i>Phalotris lativittatus</i> Ferrarezzi, 1994
<i>Phalotris lemniscatus</i> (Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<i>Phalotris matogrossensis</i> Lema, D'Agostini & Cappellari, 2005

<i>Phalotris mertensi</i> (Hoge, 1955)
<i>Phalotris multipunctatus</i> Puerto & Ferrarezzi, 1994
<i>Phalotris nasutus</i> (Gomes, 1915)
<i>Phalotris reticulatus</i> (Peters, 1860)
<i>Phalotris tricolor</i> (Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<b>Eutrachelophiini Myers &amp; McDowell, 2014 (2/2)</b>
<i>Baliodyras steinbachi</i> (Boulenger, 1905)
<i>Eutrachelophis papilio</i> Zaher & Prudente, 2020
<b>Hydrodynastini Zaher, Grazziotin, Cadle, Murphy, Moura-Leite &amp; Bonatto, 2009 (2/2)</b>
<i>Hydrodynastes bicinctus</i> (Herrmann, 1804)
<i>Hydrodynastes gigas</i> (Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<b>Hydropsini Dowling, 1975 (20/21)</b>
<i>Helicops acangussu</i> Moraes-da-Silva, Walterman, Citeli, Nunes & Curcio, 2021
<i>Helicops angulatus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Helicops apiaka</i> Kawashita-Ribeiro, Ávila & Morais, 2013
<i>Helicops boitata</i> Moraes-da-Silva, Amaro, Nunes, Strüssmann, Teixeira Jr., Andrade Jr., Sudré, Recoder, Rodrigues & Curcio, 2019
<i>Helicops carinicaudus</i> (Wied, 1824)
<i>Helicops gomesi</i> Amaral, 1922
<i>Helicops hagmanni</i> Roux, 1910
<i>Helicops infrataeniatus</i> (Jan, 1865)
<i>Helicops leopardinus</i> (Schlegel, 1837)
<i>Helicops modestus</i> Günther, 1861
<i>Helicops nentur</i> Costa, Santana, Leal, Koroiva & Garcia, 2016
<i>Helicops phantasma</i> Moraes-da-Silva, Amaro, Nunes, Rodrigues & Curcio, 2021
<i>Helicops polylepis</i> Günther, 1861
<i>Helicops tapajonicus</i> Frota, 2005
<i>Helicops trivittatus</i> (Gray, 1849)
<i>Helicops yacu</i> Rossman & Dixon, 1975
<i>Hydrops caesurus</i> Scrocchi, Ferreira, Giraudo, Ávila & Motte, 2005
<i>Hydrops martii</i> (Wagler in Spix, 1824)
<i>Hydrops triangularis</i> (Wagler in Spix, 1824)
<i>Pseudoeryx plicatilis plicatilis</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Pseudoeryx plicatilis mimeticus</i> Cope, 1885
<b>Philodryadini Cope, 1886 (15/15)</b>
<i>Chlorosoma dunupyana</i> Melo-Sampaio, Passos, Martins, Jennings, Moura-Leite, Morato, Venegas, Chávez, Venâncio & Souza, 2021
<i>Chlorosoma laticeps</i> (Werner, 1900)
<i>Chlorosoma viridissimum</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Ditaxodon taeniatus</i> (Peters in Hensel, 1868)
<i>Philodryas aestiva</i> (Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<i>Philodryas livida</i> (Amaral, 1923)
<i>Philodryas mattogrossensis</i> Koslowsky, 1898
<i>Philodryas nattereri</i> Steindachner, 1870



<i>Philodryas olfersii</i> (Liechtenstein, 1823)
<i>Philodryas psammophidea</i> Günther, 1872
<i>Pseudablables agassizii</i> (Jan, 1863)
<i>Pseudablables arnaldoi</i> (Amaral, 1933)
<i>Pseudablables patagoniensis</i> (Girard, 1858)
<i>Xenoxybelis argenteus</i> (Daudin, 1803)
<i>Xenoxybelis boulengeri</i> (Procter, 1923)
<b>Pseudoboini Bailey, 1967 (37/40)</b>
<i>Boiruna maculata</i> (Boulenger, 1896)
<i>Boiruna sertaneja</i> Zaher, 1996
<i>Clelia clelia</i> (Daudin, 1803)
<i>Clelia hussami</i> Morato, Franco & Sanches, 2003
<i>Clelia plumbea</i> (Wied, 1820)
<i>Drepanoides anomalus</i> (Jan, 1863)
<i>Mussurana bicolor</i> (Peracca, 1904)
<i>Mussurana montana</i> (Franco, Marques & Puerto, 1997)
<i>Mussurana quimi</i> (Franco, Marques & Puerto, 1997)
<i>Oxyrhopus clathratus</i> Duméril, Bibron & Duméril, 1854
<i>Oxyrhopus formosus</i> (Wied, 1820)
<i>Oxyrhopus guibei</i> Hoge & Romano, 1978
<i>Oxyrhopus melanogenys melanogenys</i> (Tschudi, 1845)
<i>Oxyrhopus melanogenys orientalis</i> Cunha & Nascimento, 1983
<i>Oxyrhopus occipitalis</i> Wagler in Spix, 1824
<i>Oxyrhopus petolarius digitalis</i> (Reuss, 1834)
<i>Oxyrhopus rhombifer rhombifer</i> Duméril, Bibron & Duméril, 1854
<i>Oxyrhopus rhombifer inaequifasciatus</i> Werner, 1909
<i>Oxyrhopus rhombifer septentrionalis</i> Vellard, 1943
<i>Oxyrhopus trigeminus</i> Duméril, Bibron & Duméril, 1854
<i>Oxyrhopus vanidicus</i> Lynch, 2009
<i>Paraphimophis rusticus</i> (Cope, 1878)
<i>Phimophis guerini</i> (Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<i>Phimophis guianensis</i> (Troschel, 1848)
<i>Pseudoboa coronata</i> Schneider, 1801
<i>Pseudoboa haasi</i> (Boettger, 1905)
<i>Pseudoboa martinsi</i> Zaher, Oliveira & Franco, 2008
<i>Pseudoboa neuwiedii</i> (Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<i>Pseudoboa nigra</i> (Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<i>Pseudoboa serrana</i> Morato, Moura-Leite, Prudente & Bérnils, 1995
<i>Rhachidelus brazili</i> Boulenger, 1908
<i>Rodriguesophis chui</i> (Rodrigues, 1993)
<i>Rodriguesophis iglesi</i> (Gomes, 1915)
<i>Rodriguesophis scriptorcibatus</i> (Rodrigues, 1993)

<i>Siphlophis cervinus</i> (Laurenti, 1768)
<i>Siphlophis compressus</i> (Daudin, 1803)
<i>Siphlophis leucocephalus</i> (Günther, 1863)
<i>Siphlophis longicaudatus</i> (Andersson, 1901)
<i>Siphlophis pulcher</i> (Raddi, 1820)
<i>Siphlophis worontzowi</i> (Prado, 1940)
<b>Psomophini Zaher, Grazziotin, Cadle, Murphy, Moura-Leite &amp; Bonatto, 2009 (3/3)</b>
<i>Psomophis genimaculatus</i> (Boettger, 1885)
<i>Psomophis joberti</i> (Sauvage, 1884)
<i>Psomophis obtusus</i> (Cope, 1864)
<b>Tachymenini Bailey, 1967 (19/19)</b>
<i>Calamodontophis paucidens</i> (Amaral, 1935)
<i>Calamodontophis ronaldoi</i> Franco, Cintra & Lema, 2006
<i>Gomesophis brasiliensis</i> (Gomes, 1918)
<i>Ptychophis flavovirgatus</i> Gomes, 1915
<i>Thamnodynastes almae</i> Franco & Ferreira, 2003
<i>Thamnodynastes chaquensis</i> Bergna & Alvarez, 1993
<i>Thamnodynastes hypoconia</i> (Cope, 1860)
<i>Thamnodynastes lanei</i> Bailey, Thomas & Silva-Jr, 2005
<i>Thamnodynastes longicaudus</i> Franco, Ferreira, Marques & Sazima, 2003
<i>Thamnodynastes nattereri</i> (Mikan, 1828)
<i>Thamnodynastes pallidus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Thamnodynastes phoenix</i> Franco, Trevine, Montingelli & Zaher, 2017
<i>Thamnodynastes ramonriveroi</i> Manzanilla & Sánchez, 2005
<i>Thamnodynastes rutilus</i> (Prado, 1942)
<i>Thamnodynastes sertanejo</i> Bailey, Thomas & Silva-Jr, 2005
<i>Thamnodynastes silvai</i> Trevine, Caicedo-Portilla, Hoogmoed, Thomas, Franco, Montingelli, Osorno-Muñoz & Zaher, 2021
<i>Thamnodynastes strigatus</i> (Günther, 1858)
<i>Tomodon dorsatus</i> Duméril, Bibron & Duméril, 1854
<i>Tomodon ocellatus</i> Duméril, Bibron & Duméril, 1854
<b>Tropidodryadini Zaher, Grazziotin, Cadle, Murphy, Moura-Leite &amp; Bonatto, 2009 (2/2)</b>
<i>Tropidodryas serra</i> (Schlegel, 1837)
<i>Tropidodryas striaticeps</i> (Cope, 1870)
<b>Xenodontini Bonaparte, 1845 (41/53)</b>
<i>Erythrolamprus aenigma</i> Entiauspe-Neto, Abegg, Koch, Nuñez, Azevedo, Moraes, Tiutenko, Bialves & Loebmann, 2021
<i>Erythrolamprus aesculapii aesculapii</i> (Linnaeus, 1766)
<i>Erythrolamprus aesculapii venustissimus</i> (Wied, 1821)
<i>Erythrolamprus almadensis</i> (Wagler in Spix, 1824)
<i>Erythrolamprus atraventer</i> (Dixon & Thomas, 1985)
<i>Erythrolamprus breviceps</i> (Cope, 1860)
<i>Erythrolamprus carajasensis</i> (Cunha, Nascimento & Avila-Pires, 1985)
<i>Erythrolamprus cobella</i> (Linnaeus, 1758)

<i>Erythrolamprus dorsocorallinus</i> (Esqueda, Natera, La Marca & Ilija-Fistar, 2007)
<i>Erythrolamprus frenatus</i> (Werner, 1909)
<i>Erythrolamprus jaegeri jaegeri</i> (Günther, 1858)
<i>Erythrolamprus jaegeri coralliventris</i> (Boulenger, 1894)
<i>Erythrolamprus macrosoma</i> (Amaral, 1935)
<i>Erythrolamprus maryellenae</i> (Dixon, 1985)
<i>Erythrolamprus miliaris miliaris</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Erythrolamprus miliaris amazonicus</i> (Dunn, 1922)
<i>Erythrolamprus miliaris chrysostomus</i> (Griffin, 1916)
<i>Erythrolamprus miliaris merremii</i> (Wied, 1821)
<i>Erythrolamprus miliaris orinus</i> (Cope, 1868)
<i>Erythrolamprus mossoroensis</i> (Hoge & Lima-Verde, 1973)
<i>Erythrolamprus oligolepis</i> (Boulenger, 1905)
<i>Erythrolamprus poecilogyrus poecilogyrus</i> (Wied, 1824)
<i>Erythrolamprus poecilogyrus caesius</i> (Cope, 1862)
<i>Erythrolamprus poecilogyrus schotti</i> (Schlegel, 1837)
<i>Erythrolamprus poecilogyrus sublineatus</i> (Cope, 1860)
<i>Erythrolamprus pygmaeus</i> (Cope, 1868)
<i>Erythrolamprus reginae</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Erythrolamprus rochai</i> Ascenso, Costa & Prudente, 2019
<i>Erythrolamprus semiaureus</i> (Cope, 1862)
<i>Erythrolamprus taeniogaster</i> (Jan, 1863)
<i>Erythrolamprus trebbauai</i> (Roze, 1958)
<i>Erythrolamprus typhlus typhlus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Erythrolamprus typhlus brachyurus</i> (Cope, 1887)
<i>Erythrolamprus typhlus elaeoides</i> (Griffin, 1916)
<i>Erythrolamprus viridis viridis</i> (Günther, 1862)
<i>Erythrolamprus viridis prasinus</i> (Jan & Sordelli, 1866)
<i>Lygophis anomalus</i> (Günther, 1858)
<i>Lygophis dilepis</i> (Cope, 1862)
<i>Lygophis flavifrenatus</i> (Cope, 1862)
<i>Lygophis lineatus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Lygophis meridionalis</i> (Schenkel, 1901)
<i>Lygophis paucidens</i> Hoge, 1953
<i>Xenodon dorbignyi</i> (Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<i>Xenodon guentheri</i> Boulenger, 1894
<i>Xenodon histricus</i> (Jan, 1863)
<i>Xenodon matogrossensis</i> (Scrocchi & Cruz, 1993)
<i>Xenodon merremii</i> (Wagler in Spix, 1824)
<i>Xenodon nattereri</i> (Steindachner, 1867)
<i>Xenodon newwiedii</i> Günther, 1863
<i>Xenodon pulcher</i> (Jan, 1863)

<i>Xenodon rabdocephalus rabdocephalus</i> (Wied, 1824)
<i>Xenodon severus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Xenodon werneri</i> Eiselt, 1963
<b>Xenodontinae Incertae sedis (3/3)</b>
<i>Xenopholis scalaris</i> (Wucherer, 1861)
<i>Xenopholis undulatus</i> (Jensen, 1900)
<i>Xenopholis werdingerorum</i> Jansen, Álvarez & Köhler, 2009
<b>Dipsadidae Incertae sedis (2/2)</b>
<i>Cercophis auratus</i> (Schlegel, 1837)
<i>Lioheterophis iheringi</i> Amaral, 1935
<b>Elapidae Boie, 1827 (38/38)</b>
<b>Elapinae Boie, 1827 (38/38)</b>
<i>Leptomicrurus collaris</i> (Schlegel, 1837)
<i>Leptomicrurus narduccii</i> (Jan, 1863)
<i>Leptomicrurus scutiventris</i> (Cope, 1870)
<i>Micrurus albicinctus</i> Amaral, 1926
<i>Micrurus altirostris</i> (Cope, 1860)
<i>Micrurus annellatus</i> (Peters, 1871)
<i>Micrurus averyi</i> Schmidt, 1939
<i>Micrurus boicora</i> Bernarde, Turci, Abegg & Franco, 2018
<i>Micrurus bolivianus</i> Roze, 1967
<i>Micrurus brasiliensis</i> Roze, 1967
<i>Micrurus carvalhoi</i> Roze, 1967
<i>Micrurus corallinus</i> (Merrem, 1820)
<i>Micrurus decoratus</i> (Jan, 1858)
<i>Micrurus diana</i> Roze, 1983
<i>Micrurus diutius</i> Burger, 1955
<i>Micrurus filiformis</i> (Günther, 1859)
<i>Micrurus frontalis</i> (Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<i>Micrurus hemprichii</i> (Jan, 1858)
<i>Micrurus ibiboboca</i> (Merrem, 1820)
<i>Micrurus isozonus</i> (Cope, 1860)
<i>Micrurus langsdorffi</i> Wagler in Spix, 1824
<i>Micrurus lemniscatus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Micrurus mipartitus</i> (Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<i>Micrurus nattereri</i> Schmidt, 1952
<i>Micrurus obscurus</i> (Jan & Sordelli, 1872)
<i>Micrurus ortoni</i> Schmidt, 1953
<i>Micrurus pacaraimae</i> Carvalho, 2002
<i>Micrurus paraensis</i> Cunha & Nascimento, 1973
<i>Micrurus potyguara</i> Pires, Silva Jr., Feitosa, Prudente, Alves Filho & Zaher, 2014
<i>Micrurus psyches</i> (Daudin, 1803)



<i>Micrurus putumayensis</i> Lancini, 1962
<i>Micrurus pyrrhocryptus</i> (Cope, 1862)
<i>Micrurus remotus</i> Roze, 1987
<i>Micrurus silviae</i> Di-Bernardo, Borges-Martins & Silva Jr., 2007
<i>Micrurus spixii</i> Wagler in Spix, 1824
<i>Micrurus surinamensis</i> (Cuvier, 1817)
<i>Micrurus tikuna</i> Feitosa, Silva Jr., Pires, Zaher & Prudente, 2015
<i>Micrurus tricolor</i> Hoge, 1956
<b>Viperidae Opperl, 1811 (32/38)</b>
<b>Crotalinae Opperl, 1811 (32/38)</b>
<i>Bothrocophias hyoprora</i> (Amaral, 1935)
<i>Bothrocophias microphthalmus</i> (Cope, 1875)
<i>Bothrops alcatraz</i> Marques, Martins & Sazima, 2002
<i>Bothrops alternatus</i> Duméril, Bibron & Duméril, 1854
<i>Bothrops atrox</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Bothrops bilineatus bilineatus</i> (Wied, 1821)
<i>Bothrops bilineatus smaragdinus</i> Hoge, 1966
<i>Bothrops brazili</i> Hoge, 1954
<i>Bothrops cotiara</i> (Gomes, 1913)
<i>Bothrops diporus</i> Cope, 1862
<i>Bothrops erythromelas</i> Amaral, 1923
<i>Bothrops fonsecai</i> Hoge & Belluomini, 1959
<i>Bothrops insularis</i> (Amaral, 1922)
<i>Bothrops itapetiningae</i> (Boulenger, 1907)
<i>Bothrops jararaca</i> (Wied, 1824)
<i>Bothrops jararacussu</i> Lacerda, 1884
<i>Bothrops leucurus</i> Wagler in Spix, 1824
<i>Bothrops lutzi</i> (Miranda-Ribeiro, 1915)
<i>Bothrops marajoensis</i> Hoge, 1966
<i>Bothrops marmoratus</i> Silva & Rodrigues, 2008
<i>Bothrops mattogrossensis</i> Amaral, 1925
<i>Bothrops moojeni</i> Hoge, 1966
<i>Bothrops muriciensis</i> Ferrarezzi & Freire, 2001
<i>Bothrops neuwiedi</i> Wagler in Spix, 1824
<i>Bothrops oligobalius</i> Dal Vechio, Prates, Grazziotin, Graboski & Rodrigues 2021
<i>Bothrops otavioi</i> Barbo, Grazziotin, Sazima, Martins & Sawaya, 2012
<i>Bothrops pauloensis</i> Amaral, 1925
<i>Bothrops pirajai</i> Amaral, 1923
<i>Bothrops pubescens</i> (Cope, 1870)
<i>Bothrops sazimai</i> Barbo, Gasparini, Almeida, Zaher, Grazziotin, Gusmão, Ferrarini & Sawaya, 2016
<i>Bothrops taeniatus</i> Wagler in Spix, 1824
<i>Crotalus durissus durissus</i> Linnaeus, 1758

<i>Crotalus durissus cascavella</i> Wagler in Spix, 1824
<i>Crotalus durissus collilineatus</i> Amaral, 1926
<i>Crotalus durissus marajoensis</i> Hoge, 1966
<i>Crotalus durissus ruruima</i> Hoge, 1966
<i>Crotalus durissus terrificus</i> (Laurenti, 1768)
<i>Lachesis muta</i> (Linnaeus, 1766)



---

*Corallus hortulanus*  
São João da Barra, RJ  
@ Thaynara Mendes

# Instruções para Autores

Para informações sob preparação e submissão de manuscritos entre em contato com os editores gerais.

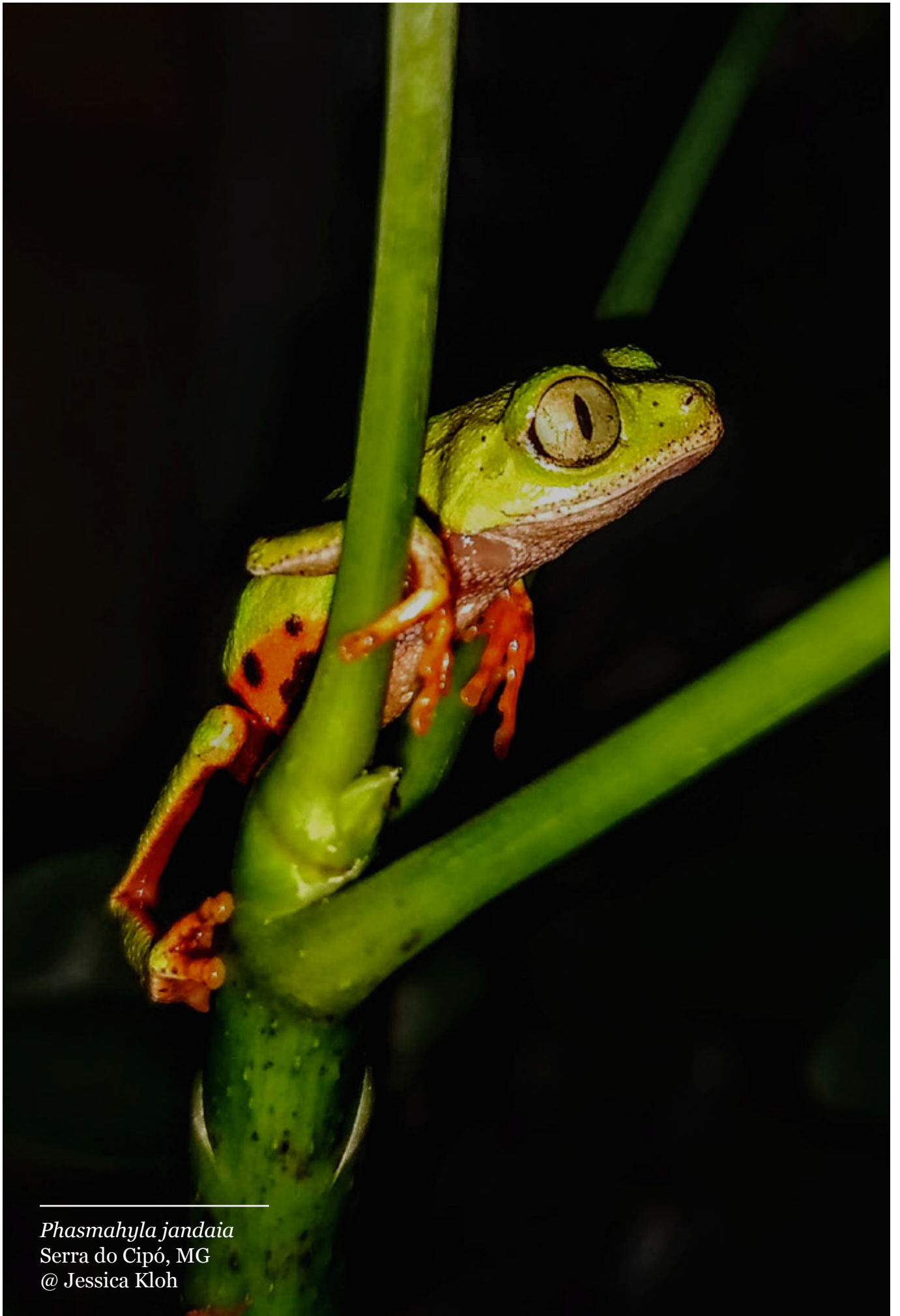
email de contato [edgeral.hb@gmail.com](mailto:edgeral.hb@gmail.com)



---

*Rhinella hoogmoedi*  
Igrapiúna, BA  
@ Ricardo Marque





---

*Phasmahyla jandaia*  
Serra do Cipó, MG  
@ Jessica Kloh