



UFAM



**DIVERSIDADE
BIOLÓGICA
PPG - UFAM**

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAZONAS
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM DIVERSIDADE BIOLÓGICA**

PRISCILA ALENCAR AZARAK

**ANFÍBIOS DA BACIA DO RIO BRANCO: PREENCHENDO LACUNAS DO
CONHECIMENTO NO NORTE DA AMAZÔNIA**

Área de Concentração: Biodiversidade Amazônica
Linha de Pesquisa: Caracterização da Biota Amazônica

**Manaus - AM
2018**

PRISCILA ALENCAR AZARAK

**ANFÍBIOS DA BACIA DO RIO BRANCO: PREENCHENDO LACUNAS DO
CONHECIMENTO NO NORTE DA AMAZÔNIA**

ORIENTADORA: DRA. IZENI PIRES FARIAS

CO-ORIENTADOR: DR. MARCELO GORDO

Tese apresentada à Universidade Federal do Amazonas, como parte das exigências para obtenção do título de doutor em Diversidade Biológica.

Manaus – AM

2018

Ficha Catalográfica

Ficha catalográfica elaborada automaticamente de acordo com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

A992a Azarak, Priscila Alencar
Anfíbios da bacia do rio Branco: Preenchendo lacunas do conhecimento no norte da Amazônia / Priscila Alencar Azarak. 2018
110 f.: il. color; 31 cm.

Orientadora: Izeni Pires Farias
Coorientador: Marcelo Gordo
Tese (Doutorado em Diversidade Biológica) - Universidade Federal do Amazonas.

1. Amazônia. 2. diversidade. 3. anurofauna. 4. DNA barcode. I. Farias, Izeni Pires II. Universidade Federal do Amazonas III. Título

Dedico este trabalho ao lugar incrível que é a bacia do rio Branco e à sua diversidade biológica!

AGRADECIMENTOS

À minha orientadora Dra. Izeni Pires Farias, pela orientação, pelos ensinamentos, pela paciência e disposição em ajudar sempre que precisei.

À Dra. Valéria Machado, que também me orientou nessa jornada, desde as idas ao campo, o trabalho no laboratório até as análises dos dados.

Ao Dr. Tomas Hrbek, pelo apoio quando cheguei para ser aluna do PPG Diversidade Biológica e pelas sugestões desde o início, com o projeto dos sapos do rio Branco.

Ao meu Co-orientador Dr. Marcelo Gordo, pela co-orientação e contribuições a este estudo.

À Dra. Maria Gracimar Pacheco de Araújo (Gal), por ter me acompanhado até aqui, me ajudando em todos os momentos.

Aos professores Dr. Igor Kaefer e Dr. Marcelo Menin, por terem me acompanhado desde a seleção do doutorado, qualificação do projeto, entre outras contribuições acadêmicas.

Ao Dr. Reinaldo Imbrózio Barbosa, a quem admiro e respeito como profissional e amigo, pessoa que desde a graduação me incentiva a continuar na vida acadêmica.

Ao Dr. Luciano Naka, pelos ensinamentos desde a disciplina de biogeografia no mestrado, quando surgiu a ideia do trabalho com os sapos do rio Branco. Pelas várias sugestões ao plano da tese e pela oportunidade de realizar o campo que obteve a maior amostragem deste trabalho, a coleta no baixo rio Branco.

Ao Mestre Romério Bríglio, pelo apoio ao estudo com os anfíbios do rio Branco, em especial pelo convite para participar da Expedição Terra Incógnita, experiência incrível, num lugar maravilhoso da bacia do rio Branco.

Ao Dr. Thiago Ribeiro de Carvalho, pela grande contribuição com a identificação das espécies e tombamento das mesmas, pelo apoio no trabalho de campo e por sua disposição em ajudar sempre que necessário.

Aos amigos que ganhei durante o doutorado: Valéria Machado (Val), Aline Ximenes, Fábio Muniz (Fabinho), Joiciane Farias (Joice) e Pedro Sena, Luciana Frazão (Lu), Roberto Zamora (Peruano), Victor da Silva (VS) que além da amizade, tiveram contribuição ímpar em cada etapa deste estudo (projeto,

campo, laboratório, análise de dados e discussões). À Ana Paula Melo e ao José Erickson pelos vários momentos compartilhados na vida em Manaus, momentos que levaram a grande amizade que temos hoje. Mesmo com a distância, vocês sempre estiveram presentes na minha vida e eu sou muito grata!

Ao Dr. Altamir Lago, pelo apoio logístico durante o trabalho de campo na Fazenda Bela Vista. À amiga Giani Pizato e aos seus pais Antônio e Dora, pela hospitalidade e apoio logístico durante o trabalho de campo no seu sítio na vila Santa Rita, município do Cantá.

Aos amigos do Núcleo de Pesquisas do INPA em Roraima, Ricardo Perdiz, Arthur Citó e Williamar Silva eu agradeço pela ajuda com as análises no R, os mapas e as discussões sobre os resultados da tese. Aos amigos Fernando Robert e Jorge Macedo pela contribuição com as fotos do campo.

À Roberta Calandrini, Thalita Siqueira e Cristiane Costa da SMSA de Boa Vista, pela compreensão e apoio que tive durante o último ano do doutorado, muito obrigada!

À minha base (família): À pessoa que sempre chorava quando eu vinha pra Manaus, que ficava preocupada quando eu ia pra campo, que todos os dias se preocupava e pedia pra eu ter cuidado e não sair tarde da UFAM... minha mãe (e pai) Eliana, meu exemplo de ser humano, tenho muito a agradecer-lá por tudo o que sempre fez por mim. Ao meu paidrasto Cardoso, minha irmã Ercy, meu cunhado Gutto e meus tios Ronildo, Harllen, Regina e Beto, por todo carinho e por sempre ficarem na torcida para que eu alcançasse os meus objetivos. Às crianças da família: Ana Emília, Any Cecília, Geovana, Álvaro e Ana Cláudia, pelos momentos de alegria.

Ao meu querido Jean Flávio C. de Oliveira, pelo carinho, compreensão e apoio nos últimos seis meses.

Ao Núcleo de Pesquisas do INPA em Roraima, pela disponibilidade de salas de estudo para que eu pudesse escrever a tese.

Ao Programa de Pós-Graduação em Diversidade biológica e a todos os professores, pela oportunidade de cursar o doutorado.

Ao apoio financeiro da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) (Nº 1466776), pela concessão da bolsa de estudo.

RESUMO

A região Neotropical é a área que abriga a maior quantidade de espécies do mundo, sendo a Amazônia o bioma sulamericano com a maior diversidade de espécies desse grupo de vertebrados. A bacia do rio Branco, situada no extremo norte da Amazônia, constitui uma lacuna no conhecimento da fauna de anfíbios amazônicos. Esta tese teve como objetivo: (1) Realizar um inventário dos anfíbios das áreas de influência da bacia do rio Branco, incluindo os registros da literatura e discutir a distribuição regional das espécies e (2) Investigar a presença de linhagens crípticas dentro da anurofauna da bacia do rio Branco, utilizando a ferramenta do DNA Barcode. Neste estudo foram amostrados 43 pontos de coletas ao longo da bacia do rio Branco, abrangendo diferentes ambientes. Foram registradas 47 espécies de anfíbios pertencentes a duas ordens, 19 gêneros e 8 famílias, que somadas a outras 21 espécies registradas na literatura, totalizam 68 espécies de anfíbios para esta bacia. Três espécies são novos registros para a região: *Boana calcarata*, *Dendropsophus leucophyllatus* e *Osteocephalus leprieurii*. A análise de similaridade ANOSIM mostrou que as porções alta e baixa da bacia do rio Branco apresentaram diferenças significativas na composição de espécies. Foi utilizado o gene mitocondrial 16S rRNA e quatro algoritmos de delimitação (mPTP, locMin, bGMYC, GMYC) para investigar a presença de espécies crípticas na anurofauna da região. Foram identificadas morfologicamente 41 espécies, das quais 10 apresentaram linhagens restritas à bacia do rio Branco.

Palavras-chave: Amazônia, diversidade de espécies, DNA Barcode, anurofauna

ABSTRACT

The Neotropical region is the area which houses the largest quantity of species in the world, the Amazon being the South America biome with the greatest anuran species diversity. The Branco River basin, in the extreme north of the Amazon, represents a gap in the knowledge on the amazon amphibians. This thesis aimed: (1) To carry out a inventory of amphibians of the areas on the influence of the Branco River basin, including the records present in the literature, and to discuss the regional distribution of the species; and (2) To investigate the presence of cryptic lineages within the anurofauna of the Branco River basin, using the amphibian DNA barcodes tools. In this study 43 localities were sampled along the Branco River basin, covering differnt environments. We recorded 47 amphibian species belonging to two orders, 19 genera and 8 families, which together with other 21 species recorded in the literature, totalized 68 species of amphibians for that basin. Three species are new records to the region: *Boana calcarata*, *Dendropsophus leucophyllatus* and *Osteocephalus leprieuri*. The analysis of similarity (ANOSIM) showed that the upper and lower Branco River basin present significative differences in their species composition. The 16S rRNA mitochondrial DNA and four algoritims of delimitation (mPTP, locMin, bGMYC, GMYC) were used to investigate the presence of cryptic species in the anurofauna of that region. It was identified 41 morphological species, of that 10 have lineages restricted to the Branco River basin.

Keywords: Amazon, species diversity, DNA Barcode, anurofauna

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO GERAL	12
CAPÍTULO I	15
RESUMO	16
1 INTRODUÇÃO	17
1.1 A bacia do rio Branco.....	17
1.2 Fauna de anfíbios na bacia do rio Branco	18
1.3 Conservação da biodiversidade na bacia do rio Branco	19
2 OBJETIVOS	20
2.1 Objetivo geral	20
2.2 Objetivos específicos	20
3 MATERIAL E MÉTODOS	21
3.1 Área de Estudo.....	21
3.2 Coleta de Dados	21
3.3 Análise de dados	23
4 RESULTADOS	24
4.1 Inventário dos anfíbios da bacia do rio Branco	24
4.2 Diferenças na composição de anfíbios entre o alto e o baixo rio Branco	29
4.3 Registros da literatura	30
4.4 Novos registros de ocorrência para a bacia do rio Branco	33
5 DISCUSSÃO	33
CAPITULO II	42
RESUMO	43
1 INTRODUÇÃO	44
1.1 Diversificação na Amazônia e diversidade críptica em anuros	44
1.2 DNA Barcoding 16S rRNA.....	45
2 OBJETIVOS	47
2.1 Objetivo Geral.....	47
2.2 Objetivos Específicos	47
3 MATERIAL E MÉTODOS	47
3.1 Amostragem	47
3.2 Extração do DNA, amplificação e sequenciamento	48
3.3 Alinhamento e edição do banco de dados.....	48
3.4 Análise de dados	49
3.5 Delimitação de espécies candidatas	50

4 RESULTADOS	50
5 DISCUSSÃO	59
REFERÊNCIAS	68
ANEXOS	79

LISTA DE FIGURAS

Capítulo I

- Figura 1.** Área de estudo com os pontos onde foram realizadas as amostragens.....22
- Figura 2.** Relação entre os dois eixos gerados após a ordenação nMDS, resumindo 34 pontos amostrais situados ao longo da bacia do rio Branco, Roraima, Brasil. Círculos vermelhos representam localidades de estudo situadas na porção alta da bacia do rio Branco. Os triângulos azuis representam as localidades de estudo situadas na porção baixa da bacia do rio Branco.....29
- Figura 3.** “*Boxplots*” representando as diferenças entre os trechos alto e baixo da bacia do rio Branco.....30
- Figura 4.** Distribuição geográfica de *Boana calcarata* em vermelho e novo registro de distribuição de *B. calcarata* na bacia do rio Branco em verde.....37
- Figura 5.** Distribuição geográfica de *Dendropsophus leucophyllatus* em vermelho e novo registro de distribuição de *D. leucophyllatus* na bacia do rio Branco em verde.....38
- Figura 6.** Distribuição geográfica de *Osteocephalus leprieurii* em vermelho e novo registro de distribuição de *O. leprieurii* na bacia do rio Branco em verde....39

Capítulo II

- Figura 1.** Topologia Bayesiana das linhagens delimitadas usando os métodos mPTP, locMin, bGMYC e GMYC. A filogenia é baseada em 462 haplótipos (150 de amostras da bacia do rio Branco e 312 de amostras do GenBank) do gene 16S rRNA.....54
- Figura 2.** Três principais padrões de distribuição de linhagens para a bacia do rio Branco. A) Padrão I: Linhagens amplamente distribuídas na bacia do rio Branco; B) Padrão II: Linhagens restritas à porção baixa da bacia do rio Branco; e C) Padrão III: Linhagens restritas à porção alta da bacia do rio Branco.....65

LISTA DE TABELAS

Capítulo I

Tabela 1. Lista de espécies de anfíbios registrados na região da bacia do rio Branco, estado de Roraima, com informações sobre os tipos de ambiente no alto rio Branco (ARB) e baixo rio Branco (BRB).....	26
Tabela 2. Lista de espécies de anfíbios registradas em outros estudos para Roraima.....	31

INTRODUÇÃO GERAL

A Amazônia apresenta alta diversidade de espécies, sendo considerada uma das regiões mais diversas do mundo (Young *et al.*, 2004; Hoorn *et al.*, 2010). Apesar disso, o conhecimento da diversidade de boa parte das espécies amazônicas ainda é incipiente. Além do mais, vários fatores contribuem para o aumento da destruição dos habitats naturais, como a expansão de fronteiras agrícolas, áreas de pastagens, construção de usinas hidrelétricas, entre outros (Silvano & Segalla, 2005; Lima *et al.*, 2015; Senãris *et al.*, 2018). Estes fatores constituem um alerta urgente para a necessidade de acelerar o conhecimento acerca da biodiversidade na Amazônia (Gascon *et al.*, 1999; Dixo & Metzger, 2010; Lima *et al.*, 2015).

Os anfíbios constituem um dos grupos mais diversos entre os vertebrados, com 7919 espécies descritas no mundo (Frost, 2018) e aproximadamente 346 na Amazônia Brasileira (Hoogmoedi & Galatti, 2018). Contudo a diversidade de espécies na região Amazônica pode estar sendo subestimada em virtude de dois principais motivos, a grande dimensão da paisagem e a ocorrência de espécies crípticas (Fouquet *et al.*, 2007; Funk *et al.*, 2011). Descobrir espécies crípticas para entender com mais precisão os padrões de diversidade é fundamental do ponto de vista da conservação. O conhecimento de padrões geográficos de diversidade é essencial para identificar regiões com altos níveis de riqueza de espécies e endemismos, para propor planos de conservação prioritários para essas áreas (Myers *et al.*, 2000). Entender o padrão de distribuição de espécies individuais também é essencial para atribuir status de conservação a estas, uma vez que espécies amplamente distribuídas podem na verdade ser múltiplas espécies crípticas (Angulo & Icochea, 2010).

Recentemente, diversos estudos indicam uma diversidade subestimada em anuros amazônicos (Fouquet *et al.*, 2007; Funk *et al.*, 2011; Ferrão *et al.*, 2016; Motta *et al.*, 2018; Rojas *et al.*, 2018), nos quais foram utilizados marcadores moleculares para auxiliar na delimitação de espécies candidatas. Os marcadores moleculares surgiram como uma ferramenta para facilitar e complementar os estudos taxonômicos, contribuindo para acelerar o acesso ao conhecimento da biodiversidade (Valentini *et al.*, 2009; Crawford *et al.*, 2012).

Para os anuros, o marcador molecular mais utilizado é o gene mitocondrial 16S rRNA, reconhecido como o barcode deste grupo (Vences *et al.*, 2005), e tem contribuído de forma eficaz para detectar espécies crípticas (Fouquet *et al.*, 2007; Ferrão *et al.*, 2016; Motta *et al.*, 2018; Rojas *et al.*, 2018). Neste contexto, a metodologia do “DNA barcode” pode desempenhar um papel importante e proporcionar uma ferramenta eficaz na identificação e delimitação genética das espécies de anuros amazônicos, o que permitirá conhecer melhor a biodiversidade do grupo (Vences *et al.*, 2005; Vences *et al.*, 2010; Fouquet *et al.*, 2007; Fouquet *et al.*, 2015).

Apesar de a fauna de anfíbios ser objeto de estudo de vários trabalhos ecológicos (Dias-Terceiro *et al.*, 2015; Menin *et al.*, 2017), taxonômicos (Jungfer *et al.*, 2013; Caminer & Ron, 2014) e genéticos (Fouquet *et al.*, 2007; Fouquet *et al.*, 2015; Motta *et al.*, 2018) na Amazônia, muitas áreas deste bioma ainda são pouco estudadas com relação a este grupo. Por exemplo, a bacia do rio Branco, situada no extremo norte da Amazônia, é uma região que apresenta várias características que fazem com que esta seja um excelente modelo para estudos ecológicos, biogeográficos e evolutivos (Naka *et al.*, 2006; Naka *et al.*, 2007). Com relação à gênese das paisagens, a bacia do rio Branco está inserida em uma das regiões com maior variedade geomorfológica de toda a Amazônia brasileira. Seus terrenos apresentam desde superfícies muito baixas até os relevos mais altos do Brasil, como o Monte Roraima, com 2.875m de altitude (Ladeira & Dantas, 2014). Do ponto de vista ecológico, o rio Branco localiza-se ao longo de um gradiente de pluviosidade no sentido norte-sul, o qual é responsável pela substituição do domínio de florestas por savanas (Barbosa, 1997). Os tipos vegetacionais variam de floresta tropical densa, florestas de várzea, florestas de altitude a campinaranas e savanas abertas (Ferreira *et al.*, 2007).

A bacia do rio Branco e suas paisagens têm sofrido diversos impactos com o aumento das atividades agrícolas, pecuárias e mineração. Além destas, há a possibilidade da construção de grandes reservatórios hidrelétricos nos rios Mucajaí, Cotingo e no canal principal do rio Branco (Ferreira *et al.*, 2007).

É neste contexto, de biodiversidade e conservação em uma região pouco estudada, com crescente ameaça de destruição de suas paisagens, que este estudo pretende contribuir. Estudos que caracterizam a biodiversidade com o

objetivo de fornecer informações para compor planos de manejo e conservação das espécies que vivem na região, são extremamente urgentes e importantes em regiões como a bacia do rio Branco.

Esta tese tem como objetivos: (1) Realizar um inventário dos anfíbios das áreas de influência da bacia do rio Branco, incluindo os registros da literatura e discutir a distribuição regional das espécies e (2) Investigar a presença de linhagens crípticas dentro da anurofauna da bacia do rio Branco, utilizando a ferramenta do DNA Barcode.

CAPÍTULO I

ANFÍBIOS DA BACIA DO RIO BRANCO, RORAIMA, BRASIL

RESUMO

Este estudo apresenta uma lista de espécies de anfíbios para a região da bacia do rio Branco, localizado no Estado de Roraima, extremo norte do Brasil. Os espécimes foram coletados por meio de três métodos diferentes: busca ativa, encontro ocasional e contribuição de terceiros. Foram registrados neste trabalho 47 espécies de anfíbios pertencentes a duas ordens, 19 gêneros e 8 famílias para a bacia do rio Branco, que somadas a outras 21 espécies já registradas na literatura, totalizam 68 espécies de anfíbios para esta região. Destas 68 espécies que ocorrem na bacia do rio Branco, três não haviam sido registradas até o momento: *Boana calcarata*, *Dendropsophus leucophyllatus* e *Osteocephalus lepriouri*. Foi observada diferença na composição de espécies entre as porções alta e baixa da bacia do rio Branco, com a maior riqueza observada nos ambientes de várzea, na porção baixa desse rio. Neste estudo discutimos as implicações para a conservação dos anfíbios da região, uma vez que foram observadas diferenças na composição de espécies entre os trechos alto e baixo da bacia do rio Branco.

Palavras-chave: anura, gymnophiona, conservação, biodiversidade

1 INTRODUÇÃO

1.1 A bacia do rio Branco

A bacia do rio Branco, localizada no Estado de Roraima, extremo norte da Amazônia, apresenta diversas características que permitem que a mesma seja um bom modelo para estudos ecológicos, biogeográficos e evolutivos (Naka *et al.*, 2007). O rio Branco encontra-se ao longo de um gradiente ambiental no sentido sudoeste-nordeste, onde ocorre mudanças na hidrologia, no clima, na geologia e nos tipos de vegetação, conseqüentemente, promovendo uma quantidade extremamente diversa de habitats (Ferreira *et al.*, 2007).

A hidrologia do sistema do rio Branco é influenciada pelo clima regional e pelos padrões de chuva. Estes padrões variam consideravelmente dentro da bacia, com pluviosidade anual mais alta no sudoeste, e mais baixa na porção nordeste (Barbosa, 1997). A estação chuvosa também varia ao longo de um gradiente SO-NE com precipitação mais alta ocorrendo entre abril e junho no sudoeste e entre junho e agosto no nordeste. Este gradiente de precipitação produz três zonas climáticas distintas dentro da bacia, de acordo com a classificação de Köppen: um clima tropical úmido com pequeno ou nenhum período seco no sudoeste; um clima tropical úmido com uma estação seca curta na região central; e um clima tropical com um período seco longo no nordeste (Ferreira *et al.*, 2007).

Com relação a geologia, Schaefer & Vale Júnior (1997) propuseram um modelo de evolução da paisagem da bacia do rio Branco integrando evidências geológicas, geomorfológicas e de mudanças climáticas. De acordo com este modelo, o sistema de drenagem do rio Branco, que antigamente era direcionada para o Atlântico, teve sua rede de drenagem e direção do fluxo mudado devido a sucessivos ciclos climáticos e erosivos das paisagens Pré-Cambrianas originais. A bacia do rio Branco era separada da bacia Amazônica pelo paleodivisor Proto-Berbice/Amazonas, o qual foi erodido mais intensamente a partir do Oligoceno (cerca de 35 milhões de anos atrás) em sua porção mais ao sul; mais ou menos na altura das corredeiras do Bem-Querer. Isto fez com que toda a drenagem desta região fosse capturada em uma única grande calha

hidrográfica, o rio Branco, que atualmente lança suas águas no rio Negro, o maior tributário da margem esquerda do rio Amazonas (Cooper, 1981).

O fato desta região apresentar uma geologia diversa contribui para um mosaico de tipos de solo que influenciam as comunidades de vegetação (Vale Júnior & Sousa, 2005). A vegetação que compõe a paisagem da bacia do rio Branco forma um grande mosaico com diversas fisionomias vegetais florestais e não-florestais, como: florestas ombrófilas densas, florestas aluviais (várzea e igapó), florestas submontanas (serras), savanas, e as campinas e campinaranas (Barbosa, 1997).

Considerando os aspectos geográficos e ecológicos, o rio Branco pode ser dividido em duas regiões principais, o alto e o baixo rio Branco. A região do alto rio Branco está inserida dentro do domínio das savanas, onde a pluviosidade é inferior a 1.700 mm/ano. A região do baixo rio Branco, localizada no domínio das florestas, com pluviosidade superior a 2.000 mm/ano (Barbosa, 1997).

A diversidade de características ecológicas, geológicas e climáticas observadas ao longo desta bacia, conseqüentemente influencia na diversidade de espécies associada a estes ambientes regionais. Diferenças na fauna associada entre o alto e o baixo rio Branco são relatadas em estudos realizados com aves. Estudos qualitativos mostraram que pelo menos 15 espécies de aves que ocorrem nas matas ciliares do alto Rio Branco, estão ausentes nas várzeas do baixo rio Branco, enquanto que pelo menos 25 espécies de aves que ocorrem nestas várzeas, não são observadas nas matas ciliares do alto rio Branco (Naka *et al.*, 2006; Naka *et al.*, 2007).

1.2 Fauna de anfíbios na bacia do rio Branco

Inventários da fauna de anfíbios foram realizados em algumas localidades de influência da bacia do rio Branco, sendo a maioria em unidades de conservação. Entre estes, destacam-se os estudos realizados na Estação Ecológica de Maracá, situada no rio Uraricoera, um dos principais afluentes do rio Branco, onde registraram 28 espécies de anfíbios anuros (O'Shea, 1989; Martins, 1998, Ribeiro *et al.*, 2012). Também na região situada na porção superior da bacia do rio Branco, Azarak *et al.* (2011) registraram 16 espécies de anfíbios anuros nas áreas abertas (savanas) da serra do Tepequém.

Na região do baixo rio Branco destacam-se os estudos realizados nas unidades de conservação: Parque Nacional do Viruá, Estação Ecológica Niquiá e Parque Nacional Serra da Mocidade. No Viruá, com paisagens que compreendem um extenso mosaico com diversas fisionomias vegetais florestais e não-florestais, foram registradas 40 espécies de anfíbios (Gordo *et al.*, 2009). Na Serra da Mocidade e Niquiá foram registradas 19 espécies de anfíbios anuros em ambientes de igapó, campinarana e floresta de terra firme (Gordo *et al.*, 2014). Ainda na Serra da Mocidade, Moraes *et al.* (2017) realizaram estudo em ambientes com altitudes superiores a 600 m acima do nível do mar e registraram 23 espécies de anfíbios, destacando que a maioria destas espécies são típicas do escudo das guianas ou amplamente distribuídas na Amazônia.

Além dos inventários citados, destacam-se vários estudos de descrição de espécies de anuros na região da bacia do rio Branco. Entre estes, a descrição de duas espécies de sapos microendêmicos da serra do Tepequém: *Anomaloglossus tepequem*, e serra do Apiaú: *A. apiau* (Fouquet *et al.*, 2015). A primeira foi descrita com base em espécimes coletados nas décadas de 80 e 90, porém, em observações recentes esta espécie não foi mais encontrada na região. A segunda espécie pode ser encontrada ao longo de diversos cursos de água entre 500 e 1400 m de altitude na serra do Apiaú (Fouquet *et al.*, 2015) e recentemente registrada na serra da Mocidade (Moraes *et al.*, 2017).

Ainda em áreas de altitude, foi descrita a espécie de anuro *Rhinella nattereri* da cachoeira Uranduíque, região do alto rio Maú. Além de ser observada nas áreas de mata do rio Maú, *R. nattereri* também ocorre na Serra do Sol e no Monte Roraima, únicas localidades registradas para esta espécie (Narvaes & Rodrigues, 2009). Na porção nordeste da bacia do rio Branco, nas savanas de Pacaraima, um pequeno microhilídeo *Elachistocleis surumu*, foi descrito por Caramaschi (2010). Na porção sudeste da bacia do rio Branco, nos domos e áreas pedregosas da região de Mucajaí, *Leptodactylus myersi* foi descrito por Heyer (1995).

1.3 Conservação da biodiversidade na bacia do rio Branco

Na bacia do rio Branco, estudos abrangendo mais ambientes e localidades são necessários, pois pouco se conhece sobre os padrões de

ocorrência das espécies que vivem nesta região (Naka *et al.*, 2007; Gordo *et al.*, 2009). Este estudo poderá contribuir com o conhecimento da fauna de anfíbios que vive em diversas áreas de influência desta bacia, verificando se há diferença na composição de anfíbios que ocorrem nas diferentes porções da bacia, como observado em outros grupos taxonômicos. Entender essas diferenças é importante para ajudar na tomada de decisões em planos de manejo e conservação das espécies (Ferreira *et al.*, 2007).

Para conservar a biodiversidade de uma região, além da necessidade de conhecer as espécies que vivem lá, precisamos conhecer as potenciais ameaças que podem levar ao desaparecimento das mesmas. No caso dos anfíbios, a destruição de habitats tem sido apontada como uma das principais causas do declínio de suas populações em todo o mundo (Azevedo-Ramos & Galatti, 2002; Navas e Otani, 2007; Bernarde, 2012).

Na bacia do rio Branco há o projeto de construção de uma usina hidrelétrica na região das corredeiras do Bem-Querer, localizado no médio rio Branco, próximo à cidade de Caracaraí (MME, 2011). No entanto, a localização proposta para a construção desta usina coincide com a localização da área de ecótono entre os domínios florestais do baixo e as áreas abertas naturais do alto rio Branco (Naka, com. pess.). Desta forma, são necessários estudos que possam contribuir para o entendimento da fauna associada a estes ambientes, com o objetivo de entender como variam os padrões de diversidade de espécies na escala da bacia.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

- Realizar um inventário dos anfíbios das áreas de influência da bacia do rio Branco, incluindo os registros da literatura e discutindo a distribuição regional das espécies.

2.2 Objetivos específicos

- Registrar as espécies de anfíbios que ocorrem na bacia do rio Branco.

- Analisar se há diferença na composição de espécies de anfíbios entre as porções alta e baixa da bacia do rio Branco.
- Verificar se há novos registros de ocorrência de espécies para a região da bacia do rio Branco.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Área de Estudo

A bacia do rio Branco localiza-se no estado de Roraima, no extremo norte da Amazônia. O rio Branco é formado pelos rios Tacutu (600 km) e Uraricoera (650 km), possui cerca de 550 km de extensão e constitui um dos principais afluentes do rio Negro. É classificado como um rio de águas barrentas, porém seus afluentes são rios de águas brancas, pretas e claras (Ferreira *et al.*, 2007).

O rio Branco pode ser dividido em duas regiões ecológicas principais, o alto e o baixo rio Branco, com a cidade de Caracaraí como ponto divisor (Naka *et al.*, 2007). Estas regiões apresentam características peculiares, como por exemplo, o tipo de vegetação e a pluviosidade. O alto rio Branco está inserido dentro do domínio das savanas, onde a pluviosidade é inferior a 1.700 mm/ano. A região do baixo rio Branco, está inserida no domínio das florestas, com pluviosidade superior a 2.000 mm/ano (Barbosa, 1997).

3.2 Coleta de Dados

Foram realizadas duas campanhas, que totalizaram 14 dias de coletas na região do alto rio Branco e seis campanhas que totalizaram 42 dias de coletas na região do baixo rio Branco. No total, foram amostrados 43 pontos de coleta que abrangeram diferentes localidades e ambientes de influência da bacia do rio Branco (Figura 1; Anexo I).

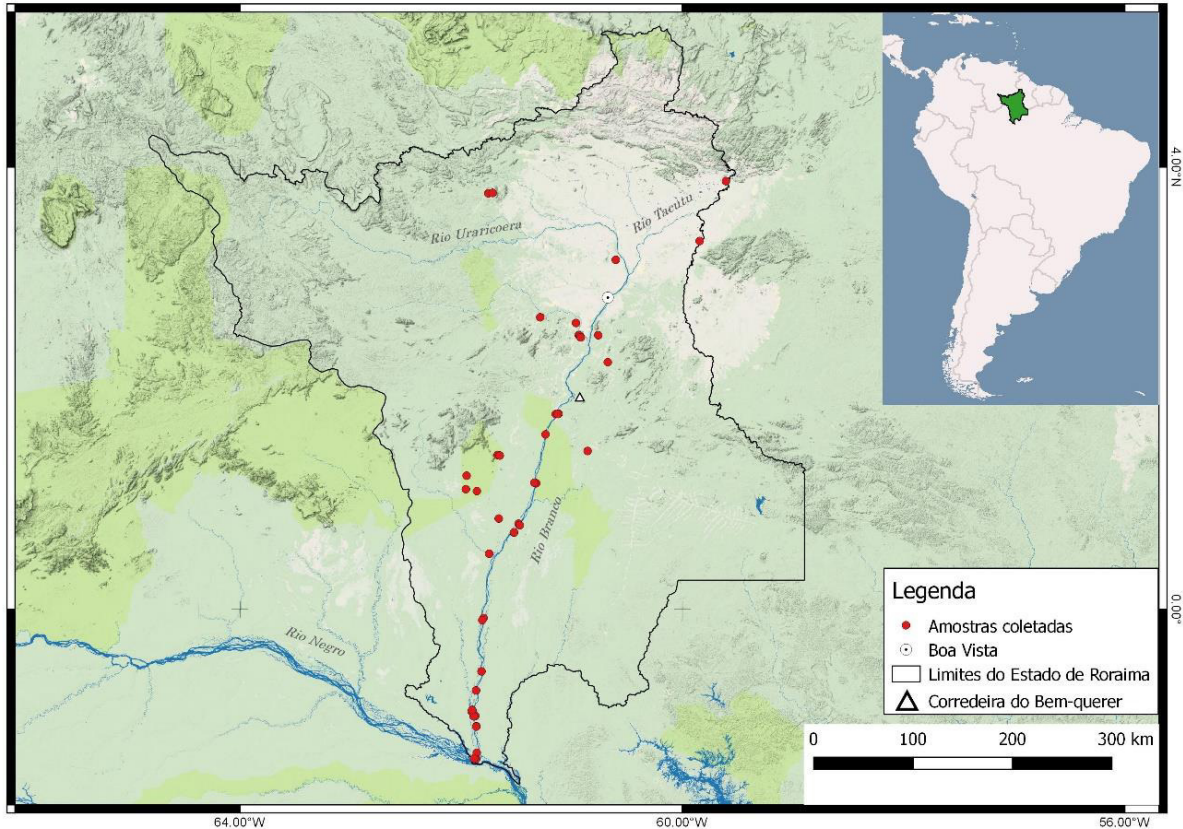


Figura 1. Área de estudo com os pontos onde foram realizadas as amostragens.

Os espécimes foram coletados através de três métodos: Procura Limitada por Tempo (PLT), Encontros Ocasionais (EO) e Contribuição de Terceiros (CT). A PLT consistiu em realizar a busca ativa, no período noturno (19h às 22h), dos espécimes em seus micro-ambientes. O método EO consistiu na coleta dos espécimes encontrados fora do período determinado para realizar a PLT. No caso da contribuição de terceiros, os espécimes eram coletados por membros de outras equipes ou moradores da região.

As coletas foram realizadas em diferentes ambientes, tais como, floresta de terra firme, várzea, igapó, campinarana, áreas abertas (savana) e áreas abertas de pastagem. Também foram coletados dados da literatura para compor a lista de espécies registradas na região da bacia do rio Branco, em Roraima. Os espécimes coletados foram sacrificados utilizando o anestésico comercial Benzotop (Benzocaína), fixados em formol 10% e armazenados em álcool 70% de acordo com o método de Kok e Kalamandeen (2008).

A identificação taxonômica das espécies de anuros que fizeram parte deste estudo, foi feita por especialistas e também com a utilização de guias e chaves de identificação, descrições originais e redescrição de espécies (p.e. Lima *et al.*, 2006; Narvaes & Rodrigues, 2009; Heyer & De Sá, 2011; Caramaschi, 2010; Jungfer *et al.*, 2013; Cole *et al.*, 2013; De Sá *et al.*, 2014; Caminer & Ron, 2014; Caminer *et al.*, 2017; Orrico *et al.*, 2017). A nomenclatura utilizada neste estudo segue a lista de anfíbios do mundo (Frost, 2018).

As coletas e o transporte do material foram feitas mediante a autorização do ICMBio/SISBIO Nº 51825-1. Uma parte dos espécimes coletados foi depositada na Coleção Zoológica Professor Paulo Bührnheim da Universidade Federal do Amazonas (CZPB-UFAM) e outra na Coleção de Anuros da Universidade Federal de Uberlândia (AAG-UFU) (Anexo II).

3.3 Análise de dados

Para visualizar os dados e entender as dissimilaridades entre as localidades da bacia do rio Branco foi utilizada a análise multivariada nMDS (escalonamento multidimensional não-métrico). A nMDS é uma técnica de ordenação que usa uma medida de dissimilaridade para representar amostras como pontos no espaço de baixa dimensão. Para avaliar a precisão da ordenação, usamos uma função de “*stress*” variando de 0 a 1, onde valores < 0.20 sugerem que a ordenação representa com precisão a dissimilaridade entre as amostras.

As ordenações com dados quantitativos foram baseadas em uma matriz de similaridade calculada com o índice de Bray-Curtis. Pontos de amostragem com abundância menor que seis foram excluídos das análises. Dos 43 pontos observados neste estudo, 34 foram utilizados nas análises. As análises foram realizadas utilizando a função metaMDS do pacote ‘Vegan’ (Oksanen *et al.*, 2018) no programa R v3.5.0 (R Development Core Team, 2018).

Para verificar se as diferenças existentes entre os possíveis grupos (alto e baixo trecho da bacia do rio Branco) são significativas foi utilizado o teste ANOSIM (Análise de similaridade). ANOSIM (Clarke & Green, 1988), é um método estatístico não-paramétrico que possibilita a comparação de diferentes populações. Esta análise permite discriminar grupos cuja similaridade entre as

suas repetições (dentro) são maiores que as encontradas entre repetições de grupos distintos (entre). Estas estimativas são apresentadas em “boxplots”, onde a largura destes é proporcional à raiz quadrada do número de observações nos grupos. O teste ANOSIM promove uma estatística R definida para o intervalo entre -1 e +1. Nesta análise, valores próximos a zero indicam a aceitação da hipótese nula (H_0), de que não há diferença significativa entre os grupos, e nos valores próximos a +1 e -1, sugerem maior diferença entre e dentro dos grupos respectivamente (Clarke & Green, 1988).

4 RESULTADOS

4.1 Inventário dos anfíbios da bacia do rio Branco

Um total de 47 espécies de anfíbios (46 Anura; 1 Gymnophiona) foram registradas neste estudo. Estes taxa representam 19 gêneros e 8 famílias: Allophrynidae, Bufonidae, Craugastoridae, Hylidae, Leptodactylidae, Microhylidae, Phyllomedusidae e Typhlonectidae. A família Hylidae foi a mais representativa, com 23 espécies, seguida da Leptodactylidae com 14 espécies, Bufonidae com 5 espécies. Allophrynidae, Craugastoridae, Phyllomedusidae e Typhlonectidae foram representadas por uma espécie cada (Tabela 1). Fotografias de alguns espécimes de anfíbios registrados na bacia do rio Branco são mostrados nos anexos III-VI.

No alto rio Branco, foram registradas 30 espécies de anfíbios (29 Anura e 1 Gymnophiona) e no baixo rio Branco, foram registradas 41 espécies (40 Anura e 1 Gymnophiona). Seis espécies de anuros foram observadas apenas no alto rio Branco: *Dendropsophus minutus*, *Scinax exiguus*, *Lysapsus laevis*, *Pseudis paradoxa*, *Leptodactylus myersi* e *Pleurodema brachyops*; enquanto, 17 espécies foram observadas apenas no baixo rio Branco: *Allophryne ruthveni*, *Rhinella marina*, *Rhinella martyi*, *Rhinella gr. margaritifera*, *Boana calcarata*, *Boana geographica*, *Boana raniceps*, *Boana wavrini*, *Dendropsophus leucophyllatus*, *Osteocephalus oophagus*, *Scinax nebulosus*, *Scinax ruber*, *Scinax sp.1*, *Trachycephalus typhonius*, *Adenomera andreae* e *Leptodactylus*

riveroi. Vinte e cinco espécies de anfíbios foram comuns as duas porções da bacia do rio Branco.

Com relação aos ambientes, a mata de várzea apresentou maior riqueza de espécies (n=29), seguido das áreas de contato campinarana-floresta (n=28), áreas de contato floresta-savana (n=24), áreas abertas de pastagem (n=13) savanas (n=10) e igapó (n=10). Cinco espécies foram observadas em apenas um tipo de ambiente (várzea): *B. calcarata*, *B. raniceps*, *D. walfordi*, *Scinax* sp.1, e *T. typhoni*; três espécies nas áreas de contato campinarana-floresta: *B. geographica*, *D. leucophyllatus* e *S. nebulosus*; e três nas áreas de contato floresta-savana: *D. minutus*, *S. exiguus* e *L. myersi*.

Tabela 1. Lista de espécies de anfíbios registrados na região da bacia do rio Branco, estado de Roraima, com informações sobre os tipos de ambiente no alto rio Branco (ARB) e baixo rio Branco (BRB).

Taxon	ARB			BRB		
	Contato floresta-savana	Área aberta (savana)	Área aberta (pastagem)	Igapó	Várzea	Contato campinarana-floresta
Anura						
Allophrynidae						
<i>Allophryne ruthveni</i> Gaige, 1926					X	X
Bufo						
<i>Rhaebo guttatus</i> (Schneider, 1799)	X			X	X	X
<i>Rhinella marina</i> (Linnaeus, 1758)				X	X	X
<i>Rhinella martyi</i> Fouquet, Gaucher, Blanc, and Vélez-Rodríguez, 2007					X	X
<i>Rhinella merianae</i> (Gallardo, 1965)	X	X				X
<i>Rhinella</i> sp. (gr. <i>margaritifera</i>)					X	X
Craugastoridae						
<i>Pristimantis vilarsi</i> (Melin, 1941)	X					X
Hylidae						
<i>Boana boans</i> (Linnaeus, 1758)	X				X	X
<i>Boana calcarata</i> (Troschel, 1848)					X	
<i>Boana geographica</i> (Spix, 1824)						X
<i>Boana multifasciata</i> (Gunther, 1859)			X			X
<i>Boana raniceps</i> (Cope, 1862)					X	
<i>Boana wavrini</i> (Parker, 1936)				X	X	
<i>Boana xerophylla</i> (Duméril & Bibron, 1841)	X	X			X	X
<i>Dendropsophus leucophyllatus</i> (Beireis, 1783)						X

<i>Dendropsophus minutus</i> (Peters, 1872)	X					
<i>Dendropsophus minusculus</i> (Rivero, 1971)	X		X		X	X
<i>Dendropsophus walfordi</i> (Bokermann, 1962)					X	
<i>Lysapsus laevis</i> (Parker, 1935)	X	X	X			
<i>Osteocephalus leprieurii</i> (Duméril & Bibron, 1841)	X				X	X
<i>Osteocephalus oophagus</i> Jungfer & Schiesari, 1995				X		X
<i>Osteocephalus taurinus</i> Steindachner, 1862	X			X	X	X
<i>Pseudis paradoxa</i> (Linnaeus, 1758)	X	X				
<i>Scinax boesemani</i> (Goin, 1966)			X			X
<i>Scinax exiguus</i> (Duellman, 1986)	X					
<i>Scinax nebulosus</i> (Spix, 1824)						X
<i>Scinax ruber</i> (Laurenti, 1768)				X	X	X
<i>Scinax</i> sp. 1					X	
<i>Scinax</i> sp. 2	X		X		X	
<i>Trachycephalus typhonius</i> (Linnaeus, 1758)					X	
Leptodactylidae						
<i>Adenomera andreae</i> (Muller, 1923)				X	X	
<i>Adenomera hylaedactyla</i> (Cope, 1868)	X				X	X
<i>Leptodactylus fuscus</i> (Schneider, 1799)	X	X	X	X	X	X
<i>Leptodactylus guianensis</i> Heyer & De Sá, 2011	X		X		X	X
<i>Leptodactylus knudseni</i> Heyer, 1972	X				X	X
<i>Leptodactylus longirostris</i> Boulenger, 1882			X			X
<i>Leptodactylus macrosternum</i> Miranda-Ribeiro, 1926	X	X	X		X	
<i>Leptodactylus myersi</i> Heyer, 1995	X					
<i>Leptodactylus petersii</i> (Steindachner, 1864)	X		X	X	X	X

<i>Leptodactylus riveroi</i> Heyer & Pyburn, 1983				X	X	
<i>Leptodactylus validus</i> Garman, 1888	X				X	X
<i>Physalaemus ephippifer</i> (Steindachner, 1864)	X		X			X
<i>Pleurodema brachyops</i> (Cope, 1869 "1868")	X	X				
<i>Pseudopaludicola boliviana</i> Parker, 1927	X	X	X			X
Microhylidae						
<i>Elachistocleis surumu</i> Caramaschi, 2010	X	X	X		X	X
Phyllomedusidae						
<i>Pithecopus hypochondrialis</i> (Daudin, 1800)	X				X	
Gymnophiona						
Typhlonectidae						
<i>Typhlonectes</i> cf. <i>compressicauda</i> (Duméril & Bibron, 1841)		X			X	
Número total de especies	26	10	13	10	33	29

4.2 Diferenças na composição de anfíbios entre o alto e o baixo rio Branco

A análise nMDS sugere a presença de dois grupos distintos de anfíbios na bacia do rio Branco, os quais coincidem com as localidades situadas nos trechos alto e baixo da bacia (Figura 2). A configuração da nMDS foi derivada em duas dimensões com baixo “stress” ($R^2 = 0.97$ stress = 0.16), indicando uma boa representação de dissimilaridades entre as localidades.

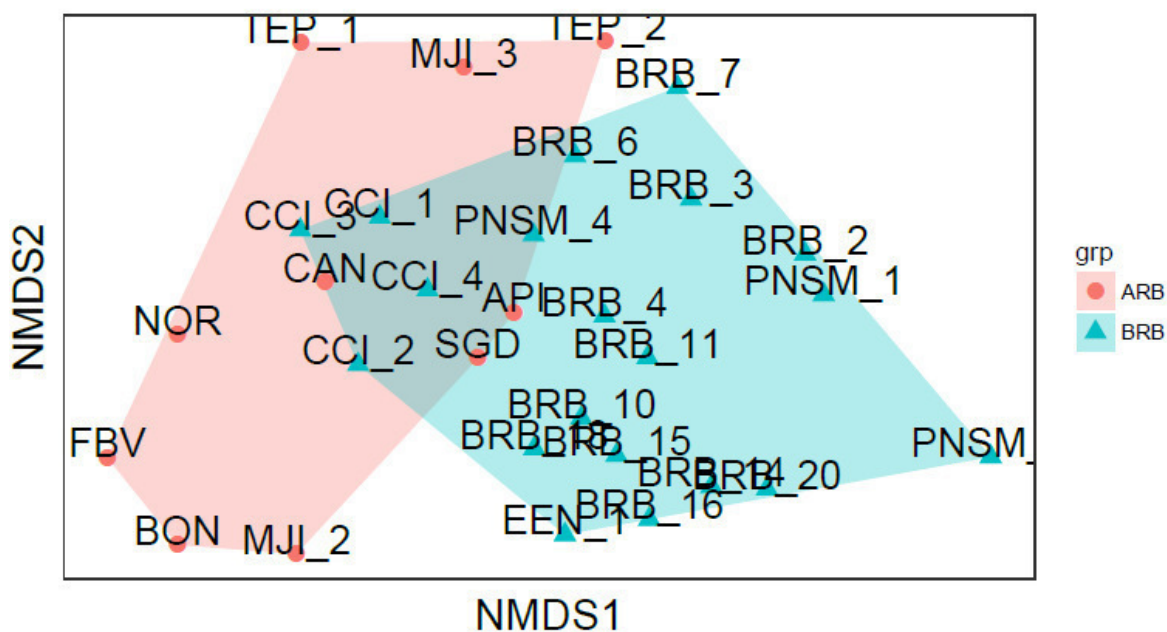


Figura 2. Relação entre os dois eixos gerados após a ordenação nMDS, resumindo 34 pontos amostrais situados ao longo da bacia do rio Branco, Roraima, Brasil. Círculos vermelhos representam localidades de estudo situadas na porção alta da bacia do rio Branco. Os triângulos azuis representam as localidades de estudo situadas na porção baixa da bacia do rio Branco.

A análise de similaridade mostrou que existe diferença significativa entre a composição de espécies de anfíbios relacionadas aos trechos alto e baixo da bacia do rio Branco ($R = 0.273$, $p = 0.003$; Figura 3).

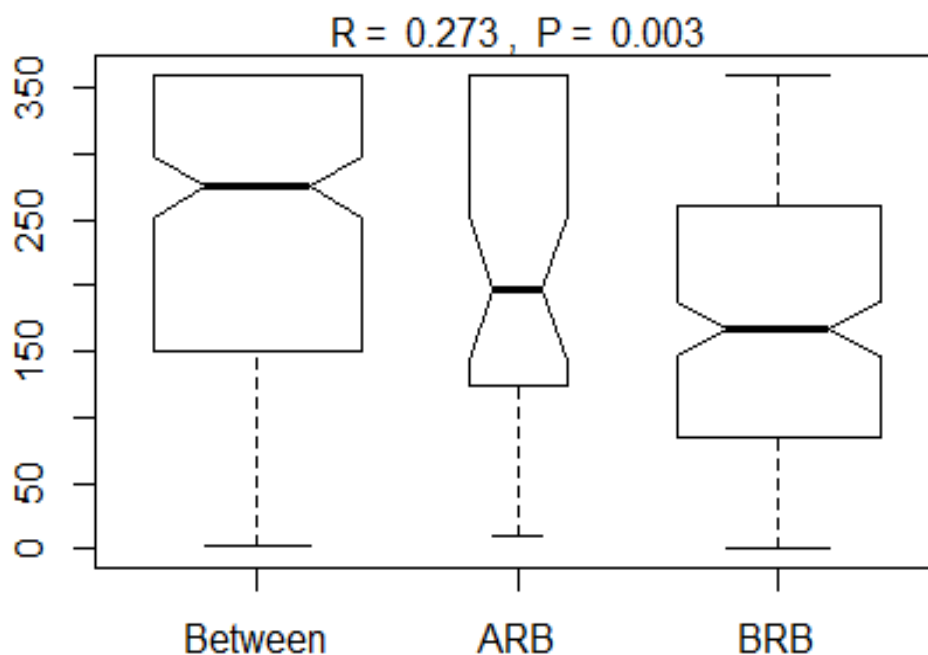


Figura 3. “Boxplots” representando as diferenças entre os trechos alto e baixo da bacia do rio Branco.

4.3 Registros da literatura

Além das 47 espécies registradas no presente estudo, outras 21 espécies de anfíbios (19 Anura, 2 Gymnophiona) ocorrem na bacia do rio Branco, de acordo com os dados compilados da literatura (Tabela 2). Destas 21 espécies, 13 foram registradas apenas no baixo rio Branco, duas apenas na porção alta da bacia do rio Branco e cinco foram comuns às duas porções da bacia.

Tabela 2. Lista de espécies de anfíbios registradas em outros estudos para Roraima.

Taxon	Localidade	Porção da bacia	Referência
Amphibia			
Gymnophiona			
Rhinatreumatidae			
<i>Epicrionops</i> sp.	Serra da Mocidade	BRB	Moraes <i>et al.</i> , 2017
Siphonopidae			
<i>Brasilotyphlus</i> sp.	Serra da Mocidade	BRB	Moraes <i>et al.</i> , 2017
Anura			
Aromobatidae			
<i>Anomaloglossus apiau</i> Fouquet, Souza, Nunes, Kok, Curcio, Carvalho, Grant & Rodrigues, 2015	Serra do Apiaú, Serra da Mocidade	ARB, BRB	Fouquet <i>et al.</i> , 2015; Moraes <i>et al.</i> , 2017
<i>Anomaloglossus tepequem</i> Fouquet, Souza, Nunes, Kok, Curcio, Carvalho, Grant & Rodrigues, 2015	Serra do Tepequém	ARB	Fouquet <i>et al.</i> , 2015
Bufonidae			
<i>Rhinella granulosa</i> (Spix, 1824)	PARNA Viruá	BRB	Gordo <i>et al.</i> , 2009
Centrolenidae			
<i>Hyalinobatrachium</i> aff. <i>taylori</i>	Serra da Mocidade	BRB	Moraes <i>et al.</i> , 2017
<i>Vitreorana ritae</i> (Lutz, 1952)	Serra do Tepequém, Serra da Mocidade	ARB, BRB	Azarak <i>et al.</i> , 2011; Moraes <i>et al.</i> , 2017
Dendrobatidae			
<i>Dendrobates leucomelas</i> Steindachner, 1864	ESEC Maracá, Serra do Tepequém	ARB	Martins, 1998; Azarak <i>et al.</i> , 2011
Hylidae			
<i>Dendropsophus brevifrons</i> (Duellman & Crump, 1974)	PARNA Viruá	BRB	Gordo <i>et al.</i> , 2009

<i>Dendropsophus leali</i> (Bokermann, 1964)	PARNA Viruá	BRB	Gordo <i>et al.</i> , 2009
<i>Dendropsophus parviceps</i> (Boulenger, 1882)	Serra da Mocidade	BRB	Moraes <i>et al.</i> , 2017
<i>Boana cinerascens</i> (Spix, 1824)	PARNA Viruá	BRB	Gordo <i>et al.</i> , 2009
<i>Boana fasciata</i> (Gunther, 1858)	PARNA Viruá	BRB	Gordo <i>et al.</i> , 2009
<i>Osteocephalus cf. planiceps</i> Cope, 1874	PARNA Viruá	BRB	Gordo <i>et al.</i> , 2009
<i>Scinax fuscomarginatus</i> (Lutz, 1925)	ESEC Maracá, PARNA Viruá, Serra do Tepequém	ARB, BRB	Martins, 1998; Gordo <i>et al.</i> , 2009; Azarak <i>et al.</i> , 2011
Hemiphractidae			
<i>Stefania</i> sp.	Serra da Mocidade	BRB	Moraes <i>et al.</i> , 2017
Leptodactylidae			
<i>Leptodactylus mystaceus</i> (Spix, 1824)	ESEC Maracá, PARNA Viruá, Serra da Mocidade	ARB, BRB	Martins, 1998; Ribeiro Jr. <i>et al.</i> , 2012, Gordo <i>et al.</i> , 2009; Moraes <i>et al.</i> , 2017
<i>Leptodactylus rhodomystax</i> Boulenger, 1884	PARNA Viruá	BRB	Gordo <i>et al.</i> , 2009
<i>Lithodytes lineatus</i> (Schneider, 1799)	ESEC Maracá, PARNA Viruá	ARB, BRB	Martins, 1998; Ribeiro Jr. <i>et al.</i> , 2012, Gordo <i>et al.</i> , 2009
Pipidae			
<i>Pipa pipa</i> (Linnaeus, 1758)	PARNA Viruá	BRB	Gordo <i>et al.</i> , 2009
Ranidae			
<i>Lithobates palmipes</i> (Spix, 1824)	Serra do Tepequém, Serra da Mocidade	ARB, BRB	Azarak, 2011; Moraes, 2017

4.4 Novos registros de ocorrência para a bacia do rio Branco

Três espécies observadas neste estudo, não tinham registro de ocorrência na bacia do rio Branco, em Roraima: *Boana calcarata*, *Dendropsophus leucophyllatus* e *Osteocephalus leprieuri*.

Boana calcarata, um único exemplar (CRC = 24.2 mm, juvenil) foi observado no presente estudo. Este espécime foi coletado em ambiente de várzea, no baixo rio Branco.

Dendropsophus leucophyllatus, um único exemplar (CRC = 38.0 mm, macho) foi observado no presente estudo. Este espécime foi coletado em uma área de ecótono entre campinarana e floresta, no baixo rio Branco.

Osteocephalus leprieurii (CRC = 31.2 – 37.3 mm, n = 6 machos; CRC = 40.0 – 45.4 mm, n = 6 fêmeas) foi observado em ambientes de várzea e ecótono entre campinarana e floresta, no baixo rio Branco. Um espécime foi coletado em ecótono entre floresta e savana, no alto rio Branco.

5 DISCUSSÃO

Espécies registradas na porção alta da bacia do rio Branco

No presente estudo, seis espécies de anuros foram observadas apenas na região do alto rio Branco: *Dendropsophus minutus*, *Scinax exiguus*, *Lysapsus laevis*, *Pseudis paradoxa*, *Leptodactylus myersi* e *Pleurodema brachyops*. Além de *Anomaloglossus tepequem* e *Dendrobates leucomelas*, registrados em outros estudos (Fouquet *et al.*, 2015; Martins, 1998; Azarak *et al.*, 2011).

Dendropsophus minutus foi observado na Serra do Tepequém neste estudo e também há registro para a Serra do Apiaú (C. M. Carvalho com. pess.), ambas as localidades situadas na parte alta da bacia do rio Branco. No entanto, esta espécie foi recentemente registrada na Serra da Mocidade (Moraes *et al.*, 2017), região do baixo rio Branco. O padrão de distribuição de *D. minutus* observado na bacia do rio Branco parece estar associado aos ambientes de altitude, nas serras da região. Este padrão de distribuição tem sido observado em outras espécies de anuros nas mesmas localidades. *Anomaloglossus*

tepequem tem registro apenas para a Serra do Tepequém (Fouquet *et al.*, 2015), *A. apiau* ocorre nas serras do Apiaú e Mocidade (Fouquet *et al.*, 2015; Moraes *et al.*, 2017). O mesmo padrão de distribuição regional também foi observado em *Pristimantis vilarsi*, esta espécie tem sido observada apenas nas áreas de altitude das serras do Tepequém (neste estudo), Apiaú (C.M. Carvalho, com. pess.) e Mocidade (Moraes *et al.*, 2017). *Dendropsophus minutus* é amplamente distribuído na América do Sul a leste dos Andes, ocupando uma ampla faixa altitudinal (Frost, 2018) e representa um complexo de espécies (Gehara *et al.*, 2014). A história evolutiva deste complexo foi revisada recentemente, mostrando múltiplas linhagens distintas ao longo de sua ampla distribuição, onde algumas destas estão limitadas ao Escudo das Guianas (Gehara *et al.*, 2014), região onde está inserida a bacia do rio Branco. O padrão de distribuição observado em *D. minutus* na bacia do rio Branco pode ser uma característica ecológica desta linhagem.

Scinax exiguus foi descrito da Gran Sabana, sudeste da Venezuela, e sua distribuição se estende até as savanas amazônicas que compõem a paisagem da bacia do rio Branco (Duellman, 1986; Martins, 1988; Carvalho *et al.*, 2017). *Lysapsus laevis* é uma espécie de hábitos aquáticos e ocorre em áreas abertas (savanas), com distribuição restrita ao sudeste da Guiana e norte do Brasil, nas savanas de Roraima (Frost, 2018). *Pseudis paradoxa*, apesar de não ter sido observado no baixo rio Branco, é uma espécie amplamente distribuída na América do Sul, em habitats de áreas abertas. *Lysapsus laevis* e *P. paradoxa* geralmente são encontrados nos mesmos ambientes, em lagos permanentes de áreas abertas.

No caso de *L. myersi*, espécie descrita da localidade Mucajaí (Heyer, 1995), situada na porção alta da bacia do rio Branco, é típica de habitats rochosos, que ocorrem em áreas abertas, não foi observado na região do baixo rio Branco. Esta espécie também tem registro na Guiana Francesa e Suriname (De Sá *et al.*, 2014; Frost, 2018). *Pleurodema brachyops* é uma espécie que ocorre na Guiana, no norte do Brasil (em Roraima), na Colômbia e no Panamá em ambientes secos de savana e lhanos e também ocorre nas ilhas da América Central (Frost, 2018).

As espécies observadas apenas na porção alta da bacia do rio Branco, *S. exiguus*, *L. laevis*, *P. paradoxa* e *L. myersi* são espécies associadas aos habitats

de áreas abertas (savanas) que compõem a paisagem desta parte da bacia. No caso de *D. leucomelas* e *D. minutus* estas espécies tem sido observadas em ambientes de serras ao longo da bacia do rio Branco.

Espécies registradas na porção baixa da bacia do rio Branco

Neste estudo, 18 espécies foram observadas apenas no baixo rio Branco. No entanto, seis espécies (*A. ruthveni*, *R. marina*, *B. geographica*, *B. wavrini*, *T. typhonius* e *A. andreae*) apesar de não terem sido observadas no alto rio Branco, elas ocorrem nesta região, como relatado anteriormente por Martins (1998) e Ribeiro Jr. *et al.* (2012), ambos os estudos realizados na Estação Ecológica Maracá, situada no rio Uraricoera, um dos principais afluentes do rio Branco. No baixo rio Branco estas espécies foram observadas em ambientes de várzea, igapó e nos ecótonos entre campinarana e floresta. Em Maracá, na porção alta da bacia do rio Branco, ocorrem ambientes semelhantes, como as florestas de terra firme e florestas de galeria, onde estas espécies foram observadas (Martins, 1998; Ribeiro Jr. *et al.*, 2012).

As outras 12 espécies registradas neste estudo (*Rhinella martyi*, *Rhinella* gr. *margaritifera*, *B. calcarata*, *B. raniceps*, *D. leucophyllatus*, *D. walfordi*, *Dendropsophus* gr. *microcephalus*, *O. oophagus*, *S. nebulosus*, *S. ruber*, *Scinax* sp. 1, *L. riveroi*) têm sido observadas apenas na região do baixo rio Branco, associadas aos hábitas de várzea e ecótonos entre floresta e campinaranas. Além dessas, outras 13 espécies relatadas na literatura (*Epicrionops* sp., *Brasilotyphlus* sp., *Rhinella granulosa*, *Hyalinobatrachium* aff. *taylori*, *Dendropsophus brevifrons*, *D. leali*, *D. parviceps*, *Boana cinerascens*, *B. fasciata*, *Osteocephalus* cf. *planiceps*, *Stefania* sp. *Leptodactylus rodhomystax*, *Pipa pipa*) também foram registradas para o baixo rio Branco. Apesar de algumas localidades situadas na região do alto rio Branco apresentarem ambientes semelhantes aos observados no baixo rio Branco, como por exemplo, Maracá e Tepequém, estas espécies não tem sido observadas nesta porção da bacia.

Algumas espécies tem populações pouco abundantes, o que pode levar a falsas ausências em algumas localidades, como por exemplo *B. calcarata* e *D. leucophyllatus*, que no presente estudo tiveram apenas um indivíduo de cada espécie coletado. Porém, espécies com populações abundantes, como

Dendropsophus walfordi, *O. oophagus*, *S. ruber* e *L. riveroi*, foram facilmente observadas tanto em períodos de seca quanto chuvoso neste estudo, logo, sendo mais difíceis de gerar falsas ausências, sugerindo que estas espécies estejam mais associadas a porção baixa da bacia do rio Branco.

Novos registros de ocorrência para a bacia do rio Branco

Boana calcarata

Esta espécie é encontrada na maior parte da bacia Amazônica, ocorrendo do sul da Colômbia e adjacências ao sul do Equador, passando pelo Peru, ao norte da Bolívia, Guianas até a bacia do alto Orinoco, na Venezuela e no Brasil (Frost, 2018). *Boana calcarata* geralmente ocorre abaixo de 400m de altitude, mas pode ocorrer em até 1.000m de altitude no Equador, sua localidade tipo é British, na Guiana (Frost, 2018).

Apesar de ser esperada a ocorrência desta espécie na maior parte da bacia Amazônica, nenhum estudo anterior registrou essa espécie na bacia do rio Branco (Figura 4). A espécie mais semelhante a *B. calcarata* registrada na região do rio Branco é *B. fasciata* (Gordo *et al.*, 2009). No entanto, em recente revisão sistemática do complexo de espécies *B. calcarata* e *B. fasciata*, Caminer e Ron (2014) relatam que *B. fasciata* tem distribuição restrita às províncias de Zamora Chinchipe, Pichincha e Morona Santiago no Equador e na região Amazônica no Peru, de 730 a 1530 m de altitude, todas em florestas montanas e na borda oeste da bacia Amazônica. Considerando a distribuição destas espécies, supõe-se que a espécie registrada por Gordo *et al.* (2009) para a região da bacia do rio Branco seja *B. calcarata* e não *B. fasciata*.

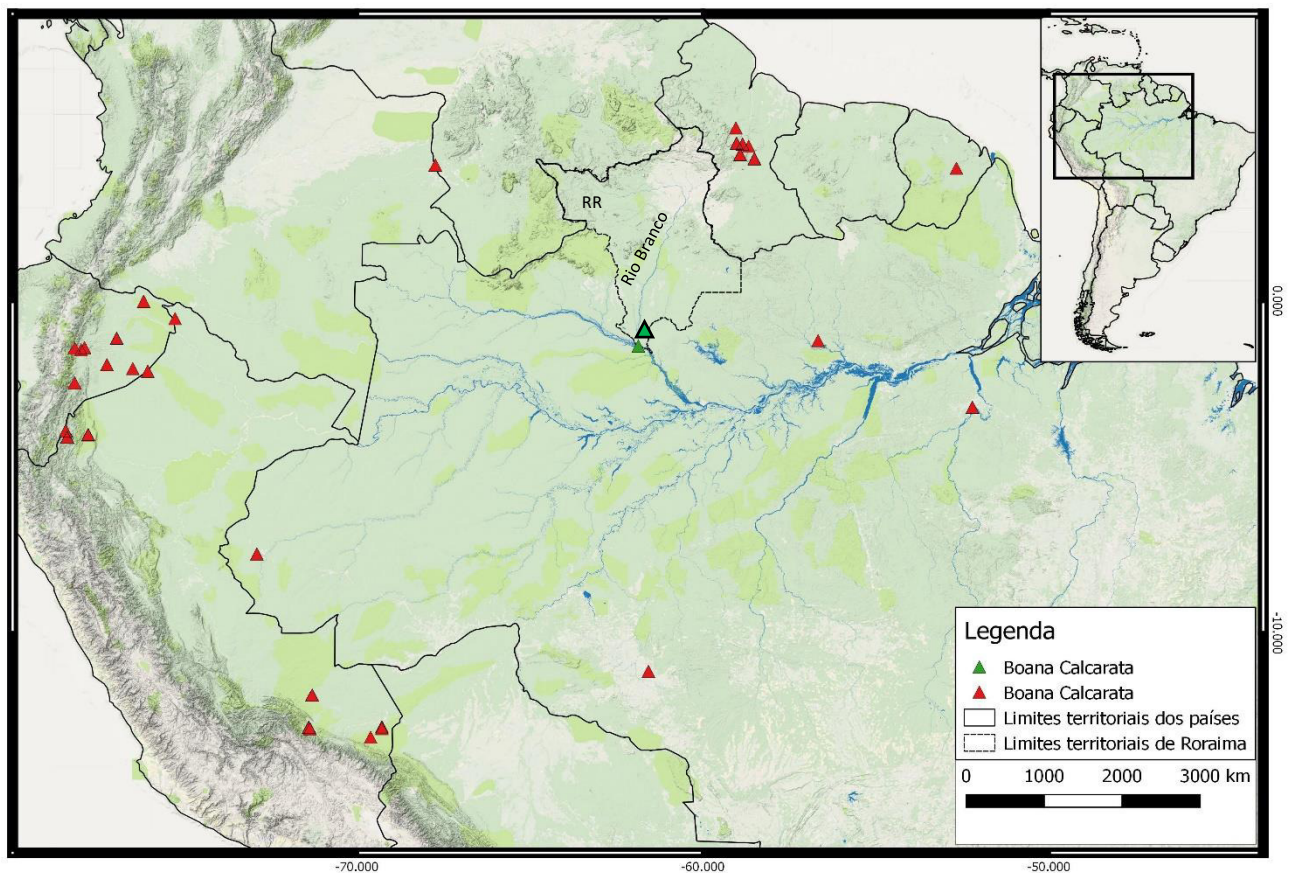


Figura 4. Distribuição geográfica de *Boana calcarata* em vermelho e novo registro de distribuição de *B. calcarata* na bacia do rio Branco em verde.

Dendropsophus leucophyllatus

Esta espécie ocorre no norte da Amazônia Brasileira, Suriname, Guiana e Guiana Francesa em altitudes abaixo de 400 m. A localidade tipo desta espécie é Sinnamary, na Guiana Francesa (Frost, 2018; Figura 5).

Dendropsophus leucophyllatus faz parte do grupo de espécies *D. leucophyllatus*, composto por 10 espécies, das quais, sete ocorrem na Amazônia. Nenhuma espécie deste grupo tinha registro na bacia do rio Branco, apesar de *D. leucophyllatus* e *D. triangulum* serem amplamente distribuídas na Amazônia (Caminer *et al.*, 2017). Estas espécies são caracterizadas por marcas dorsais escuras em um fundo claro (ou vice-versa), cores brilhantes na superfície das coxas, na região inguinal e nas membranas interdigitais. Os relatos mais recentes indicam que *D. leucophyllatus* possui uma marca dorsal marrom escura em forma de ampulheta em um fundo bronze-creme (Caminer *et al.*, 2017). Estas

características foram observadas na identificação do espécime do rio Branco (Anexo III – 3,4).

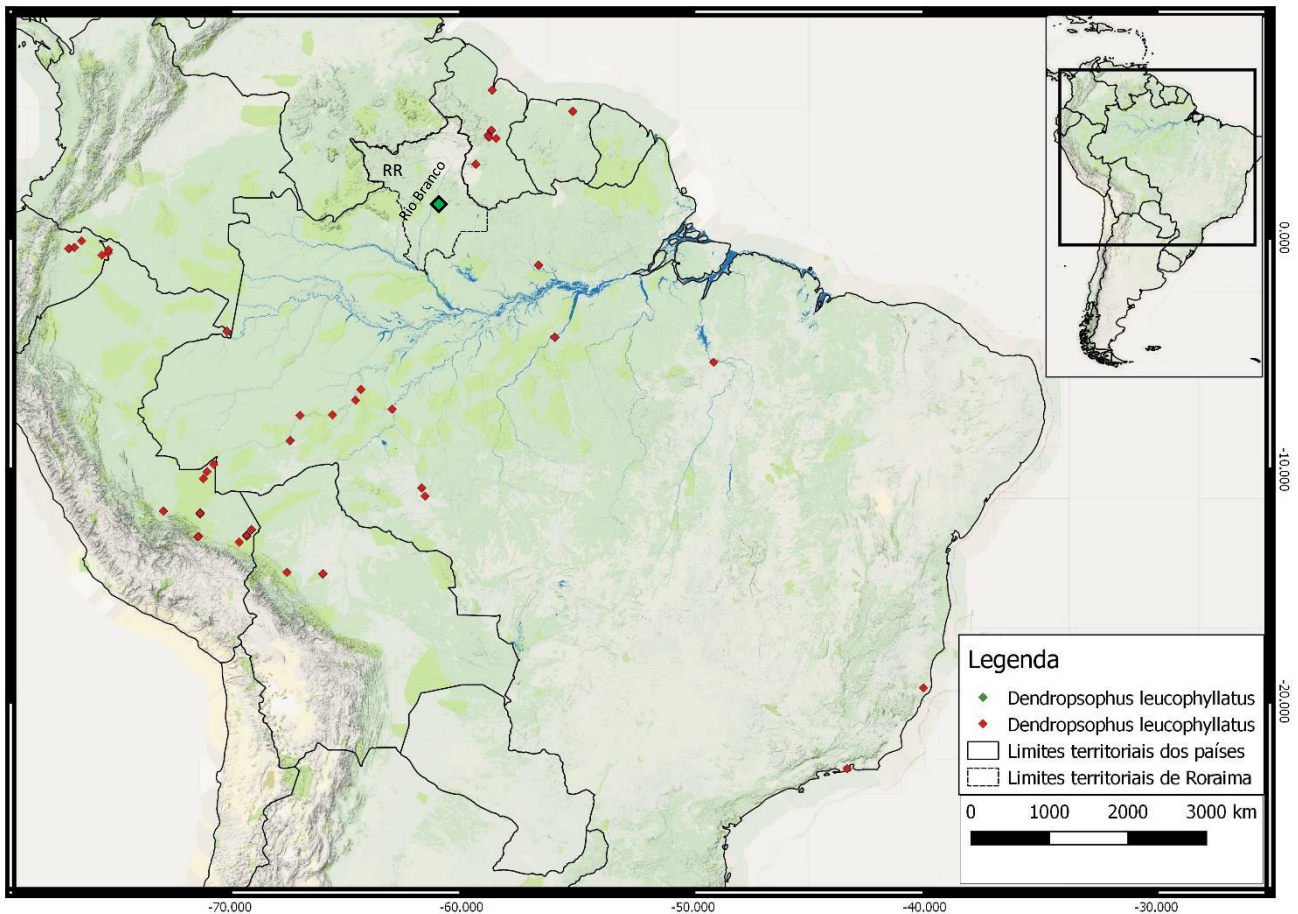


Figura 5. Distribuição geográfica de *Dendropsophus leucophyllatus* em vermelho e novo registro de distribuição de *D. leucophyllatus* na bacia do rio Branco em verde.

Osteocephalus leprieurii

Osteocephalus leprieurii ocorre no Escudo das Guianas na Guiana Francesa, Suriname, Guiana e norte do Brasil (Frost, 2018; Figura 6). Esta espécie faz parte do grupo de espécies *O. leprieurii* juntamente com *O. yasuni*, que ocorre nas terras baixas do nordeste do Equador, norte do Peru, Acre, Brasil e norte da Amazônia no Amazonas e na Colômbia (Jungfer *et al.*, 2013).

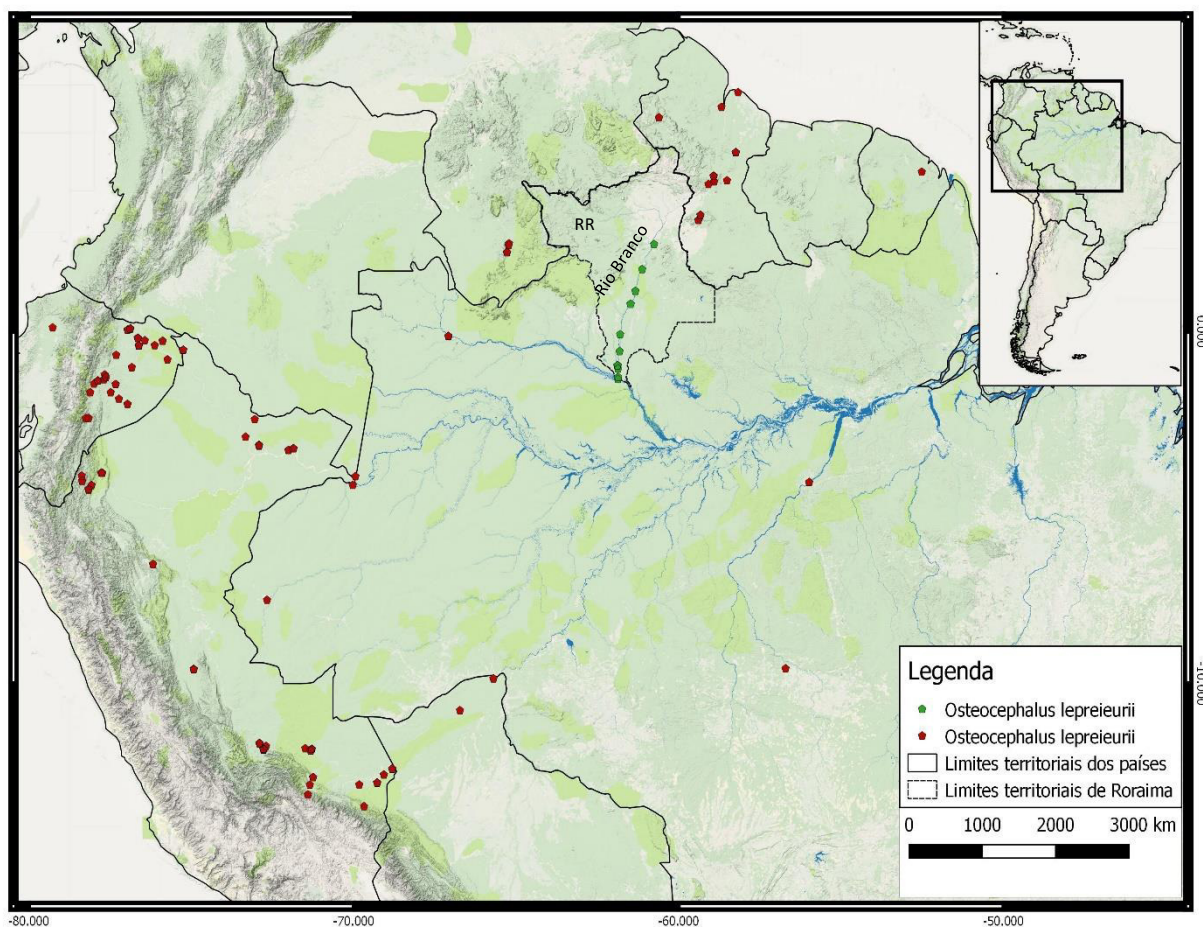


Figura 6. Distribuição geográfica de *Osteocephalus leprieurii* em vermelho e novo registro de distribuição de *O. leprieurii* na bacia do rio Branco em verde.

Machos e fêmeas de *O. leprieurii* são altamente dimórficos na estrutura dorsal da pele, sendo as fêmeas lisas ou com poucos tubérculos e os machos sendo fortemente tuberculados. Os sacos vocais são pareados lateralmente, com expansão subgular (Jungfer & Hodl, 2002). Durante a reprodução, os tubérculos apresentam pontas queratinizadas. *Osteocephalus leprieurii* apresenta reprodução explosiva reunindo-se em lagoas ou áreas inundadas. Durante esse período, os machos tornam-se amarelos dorsalmente e amarelo claro ventralmente (Jungfer & Hodl, 2002). Estas características não foram observadas em *O. leprieurii* do rio Branco, pois os indivíduos observados neste estudo não estavam em seu período reprodutivo, devido a estação seca regional.

Em relação ao tamanho, os espécimes do rio Branco foram menores (CRC = 31.2 – 37.3 mm, n = 6 machos; CRC = 40.0 – 45.4 mm, n = 6 fêmeas)

que os espécimes da Guiana Francesa (CRC = 41.1 – 45.7 mm, n = 3 machos; CRC = 53.1 – 54.5 mm, n = 2 fêmeas), conforme relatado por Jungfer e Hodl (2002). Diferenças morfológicas e genéticas foram observadas em diferentes populações de *O. lepreurii* ao longo de sua distribuição geográfica, sendo algumas destas consideradas linhagens distintas e espécies candidatas (Jungfer *et al.*, 2013).

Padrão de distribuição de anfíbios na bacia do rio Branco e implicações para a conservação das espécies

Este estudo mostrou que as diferentes porções da bacia do rio Branco apresentam espécies características destas áreas, associadas a ambientes abertos ou florestais, e também espécies comuns às duas porções, associadas aos ambientes ecotonais entre o alto e o baixo rio Branco. As diferenças observadas na composição de espécies de anfíbios associadas às diferentes porções da bacia do rio Branco podem ser esperadas como resposta à variação dos fatores ecológicos na paisagem da região. Considerando os fatores ecológicos, a bacia do rio Branco apresenta um gradiente ambiental no sentido sudoeste-nordeste, que ocasiona mudanças na hidrologia, no clima e na geologia, sendo fatores que influenciam nos tipos de vegetação e conseqüentemente promovem uma quantidade extremamente diversa de habitats (Ferreira *et al.*, 2007). Este padrão de distribuição na composição de espécies observado na bacia do rio Branco também é relatado para outros grupos taxonômicos, como por exemplo, as aves (Naka *et al.*, 2006; Naka *et al.*, 2007).

Informações ecológicas acerca das bacias hidrográficas amazônicas, bem como das áreas adjacentes, devem ser levadas em consideração prioritariamente, tendo em vista o aumento das ameaças antropogênicas às biotas das florestas tropicais (Junk & Mello, 1990). Na Amazônia brasileira, mais de 10 milhões de hectares de florestas deverão ficar permanentemente inundados após a construção planejada de novas barragens, levando a um potencial impacto nas biotas terrestres e aquáticas em escala regional (Fearnside, 2006).

As barragens das usinas hidrelétricas geralmente são construídas em áreas de baixa declividade, submergindo vastas áreas a montante, criando, com frequência, vastos arquipélagos de isolados florestais (Emer *et al.*, 2013). Estudos que investigam os impactos de longo prazo das grandes barragens na biodiversidade relatam a dinâmica de extinção nos arquipélagos criados por reservatórios de usinas hidrelétricas (Benchimol & Venticique, 2014; Benchimol & Peres, 2015). No caso dos anfíbios, um estudo realizado na represa de Tucuruí também mostrou declínios substanciais na diversidade de espécies em ilhas nos reservatórios (Lima *et al.*, 2015).

Na bacia do rio Branco está prevista a construção de uma hidrelétrica (MME, 2011), nas corredeiras do Bem-Querer, região de ecótonos entre as áreas abertas e de mata. Logo, estudos sobre a biologia e ecologia das espécies que vivem nesta região são essenciais e urgentes para entender as interações ecológicas nestes ambientes.

O padrão de distribuição das espécies de anfíbios observado na bacia do rio Branco, bem como de outros grupos taxonômicos, é um dos aspectos ecológicos que deve ser levado em consideração em planos de manejo e conservação, em estudos de impacto ambiental e também durante a tomada de decisões acerca de construções de grandes obras de infra-estrutura. Este estudo fornece informações mais amplas acerca da biodiversidade de anfíbios na bacia do rio Branco, abrangendo localidades que ainda não haviam sido amostradas. Uma vez que para todos os espécimes coletados foram obtidos tecidos para estudos genéticos, espera-se em curto prazo responder em futuros estudos outras questões associadas a filogeografia, biogeografia e diversidade genética das espécies que ocorrem nesta região.

CAPITULO II

DNA BARCODE DOS ANFÍBIOS ANUROS DA BACIA DO RIO BRANCO, RORAIMA

RESUMO

Estudos demonstram que a diversidade de anuros na Amazônia é subestimada e constantemente descrições de novas espécies têm sido feitas. O aprimoramento de métodos moleculares vem possibilitando a descoberta de diversos complexos de espécies crípticas. A técnica do DNA Barcode é eficiente para caracterizar a biodiversidade em um curto período de tempo. Neste trabalho foi utilizado o gene mitocondrial 16S rRNA e quatro métodos de descoberta de espécies (mPTP, locMin, bGMYC, GMYC) para investigar a presença de espécies crípticas na bacia do rio Branco. Foram identificadas morfologicamente 41 espécies, das quais 10 apresentaram uma ou mais linhagens restritas à bacia do rio Branco. Foram observados três padrões na distribuição das linhagens encontradas na bacia do rio Branco. Dois destes mostram limites de distribuição das linhagens coincidentes com a região que representa o paleodivisor Proto-Berbice/Amazonas, e também da região de ecótono entre os domínios florestais e as savanas da bacia do rio Branco.

Palavras-chave: diversidade críptica, 16S rRNA, Amazônia, DNA Barcode

1 INTRODUÇÃO

1.1 Diversificação na Amazônia e diversidade críptica em anuros

A região Neotropical é a área que abriga a maior quantidade de anuros no mundo, sendo a Amazônia o bioma sulamericano com a maior diversidade de espécies desse grupo de vertebrados (Young *et al.*, 2004; Fouquet *et al.*, 2007; Funk *et al.*, 2011). Os anuros constituem um dos grupos mais diversos entre os vertebrados e também correspondem ao maior grupo da classe Amphibia, com 6988 espécies descritas no mundo (Frost, 2018) e 1080 descritas no Brasil (Segalla *et al.*, 2016). Aproximadamente 320 espécies de anuros vivem na Amazônia brasileira (Hoogmoedi & Galatti, 2018), das quais pelo menos 69 ocorrem na bacia do rio Branco, estado de Roraima (O'Shea, 1989; Heyer, 1995; Martins, 1998; Gordo *et al.*, 2009; Azarak *et al.*, 2011, Carvalho *et al.*, 2017).

Inúmeras hipóteses têm sido propostas para explicar a origem da diversidade amazônica (revisão em Leite & Rogers, 2013). Algumas destas hipóteses apontam diferentes eventos geológicos que ocorreram na região como os prováveis mecanismos de especiação na Amazônia (Rull, 2008). É o caso por exemplo das hipóteses paleogeográficas, as quais postulam que o soerguimento e a depressão de certas áreas e, mudanças no nível do mar durante o Cenozóico, teriam isolado populações que com o passar do tempo se diversificaram em novas espécies (Emsley, 1965). O soerguimento dos Andes, a formação de arcos estruturais, as incursões marinhas e as mudanças associadas ao curso dos rios são algumas mudanças estruturais que têm sido propostas como fatores históricos que influenciaram a distribuição das espécies na bacia Amazônica (Hoorn *et al.*, 2010; Patton & Silva, 2001; Nores, 1999).

Outra hipótese proposta para explicar a diversificação de espécies na Amazônia é a hipótese dos Refúgios do Pleistoceno, a qual considera que mudanças climáticas influenciavam na mudança da cobertura florestal, e durante períodos mais frios e secos ocorria a retração da floresta, formando refúgios, onde as populações se isolavam e se diferenciavam (Haffer, 1969; Vanzolini e Willians, 1970). Já o modelo dos Gradientes Ecológicos, proposto por Endler (1977), ao contrário de outras teorias propostas, não considera uma barreira geográfica seguida de diferenciação alopátrica, e sim o isolamento por distância

ao longo de um gradiente ambiental e especiação parapátrica. De um modo geral, tais hipóteses tentam explicar ou a origem ou a manutenção da megadiversidade na Amazônia (Haffer, 1997).

Estudos demonstram que a diversidade de anfíbios na Amazônia é subestimada e constantemente descrições de novas espécies têm sido feitas (Simões *et al.*, 2010; Avila *et al.*, 2012; Gordo *et al.*, 2013; Orrico *et al.*, 2014; Rojas *et al.*, 2014; Rojas *et al.*, 2015; Fouquet *et al.*, 2015; Lima *et al.*, 2015; Ferrão *et al.*, 2017). O aprimoramento de métodos moleculares vem possibilitando a descoberta de diversos complexos de espécies crípticas, principalmente naquelas que apresentam ampla distribuição geográfica (Fouquet *et al.*, 2007; Simões *et al.*, 2010; Funk *et al.*, 2011; Gehara *et al.*, 2014; Rojas *et al.*, 2014; Guarnizo *et al.*, 2015; Ferrão *et al.*, 2016).

As características da história de vida variam muito entre as espécies de anuros, principalmente no que diz respeito aos ambientes que elas ocupam (florestas de terra firme, várzea, áreas abertas, entre outros), aos hábitos que possuem (aquáticos, terrestres, arbóreos), ao tamanho do corpo e aos modos reprodutivos. Considerando a alta diversidade de espécies de anuros na Amazônia e a variedade de características adaptativas relacionadas à história de vida das espécies, podemos considerar o grupo como um bom modelo para investigar e descobrir linhagens crípticas, investigar processos evolutivos e testar hipóteses biogeográficas que teriam moldado a estruturação genética das espécies (Fouquet *et al.*, 2007; Guarnizo *et al.*, 2015).

1.2 DNA Barcoding 16S rRNA

Marcadores moleculares mitocondriais constituem uma ferramenta essencial em estudos que visam conhecer os padrões e a diversidade genética das espécies (Avice, 1994). O DNAm_t tem um papel importante em estudos populacionais e filogenéticos, pois, ele possui herança uniparental (geralmente materna) e ausência de recombinações gênicas, o que facilita o monitoramento de sua transmissão ao longo de linhagens evolutivas (Avice *et al.*, 1987). Além disso, apresenta uma alta taxa evolutiva, sendo 5-10 vezes mais rápida em comparação com o DNA nuclear. Isso faz com que esse marcador molecular tenha polimorfismo em nível intraespecífico, permitindo sua utilização em

trabalhos genético-populacionais. Por estas características, o DNAm_t constitui uma ferramenta útil em estudos sobre a relação entre populações coespecíficas e espécies que divergiram recentemente (Avice, 1994).

Em anuros, o gene 16S é o mais utilizado em estudos populacionais e filogenéticos, sendo considerado o DNA Barcode desse grupo. Sua utilização tem sido empregada na identificação molecular de espécies a partir de uma porcentagem mínima de diferenças genéticas. No caso de anuros esse limite tem sido estabelecido em 3% de divergência (Vences *et al.*, 2005).

Fouquet *et al.* (2015) utilizou o gene 16S para testar o efeito do rio Oiapoque, localizado no Estado do Amapá, sobre 28 espécies de anuros. Os autores sugeriram que este marcador mitocondrial evoluiu a uma taxa adequada para testar, de forma robusta, eventos vicariantes. Em estudos que investigaram diversidade críptica em anuros utilizando o método do DNA Barcode, um bom exemplo de diversidade subestimada é o caso de *Dendropsophus minutus*, uma espécie amplamente distribuída na América do Sul, que apresentou 43 linhagens mitocondriais, das quais, muitas provavelmente correspondem a espécies crípticas não descritas (Gehara *et al.*, 2014). Outro exemplo foi o estudo realizado por Guarnizo *et al.* (2015), onde foi feito um levantamento em larga escala utilizando o método do DNA Barcode para os anuros da Colômbia e observaram que 52 espécies nominais identificadas morfológicamente, apresentaram até 65 grupos genéticos e observaram ainda que algumas destas linhagens eram separadas por barreiras geográficas. Ferrão *et al.* (2016) avaliaram a riqueza de espécies do gênero *Scinax* do interflúvio Purus-Madeira, utilizando o método de DNA Barcode, além de dados morfológicos e bioacústicos e observaram que 82% da riqueza regional das espécies deste gênero se tratava de espécies ainda não descritas.

Estes são exemplos de alguns estudos que mostram o quanto a diversidade de anuros é subestimada e como a técnica do DNA Barcode é eficiente para caracterizar a biodiversidade em um curto período de tempo. Num momento onde diversos fatores, como por exemplo a destruição de habitats, vem ocasionando o desaparecimento de muitas espécies, acelerar o conhecimento destas para que se possa pensar na conservação da biodiversidade é essencial.

Neste trabalho foi utilizado o gene mitocondrial 16S, o qual tem sido eficiente para esclarecer relações filogenéticas entre espécies muito próximas

(Zhang *et al.*, 2013), para investigar a presença de espécies crípticas na bacia do rio Branco.

2 OBJETIVOS

1.2 Objetivo Geral

- Investigar a presença de linhagens crípticas dentro da anurofauna da bacia do rio Branco utilizando a ferramenta do DNA Barcode.

2.2 Objetivos Específicos

- Identificar espécies nominais e possíveis espécies candidatas não-confirmadas.
- Analisar a distribuição das possíveis espécies candidatas dentro da bacia do rio Branco.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Amostragem

A área de estudo, amostragem, métodos de coleta e identificação taxonômica das espécies seguem a mesma metodologia descrita no capítulo I. As coletas realizadas neste estudo tiveram por objetivo obter amostras do maior número de espécies possíveis que ocorrem na região. Para todos os espécimes coletados foram obtidas amostras de tecido do músculo da coxa ou do fígado e conservadas em álcool 95%. Os tecidos de todos os espécimes foram depositados na Coleção de Tecidos de Genética Animal da Universidade Federal do Amazonas (CTGA/UFAM).

3.2 Extração do DNA, amplificação e sequenciamento

O DNA foi extraído utilizando o protocolo CTAB (Doyle & Doyle, 1987) e posteriormente foi ressuspendido em 50 µl de água ultrapura. A quantidade do DNA foi verificada em um espectrofotômetro de massa (Nanodrop 2000 *Thermo Scientific*) e a qualidade por eletroforese em gel de agarose.

Os fragmentos de 16S rRNA foram amplificados pelos *primers* 16S A e 16S B (Palumbi, 1996). A reação para amplificação do fragmento do gene mitocondrial 16S (volume total de 15 µL) foi 6.7 µl ddH₂O, 1.5 µl de MgCl₂ 25 mM, 1.25 µl de dNTP 10 mM, 1.25 µl de tampão 10x (75 mM Tris HCl, 50 mM KCl, 20 mM (NH₄)₂SO₄), 1.5 µl do *primer* 16S A, 1.5 µl do *primer* 16S B, 0.3 µl de 1U/µl Taq DNA Polimerase e 1 µl de DNA (30 – 50 ng/µl) nas seguintes condições: 1 ciclo de 92°C por um minuto, 35 ciclos de 92°C durante 1 minuto, 50°C durante 40 segundos e 72°C durante 90 segundos e um ciclo de 72°C por 5 minutos.

A amplificação foi verificada por meio de eletroforese em gel de agarose 1% em comparação a um marcador de 1Kb para assim estimar o tamanho dos fragmentos obtidos. Os produtos de PCR foram purificados com as enzimas Exonuclease e Fosfatase alcalina (Exosap) e em seguida realizada a reação de sequenciamento utilizando-se 2 µl de DNA purificado, 2 µl do *primer*, 1.3 µl de tampão Big Dye, 0.5 de Big Dye terminator e 4.4 µl de água deionizada para um volume total de 10 µl. Posteriormente foi feita a precipitação das amostras purificadas com EDTA/Etanol 100% seguida do sequenciamento em sequenciador automático ABI 3500xl (Life Technologies) seguindo as recomendações do fabricante.

3.3 Alinhamento e edição do banco de dados

As 419 sequências geradas pelo sequenciador automático foram importadas para o programa Geneious (Drummond *et al.*, 2012) onde foram editadas e alinhadas para a montagem do banco de dados final.

Adicionalmente foram baixadas sequências do gene 16S rRNA disponíveis no GenBank seguindo os seguintes critérios:

1- Após realizar o *BLAST* (Basic Local Alignment Search Tool) das sequências das amostras da bacia do rio Branco, foram baixadas as sequências mais semelhantes àquela espécie em questão.

2- Foram baixadas sequências de toda a distribuição geográfica da espécie em questão, quando disponíveis no GenBank.

3- Foram baixadas ainda sequências de todas as espécies disponíveis no Genbank, que faziam parte de grupos de espécies (p.e. espécies dos grupos de espécies *Dendropsophus microcephalus*, *Leptodactylus pentadactylus*, *Physalaemus cuvieri*).

Posteriormente foi originada uma matriz de dados contendo as sequências de todas as espécies para realizar as análises pertinentes (Anexo VII).

3.4 Análise de dados

As distâncias intra e interespecíficas foram calculadas utilizando o modelo de distância Kimura-2-Parâmetros (Kimura, 1980) e, para grupos específicos utilizou-se o método de Agrupamento de Vizinhos (*Neighbour-Joining*, NJ) (Saitou & Nei, 1987) sob o modelo *K2P* (Kimura, 1980) para a representação gráfica dos padrões de divergência entre as espécies. A confiabilidade de cada nó foi estimada pelo método de *bootstrap*, com 1000 réplicas (Felsenstein, 1985).

Para a delimitação das espécies foram utilizados quatro métodos de descoberta de espécies: *The Poisson tree process method* (mPTP), local mínima (locMin), *a Bayesian implementation of the GMYC* (bGMYC) e *The general mixed Yule coalescent model* (GMYC). Para os modelos bGMYC e GMYC foi utilizado uma árvore ultramétrica gerada no programa BEAST 1.8.2. A análise do BEAST foi configurada da seguinte forma: modelo de substituição GTR+G selecionado pelo programa jModelTest 2 (Posada & Buckley, 2004); relógio molecular *Lognormal Relaxed Clock* com a taxa de substituição fixa; 20 milhões de cadeias de Markov (MCMC) sendo uma árvore selecionada a cada 2000 corridas. Para o mPTP a árvore ultramétrica gerada no BEAST foi transformada em não ultramétrica (Filograma). A delimitação utilizando os quatro métodos foi realizada no software R v3.5.0 (R Development Core Team, 2018).

3.5 Delimitação de espécies candidatas

O conceito de espécie candidata adotado neste estudo segue as subcategorias propostas por Vieites *et al.* (2009): Espécies Candidatas Confirmadas (ECC) para linhagens que apresentam alta distância genética e podem ser diferenciadas por outras características (ex: dados morfológicos). Linhagens profundamente divergentes (LPD) para linhagens que são geneticamente divergentes, mas não suportadas por nenhum outro caractere (caracteres estão disponíveis). Espécies candidatas não confirmadas (ECNC) para linhagens que são geneticamente divergentes, mas nenhum caractere adicional está disponível para suportar essa divergência (caracteres não estão disponíveis).

4 RESULTADOS

Sequências do gene 16S rRNA foram obtidas para 419 espécimes de anuros coletados na bacia do rio Branco, pertencentes a 41 espécies nominais, distribuídas em 17 gêneros e sete famílias. Hylidae, com 18 espécies, foi a família com maior número de espécies sequenciadas, seguida de Leptodactylidae, com 13 espécies e Bufonidae com cinco espécies. Nas famílias Allophrynidae, Craugastoridae, Phyllomedusidae e Microhylidae amostras de apenas uma espécie de cada foram sequenciadas.

Foram adicionados ao banco de dados 377 sequências baixadas do GenBank. O banco de dados total consistiu então de 796 sequências de 156 espécies nominais. As sequências variaram de 349 a 541 pb. Após serem colapsadas as 796 sequências renderam 462 haplótipos, sendo 150 de amostras da bacia do rio Branco e 312 de amostras do GenBank. As distâncias genéticas intraespecíficas variaram de 0 a 18% (média de 3.5%) e as interespecíficas de 0 a 15% (média de 5.1%) (Anexo VIII). A análise Bayesiana mostrou que a maioria das espécies formaram grupos monofiléticos, e todos os clados terminais foram altamente suportados (Figura 1). Os mesmos resultados também foram observados na análise de Nighbour-Joining (NJ) (Anexo IX).

A análise com os quatro métodos de descoberta de espécies delimitou 105 espécies moleculares com o método mPTP, 167 com Local Mínima, 176 com bGMYC e, 196 com GMYC para as 156 espécies morfológicas analisadas. Considerando apenas as espécies que ocorrem na bacia do rio Branco (41 espécies), em 10 delas os indivíduos identificados como membros da mesma espécie nominal (de acordo com a similaridade morfológica) foram geneticamente divergentes e formaram grupos delimitados por dois ou mais métodos: *Physalaemus ephippifer*, *Pseudopaludicola boliviana*, *Leptodactylus validus*, *L. petersii*, *L. riveroi*, *L. myersi*, *Pristimantis vilarsi*, *Dendropsophus minusculus*, *Boana wavrini* e *Scinax* sp.

Na família Leptodactylidae, seis espécies (43%), de um total de 14 espécies estudadas na bacia do rio Branco, apresentaram duas ou mais linhagens intraespecíficas:

1- *Physalaemus ephippifer* apresentou duas linhagens, delimitadas por três dos quatro métodos de delimitação de espécies (locMin, bGMYC, GMYC), sendo uma linhagem associada à bacia do rio Branco (Tepequém, Mocidade, Caracaraí e Cantá) e outra ao Pará e Maranhão. A distância genética intraespecífica variou de 0 a 6.3%, com uma média de 3.1%.

2- *Pseudopaludicola boliviana* apresentou duas linhagens, delimitadas por três métodos de delimitação de espécies (mPTP, bGMYC, GMYC), sendo uma linhagem associada à bacia do rio Branco (Serra Grande, Mocidade, Normandia e Caracaraí) e outra à Bolívia. A distância genética intraespecífica variou de 0 a 9.7%, com uma média de 4.3%.

3- *Leptodactylus validus* apresentou duas linhagens, delimitadas pelos quatro métodos de delimitação, sendo uma linhagem associada à bacia do rio Branco (Mucajaí, Caracaraí e baixo rio Branco) e a outra linhagem, que também ocorre na bacia do rio Branco (Tepequém), na Guiana e nas ilhas da América Central (Tobago e Granada). A distância genética intraespecífica variou de 0 a 6.8%, com uma média de 1.6%.

4- *Leptodactylus petersii* apresentou duas linhagens, também delimitadas pelos quatro métodos de delimitação, sendo uma linhagem associada à bacia do rio Branco (Apiaú, Mocidade, Serra Grande, Caracaraí, Cantá e baixo rio Branco) e a outra linhagem que inclui o baixo rio Branco e Anavilhanas no rio Negro. A distância genética intraespecífica variou de 0 a 13.6% com uma média de 5.1%.

5- *Leptodactylus riveroi* apresentou duas linhagens, delimitadas por dois métodos (mPTP e GMYC), sendo uma delas associada à bacia do rio Branco (Mocidade, Niquiá e baixo rio Branco) e outra linhagem ocorrendo na Venezuela. A distância genética intraespecífica variou de 0 a 9.4%, com uma média de 4%.

6- *Leptodactylus myersi* apresentou duas linhagens, delimitadas por três métodos (locMin, bGMYC, GMYC), sendo uma linhagem associada à bacia do rio Branco (Mucajaí) e outra à Guiana Francesa. A distância genética intraespecífica variou de 0 a 7.7%, com uma média de 4.2%.

Na família Hylidae 15% das espécies estudadas na bacia do rio Branco (20 espécies), apresentaram duas linhagens:

1- *Dendropsophus minusculus* apresentou duas linhagens, delimitadas por dois métodos de delimitação (bGMYC, GMYC), sendo uma linhagem associada à bacia do rio Branco (Mucajaí, Caracaraí, Cantá e Tepequém) e outra à Guiana Francesa e Oiapoque, com distância média intraespecífica de 5.4%.

2- *Boana wavrini* apresentou duas linhagens, delimitadas pelos quatro métodos, sendo uma linhagem associada à bacia do rio Branco (Mocidade e baixo rio Branco) e outra ao Mato Grosso. A distância genética intraespecífica variou de 0 a 7%, com uma média de 2.7%.

3- *Scinax* sp.1 da bacia do rio Branco (baixo rio Branco) foi delimitado pelos quatro métodos de delimitação, e apresentou distância genética interespecífica de 4.5% de *S. exiguus*, a espécie mais próxima.

Na família Craugastoridae a única espécie estudada na bacia do rio Branco foi *Pristimantis vilarsi*, que apresentou divergência genética alta, com uma média de 4.4% de distância intraespecífica. Essa espécie apresentou três linhagens, delimitadas por três métodos de delimitação (locMin, bGMYC, GMYC). Duas linhagens são exclusivas da bacia do rio Branco e associadas aos ambientes de serras da região, uma delas relacionada às serras do Apiaú e Mocidade e a outra à serra do Tepequém. A terceira linhagem foi formada apenas por *P. vilarsi* da Colômbia.

Na família Hylidae, *Dendropsophus walfordi* e *D. nanus*, espécies morfológicamente muito semelhantes, apresentaram divergência genética interespecífica alta (média de 7%), no entanto três (mPTP, locMin, bGMYC) dos quatro métodos de delimitação não foram capazes de diferenciá-las, considerando os dois táxons como uma mesma espécie. Apenas GMYC

considerou duas espécies. *Osteocephalus taurinus* e *O. oophagus*, morfologicamente bem diferentes, apresentaram distância genética interespecífica baixa (média de 1.5%) e, a exemplo de *Dendropsophus nanus* e *D. walfordi*, foram considerados um único táxon.

Na família Bufonidae, alguns grupos foram relativamente confusos. Espécimes identificados como *Rhinella* gr. *margaritifera* da bacia do rio Branco, ficaram num clado junto com *R. hogmoedi*, *R. dapsilis*, *R. martyi* e *R. cf. margaritifera*. Estas espécies pertencem ao grupo *Rhinella margaritifera* e, foram delimitadas como um único táxon pela maioria dos métodos (mPTP, locMin, bGMYC). A distância genética interespecífica das espécies do grupo *Rhinella margaritifera* variou de 0% a 4.8%.

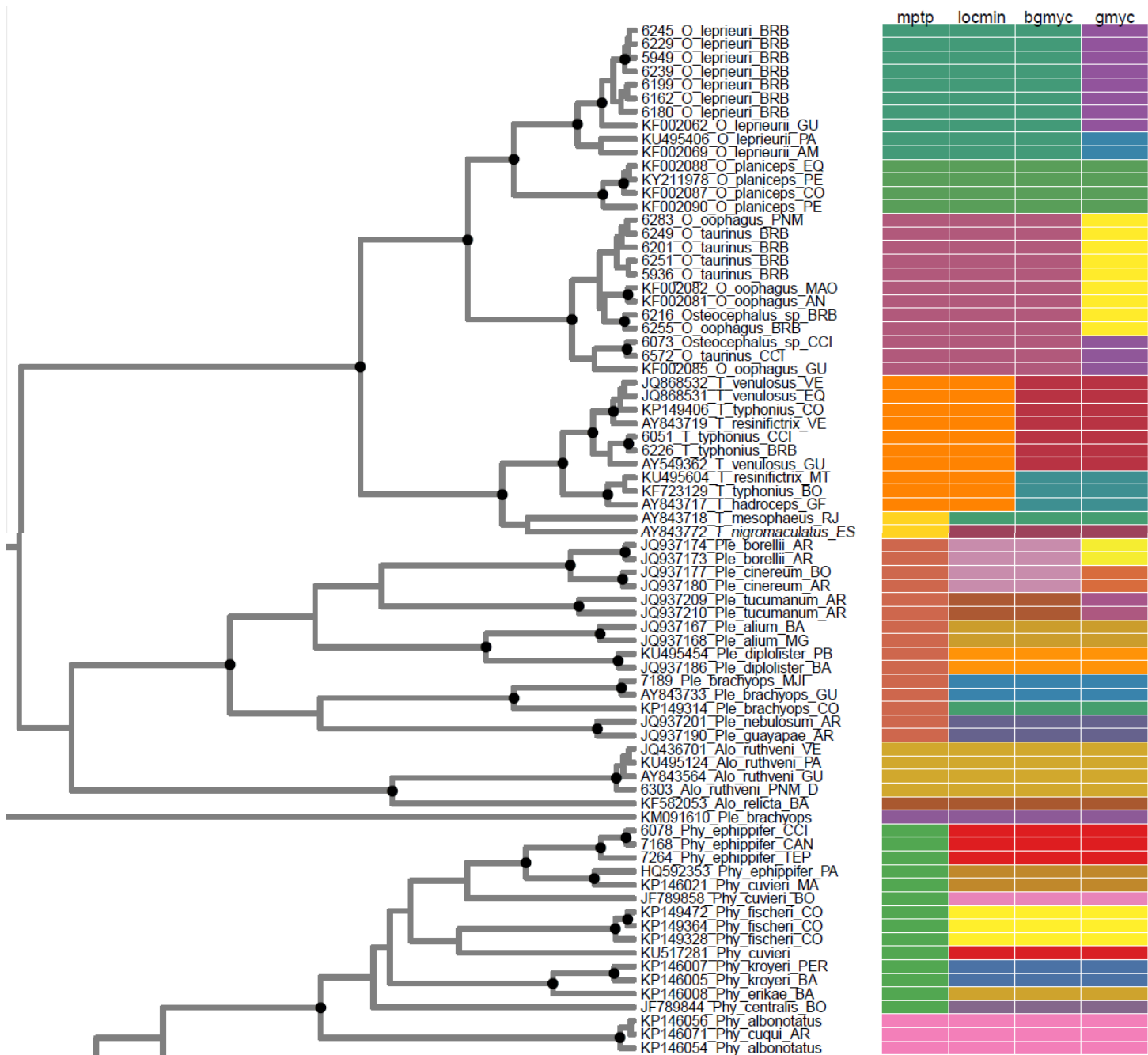
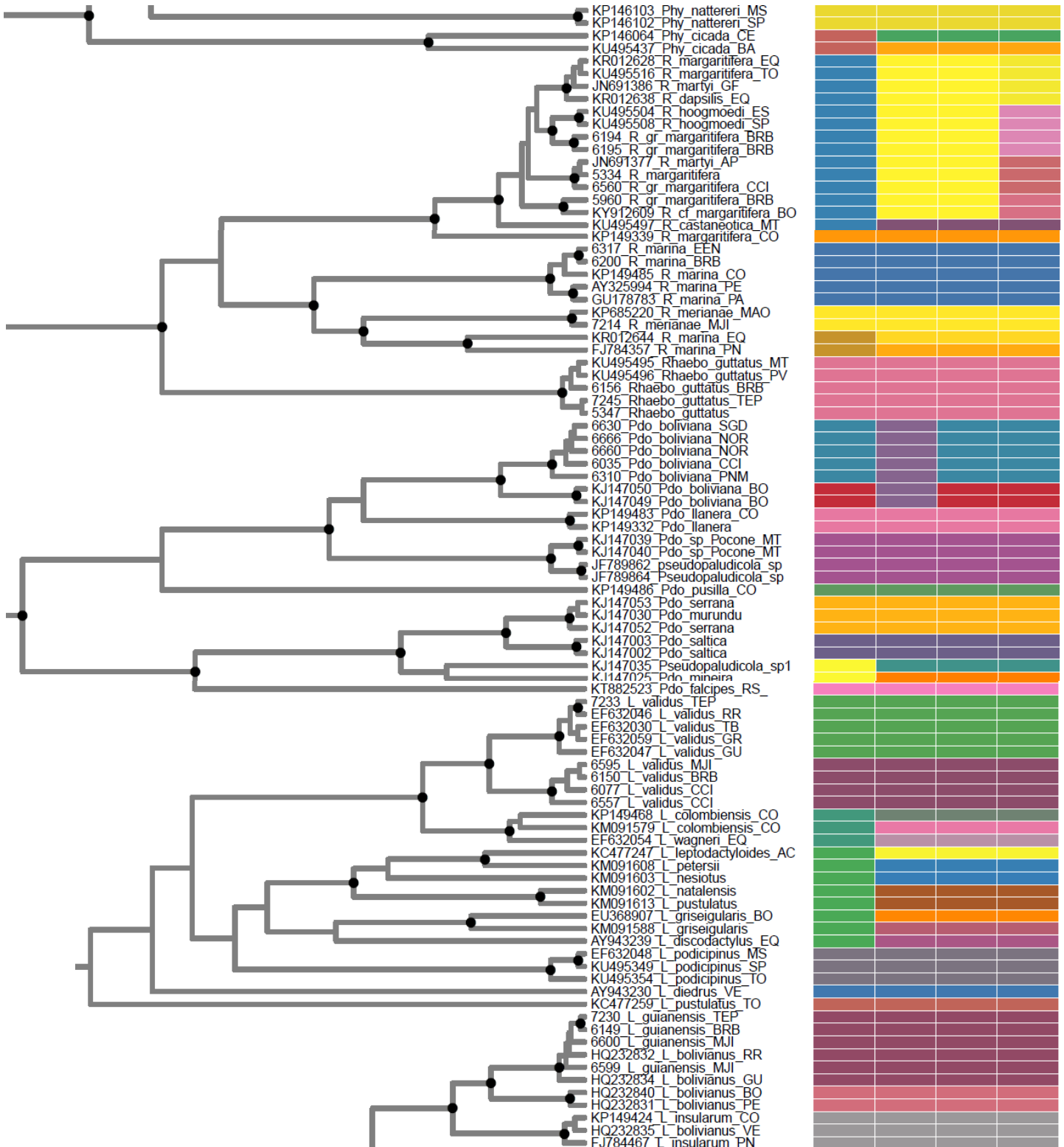
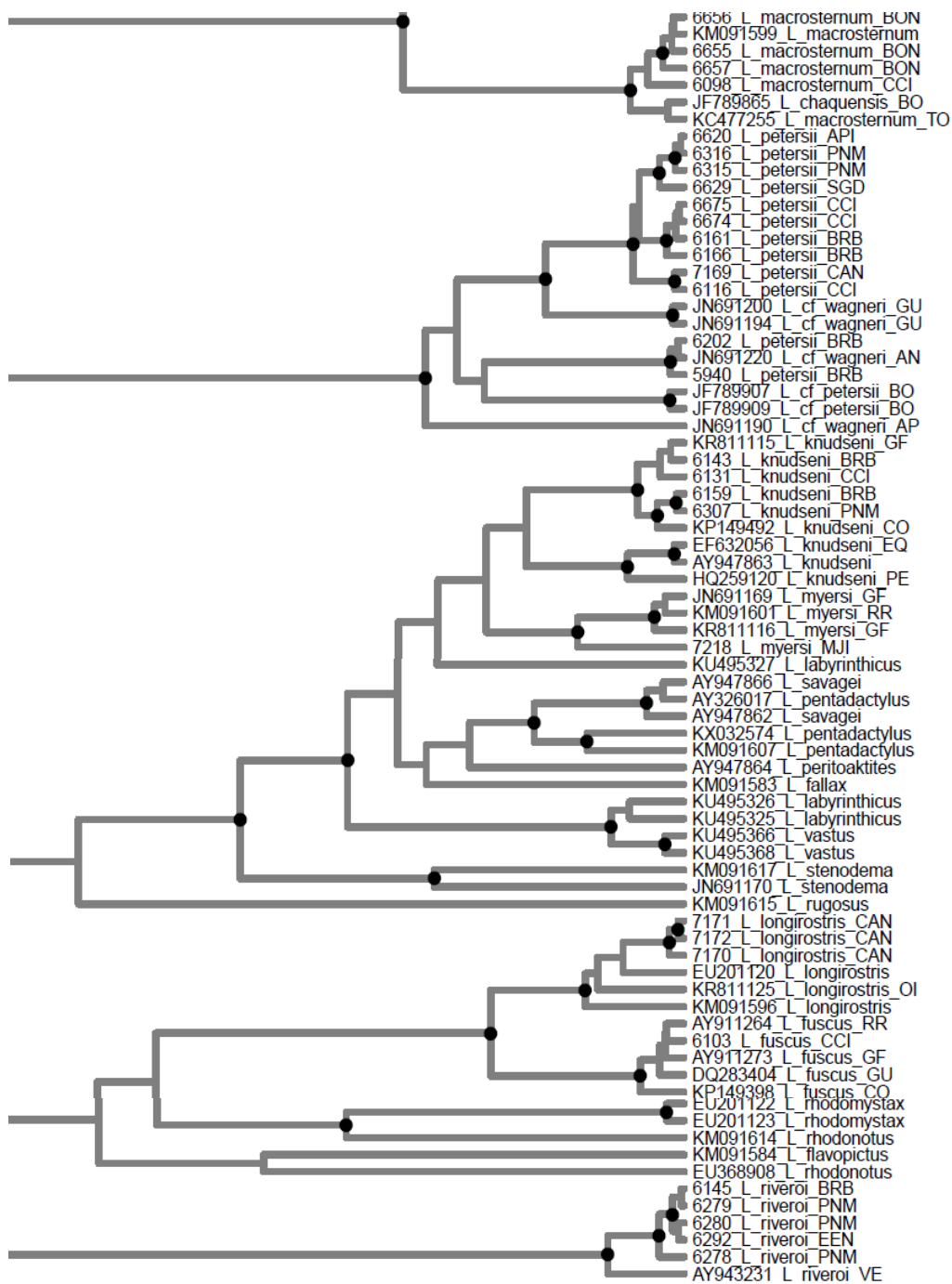
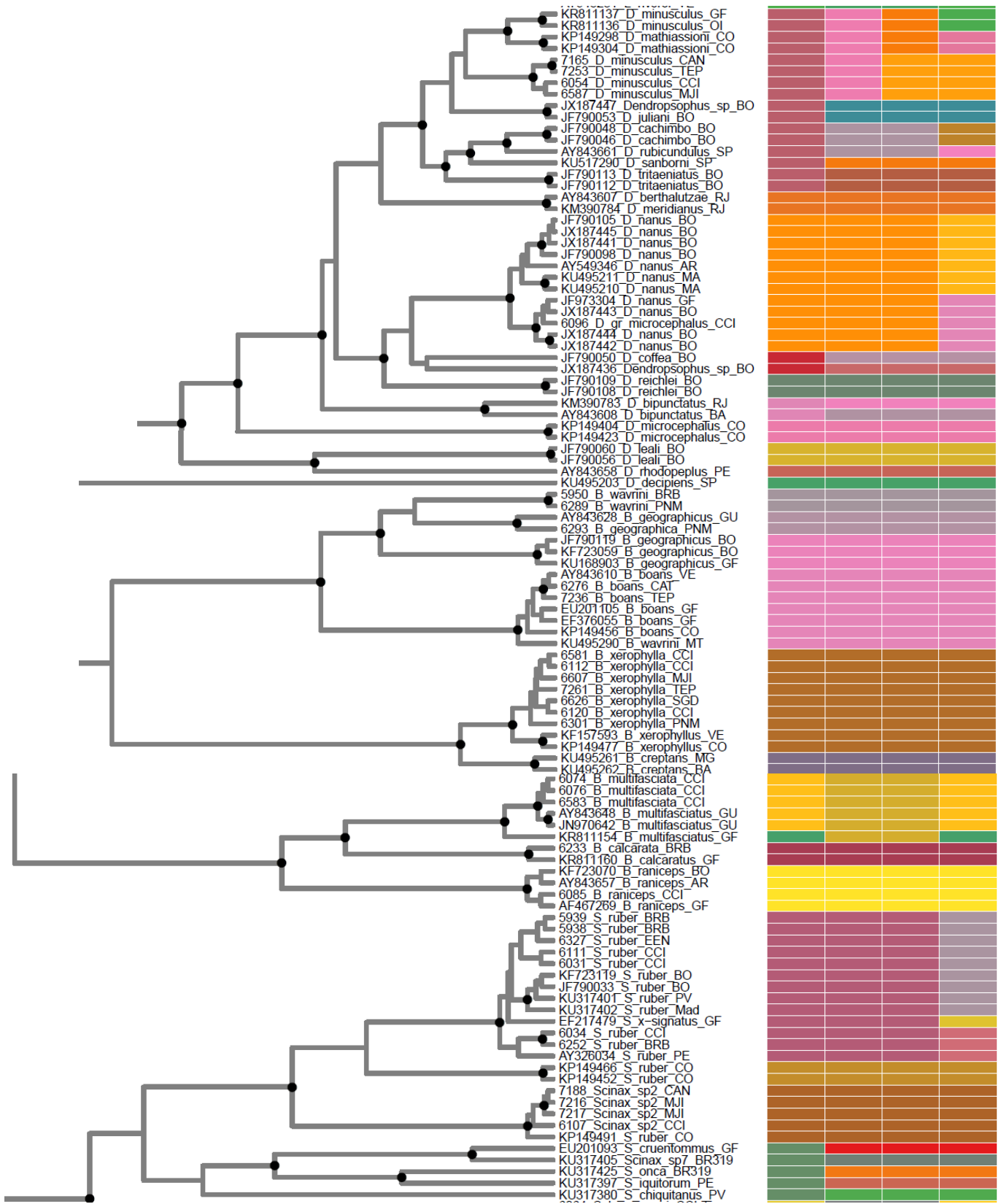


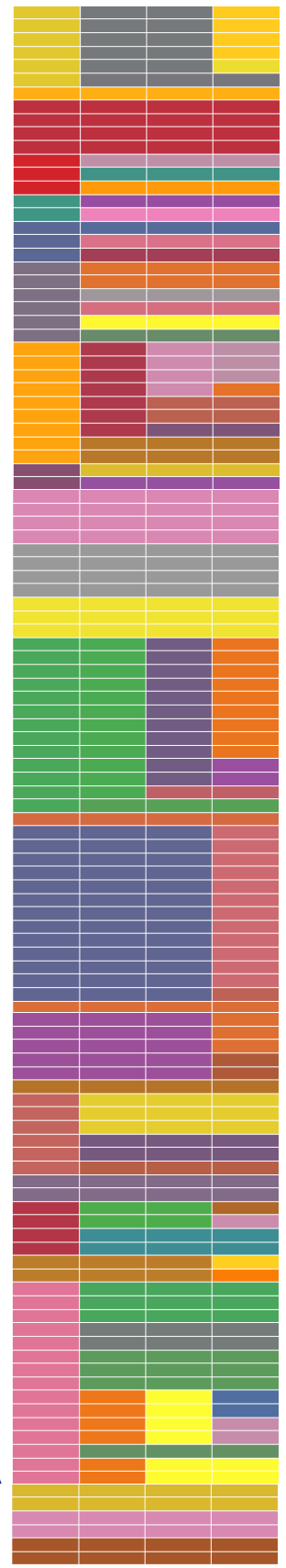
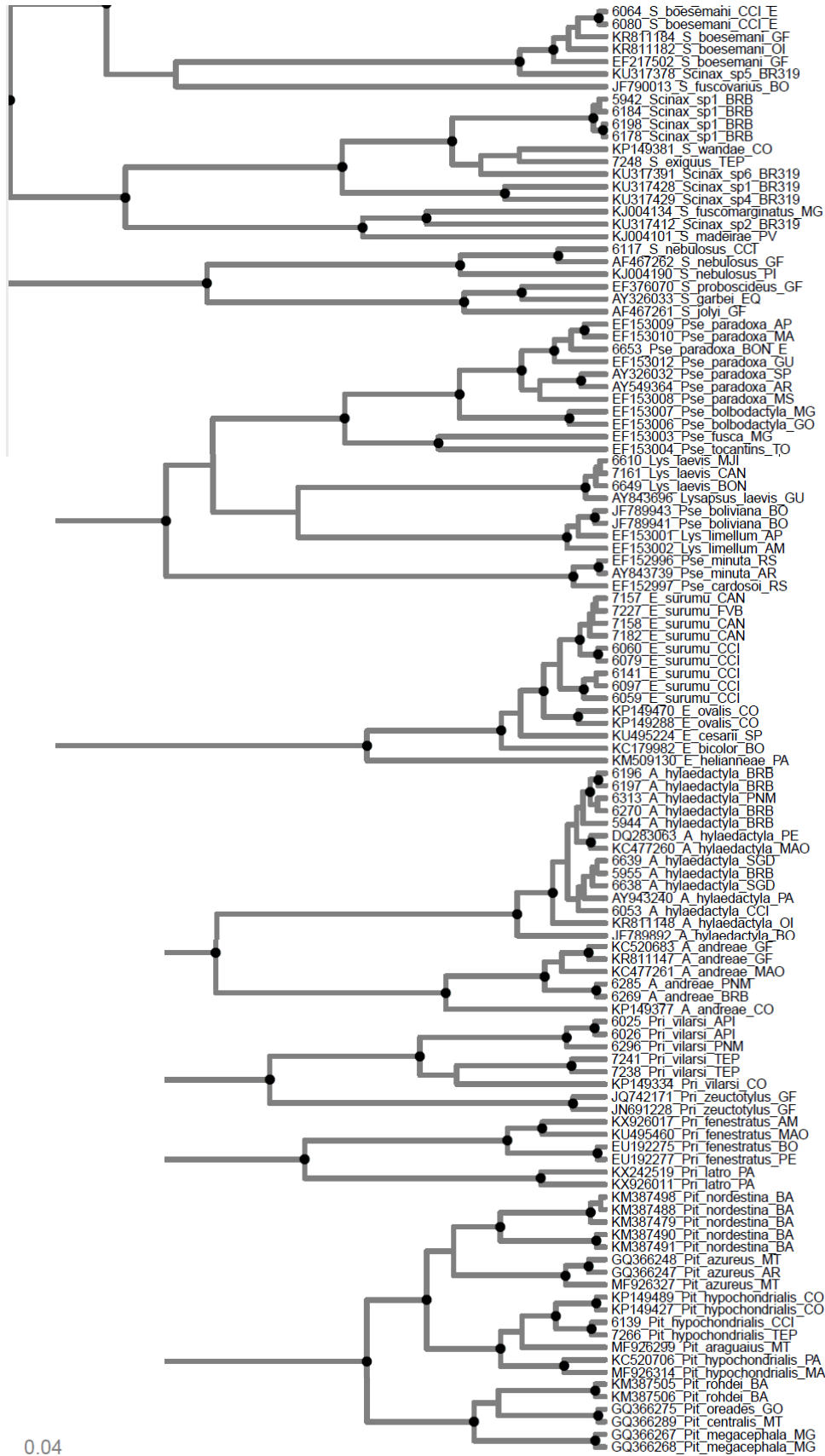
Figura 1. Topologia Bayesiana das linhagens delimitadas usando os métodos mPTP, locMin, bGMYP e GMYP. A filogenia é baseada em 462 haplótipos (150 de amostras da bacia do rio Branco e 312 de amostras do GenBank) do gene 16S rRNA. **Legenda localidades:** AC = Acre; AN = Anavilhanas, AM; AP = Amapá; API = Apiaú, RR; AR = Argentina; BA =Bahia; BO = Bolívia; BON = Bonfim, RR; BR = Brasil; BRB = Baixo rio Branco; CAN = Cantá, CAT = Rio Catrimani, do rio Branco; CCI = Caracaraí, RR; CO = Colômbia; EEN = Estação ecológica Niquiá, RR; EQ = Equador; FBV = Fazenda Bela Vista, RR; GF = Guiana Francesa; GR = Granada, ilha no mar do Caribe; GU = Guiana; MA = Maranhão; MAD = Rio Madeira; MG = Minas Gerais; MJJ = Mucajai, RR; MS = Mato Grosso do Sul; NOR = Normandia, RR; OI = Oiapoque, AP; PE = Peru; PA

= Pará; PN = Panamá; PER = Pernambuco; PI = Piauí; PNM = Parque Nacional Serra da Mocidade, RR; PV = Porto Velho; RJ = Rio de Janeiro; RR = Roraima; SGD = Serra Grande, RR; SP = São Paulo; TB = Tobago; TEP = Serra do Tepequém, RR; TO = Tocantins; TR = Trinidad; VE = Venezuela; XER = Rio Xereuni, afluente do rio Branco.









5 DISCUSSÃO

Diversidade críptica e delimitação de espécies candidatas na bacia do rio Branco

Este estudo, com DNA Barcode de 41 espécies de anuros, corresponde a 61% das espécies registradas para a bacia do rio Branco (67 espécies) e 13% das espécies da Amazônia brasileira (309 espécies, ver Hoogmoedi & Galatti, 2018). Com relação a identificação das espécies de anuros da bacia do rio Branco, a morfologia externa revelou menos entidades do que o DNA Barcode, com 41 espécies nominais versus 51 grupos identificados com dados genéticos delimitados por dois ou mais métodos de delimitação de espécies.

As espécies nominais *Physalaemus ephippifer*, *Pseudopaludicola boliviana*, *Leptodactylus validus*, *L. petersii*, *L. riveroi*, *L. myersi*, *Pristimantis vilarsi*, *Dendropsophus minusculus*, e *Boana wavrini*, foram divididas em duas ou mais linhagens por dois ou mais métodos de delimitação de espécies. Além disso, cinco indivíduos do gênero *Scinax* identificados morfologicamente como *Scinax* sp.1, foram delimitados pelos quatro métodos como uma linhagem independente de *Scinax* ocorrendo na bacia do rio Branco. Mesmo quando comparados com sequências de outras espécies de *Scinax* baixadas do Genbank, esses indivíduos se mantiveram como uma linhagem exclusiva do rio Branco, com uma menor distância genética com *Scinax exiguus*.

Physalaemus ephippifer apresentou duas linhagens, sendo uma relacionada à bacia do rio Branco (Tepequém, Mocidade, Caracaraí e Cantá) e outra ao Pará e Maranhão. *Physalaemus ephippifer* (Pará) e *P. cuvieri* (Maranhão) ficaram no mesmo clado, com distância genética de 1.2%. Considerando a localidade-tipo de *P. ephippifer*, no Pará (Frost, 2018), e a baixa distância interespecífica apresentada em relação a *P. cuvieri* (KP146021) é mais provável que esta seja na verdade, *P. ephippifer*. Considerando ainda, que nesta análise foram utilizadas todas as espécies do grupo de espécies *P. cuvieri*, a linhagem formada pelas amostras do rio Branco pode ser considerada uma espécie candidata.

Pseudopaludicola boliviana apresentou duas linhagens, sendo uma linhagem associada à bacia do rio Branco (Serra Grande, Mocidade, Normandia e Caracaraí) e outra à Bolívia. A distribuição desta espécie está associada aos

ambientes abertos que ocorrem no leste da Colômbia, sul da Venezuela, norte do Brasil (Roraima, Amapá e Pará), sul da Guiana e sudoeste do Suriname; sudoeste do Brasil, norte da Argentina, Paraguai e Bolívia (Frost, 2018). Sequências do gene 16S para esta espécie, disponíveis no GenBank, foram encontradas apenas para a região da Bolívia. Considerando a alta divergência genética intraespecífica (9.7%), é possível que existam pelo menos duas linhagens dentro *P. boliviana* ocorrendo na América do Sul.

Leptodactylus myersi apresentou duas linhagens, sendo uma linhagem associada à bacia do rio Branco (Mucajaí) e outra à Guiana Francesa. No entanto, o clado de *L. myersi* da Guiana Francesa foi composto também por espécimes identificados como *L. knudseni*, o que explica a distância interespecífica de 0% entre as duas espécies. No caso dos espécimes da bacia do rio Branco, estes provavelmente são *L. myersi*, pois foram coletados na localidade-tipo desta espécie (Heyer, 1995).

Leptodactylus riveroi*, *L. petersii* e *L. validus são espécies que pertencem ao grupo *Leptodactylus melanonotus* (De Sá *et al.*, 2014). *Leptodactylus riveroi* e *L. validus* tem distribuição mais restrita ao norte da América do Sul, e *L. petersii* tem distribuição mais ampla, ocorrendo das Guianas, bacia Amazônica até o Cerrado do Brasil Central (De Sá *et al.*, 2014; Frost, 2018). Estas espécies apresentaram linhagens relacionadas à bacia do rio Branco, com altas divergências genéticas intraespecíficas (9.4% em *L. riveroi*, 6.8% em *L. validus* e 13.6% em *L. petersii*). Estes resultados sugerem que estas espécies constituem possíveis casos de espécies crípticas e também tem sido relatado em outros estudos. De Sá *et al.* (2014) encontrou quatro linhagens de *L. validus* em suas análises, Motta *et al.* (2018) encontrou duas linhagens de *Leptodactylus* cf. *petersii* relacionadas a diferentes localidades da Amazônia.

Pristimantis vilarsi apresentou três linhagens, duas destas exclusivas da bacia do rio Branco e associadas aos ambientes de serras da região. Uma linhagem relacionada às serras do Apiaú e Mocidade e a outra à serra do Tepequém. A terceira linhagem, formada por *P. vilarsi* da Colômbia. Esta espécie ocorre no Brasil (Amazonas e Roraima), Colômbia, Peru e Venezuela (Frost, 2018). Recentemente um estudo realizado na serra da Mocidade sugeriu que *P. vilarsi* desta localidade, provavelmente seja uma nova espécie (Moraes *et al.*, 2017).

Os Hylídeos *Boana wavrini* e *Dendropsophus minusculus* também apresentaram linhagens associadas à bacia do rio Branco. Com altas distâncias genéticas intra (> 3%) e interespecíficas, sugerindo que estas representam espécies crípticas. *Dendropsophus minusculus* é amplamente distribuído no Escudo das Guianas (Frost, 2018). Foi possível comparar as amostras da bacia do rio Branco com amostras da localidade Amapá e Guiana Francesa e com outras espécies que compõem o grupo *Dendropsophus microcephalus* (*sensu* Faivovich *et al.*, 2005), o que reforça a ideia de que as amostras de *D. minusculus* do rio Branco compõem uma linhagem exclusiva desta localidade. No caso de *B. wavrini*, esta ocorre do sudeste da Colômbia, sudeste da Venezuela e Amazônia Central no Brasil (Roraima, Amazonas, Pará, Rondônia e Mato Grosso) (Frost, 2018). A única sequência do gene 16S disponível no GenBank para esta espécie, era da localidade Mato Grosso, a qual agrupou com as amostras de *B. boans* do rio Branco e de outras localidades do Escudo das Guianas.

Diversidade críptica em anuros amazônicos tem sido relatada em diversos estudos, principalmente em espécies com ampla distribuição geográfica (Fouquet *et al.*, 2007; Funk *et al.*, 2011; Gehara *et al.*, 2014; Guarnizo *et al.*, 2015; Ferrão *et al.*, 2016; Motta *et al.*, 2018). Um dos grandes desafios para caracterizar a diversidade de anuros na Amazônia está relacionado com a sua grande extensão geográfica e o fato de muitos estudos concentrarem esforços de amostragem em algumas regiões. Por exemplo, Fouquet *et al.* (2007) em um estudo com anuros da Guiana Francesa, utilizando a ferramenta do DNA Barcode, identificaram 129 espécies candidatas dentro de 60 espécies morfológicas e, estimam que cerca de 115% da diversidade de anuros na Amazonia é subestimada. Funk *et al.* (2011) realizaram uma amostragem intensiva na Amazônia equatoriana, integrando dados genéticos, bioacústicos e morfológicos para detectar espécies crípticas e estimaram que esta diversidade varia entre 150% e 300% na riqueza de espécies dos gêneros *Engystomops* e *Boana*. Ferrão *et al.* (2016), no interflúvio Purus-Madeira, através de dados genéticos, bioacústicos e morfológicos mostraram que 82% da riqueza regional das espécies do gênero *Scinax* se tratava de espécies ainda não descritas. Recentemente, um estudo com o uso do DNA Barcode analisou 23 espécies de anuros e identificou que 9 destas continham linhagens restritas à Amazônia

central (Motta *et al.*, 2018). O trabalho realizado na bacia do rio Branco, abrangeu uma das lacunas geográficas para o conhecimento da diversidade de anuros na Amazônia e também mostra o quanto é subestimada a riqueza de anuros neste bioma.

Anfíbios anuros são considerados como um grupo que apresenta alta diversidade críptica, devido ao forte conservantismo fenotípico entre as espécies contrastando com forte estruturação e altas divergências genéticas observadas em diferentes populações (Vences *et al.*, 2005; Vieites *et al.*, 2009; Kaefer *et al.*, 2013). É provável que a diversidade de espécies seja mascarada com o uso exclusivo de caracteres morfológicos para descrever a diversidade. Uma abordagem molecular permite que mesmo o não-especialista seja capaz de sinalizar grupos geneticamente divergentes, cujo status taxonômico requer mais investigação especializada usando dados independentes (Guarnizo *et al.*, 2015).

Casos intrigantes

Osteocephalus taurinus e *O. oophagus* observados neste estudo foram identificados através de caracteres morfológicos diagnósticos. No entanto, foi observada baixa divergência interespecífica e as mesmas não foram separadas pelos métodos de delimitação de espécies. Estudos anteriores relatam que *O. taurinus* e *O. oophagus* apesar de apresentarem grande divergência morfológica, a distância genética entre estas duas espécies é baixa (0.9% a 2.2% em Jungfer *et al.*, 2013; e 1.2% a 3.0% em Motta *et al.*, 2018) e sobrepõem os limites de suas divergências intraespecíficas.

No caso de *Dendropsophus nanus* e *D. walfordi*, estas espécies apresentam morfologia muito semelhante, o que dificulta a identificação taxonômica (Seger, 2014). Apenas uma amostra de *D. walfordi* estava disponível no GenBank, para comparação com as amostras do rio Branco. Três métodos de delimitação juntam as amostras das duas espécies, incluindo a amostra do rio Branco identificada como *Dendropsophus* gr. *microcephalus*. Um método separa em dois grupos, amostras que correspondem às localidades Bolívia, Argentina e Maranhão e amostras das localidades Guiana Francesa, Bolívia e bacia do rio Branco (Caracaraí). A delimitação destes dois grupos coincide com a distribuição de ambas as espécies, ou seja, *D. walfordi* ocorre na região central

e mais ao norte da bacia Amazônica e *D. nanus* ocorre do nordeste ao sul do Brasil (Seger, 2014).

Distribuição das espécies candidatas na bacia do rio Branco

Com relação a distribuição das linhagens encontradas na bacia do rio Branco, foram observados três padrões (Figura 2):

I) Linhagens amplamente distribuídas na bacia do rio Branco: *Physalaemus ephippifer*, *Pseudopaludicola boliviana*; II) Linhagens restritas à porção baixa da bacia do rio Branco: *Boana wavrini*, *Scinax* sp.1, *Leptodactylus riveroi*, *L. petersii*, *L. validus* (Caracaraí, Mucajaí, Apiaú), *Pristimantis vilarsi* (Apiaú e Mocidade); e III) Linhagens restritas à porção alta da bacia do rio Branco: *Dendropsophus minusculus*, *Leptodactylus myersi*, *L. validus* (Tepequém), *Pristimantis vilarsi* (Tepequém).

O limite de distribuição das linhagens do alto e do baixo rio Branco (padrões II e III), coincide com a área das corredeiras do Bem-Querer, localizada em Caracaraí. Esta região é considerada o marco divisor das porções do alto e baixo rio Branco e também está inserida na região que representa o paleodivisor Proto-Berbice/Amazonas (Shaefer & Vale Junior, 1997). Além disso, também é nessas áreas que ocorre a transição entre os domínios florestais do baixo e as savanas do alto rio Branco (Barbosa, 1997).

O padrão de distribuição observado nas linhagens dentro da bacia do rio Branco pode ser reflexo de processos biogeográficos e/ou ecológicos e pode ser atribuído a dois modelos de diversificação na Amazônia: Hipóteses paleogeográficas (Emsley, 1965) e Gradientes ecológicos (Endler, 1977). Esta bacia proporciona um cenário propício para a diversificação de espécies nessa região. Isso porque envolve a formação de uma barreira histórica, como é o caso do paleodivisor Proto-Berbice/Amazonas (Schaefer & Vale Junior, 1997), e um gradiente ambiental entre as florestas e savanas (Barbosa, 1997).

Barreiras paleogeográficas delimitando populações de anuros, foram relatadas para os rios Juruá e Madeira (Lougheed *et al.*, 1999; Simões *et al.*, 2008). Lougheed *et al.* (1999) encontraram diferenciação genética entre populações de *Allobates femoralis* em lados opostos de uma formação geológica que atravessa o rio Juruá perpendicularmente no seu curso superior,

denominada de Arco de Iquitos. Padrão semelhante foi encontrado por Simões *et al.* (2008) em duas espécies de *Allobates* no rio Madeira. Em seu estudo, Simões *et al.* (2008) descobriram uma zona de contato entre as duas espécies, que coincidia com o limite entre unidades geomorfológicas, evidenciadas no canal do rio pelas corredeiras de Jirau, no alto rio Madeira. Estudos evidenciando padrões de estruturação genética associadas a ecótonos também tem sido reportados para anuros, como por exemplo em *Osteocephalus taurinus* e *O. oophagus*, na Amazônia (Ortiz *et al.*, 2018).

Neste estudo, podemos sugerir que o padrão observado nas linhagens de anuros encontradas na bacia do rio Branco tem relação com a barreira paleogeográfica e/ou com o gradiente ambiental observado nesta região. Contudo, para testar estas hipóteses, são necessárias análises mais específicas, que incluam datação das linhagens, análises populacionais, para verificar se há congruência entre os resultados de tempo de divergência destas linhagens e o tempo de formação de barreiras geográficas (Ribas *et al.*, 2012; Naka *et al.*, 2018).

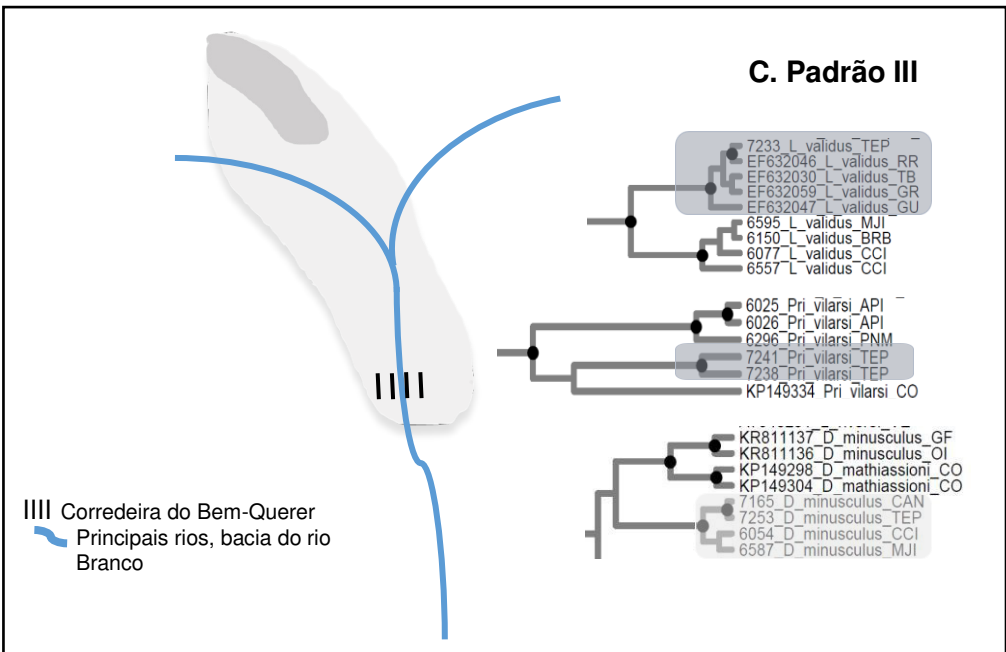
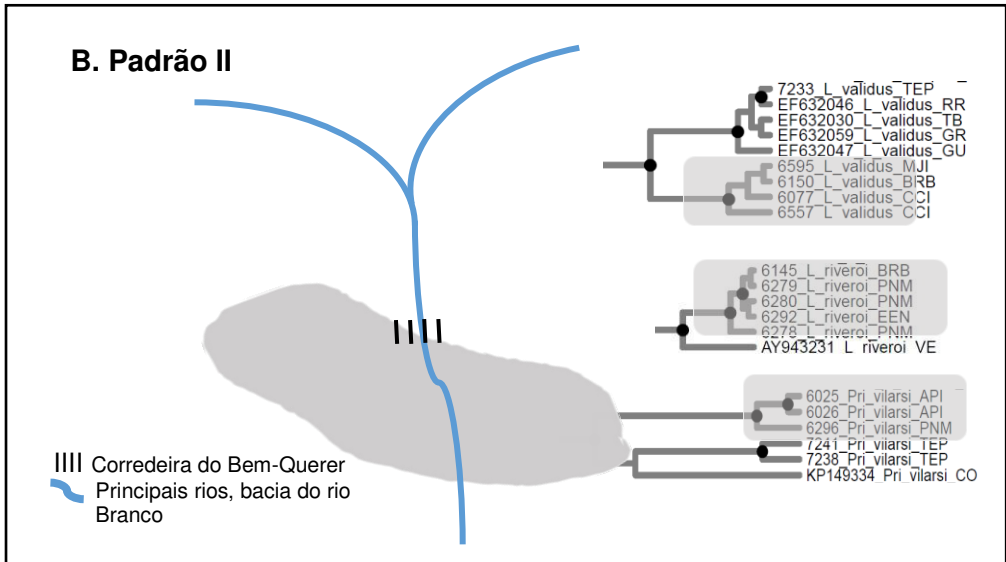
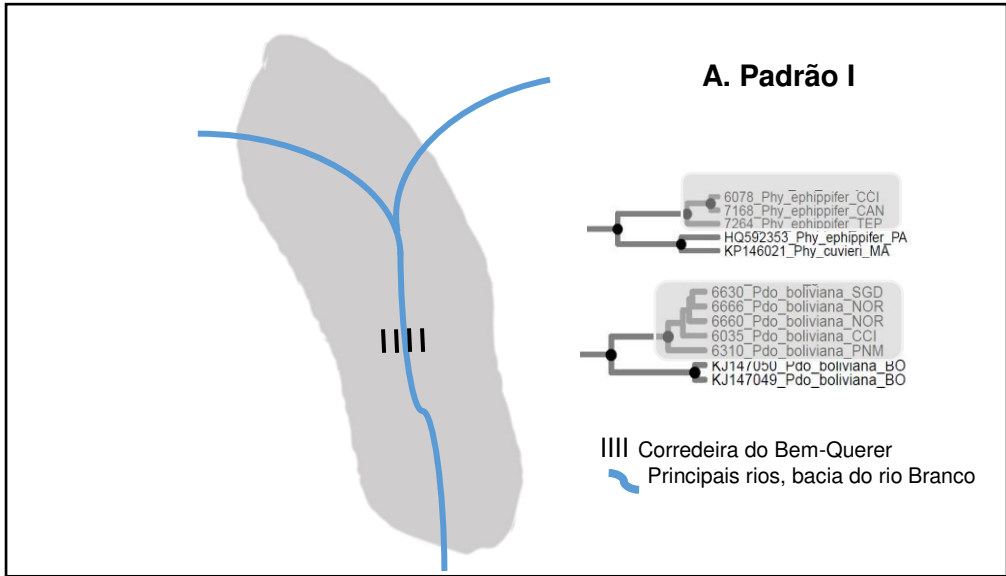


Figura 2. Três principais padrões de distribuição de linhagens para a bacia do rio Branco. A) Padrão I: Linhagens amplamente distribuídas na bacia do rio Branco; B) Padrão II: Linhagens restritas à porção baixa da bacia do rio Branco; e C) Padrão III: Linhagens restritas à porção alta da bacia do rio Branco.

CONCLUSÃO GERAL

Foi observada diferença na composição de espécies de anfíbios entre as porções alta e baixa da bacia do rio Branco, com a maior riqueza observada nos ambientes de várzea, na porção baixa deste rio. Esta diferença pode ser atribuída a diferenças marcantes na paisagem dessa região. Uma vez que a região do alto rio Branco está inserida no domínio das savanas e o baixo no domínio de florestas. Os resultados encontrados através de dados genéticos, mostram presença de linhagens restritas à bacia do rio Branco, sugerindo a ocorrência de espécies crípticas na região. O padrão de distribuição destas linhagens na bacia do rio Branco pode ser atribuído a duas hipóteses de diversificação para a Amazônia: Hipóteses paleogeográficas e gradientes ambientais, uma vez que o limite de distribuição dessas linhagens coincidiu com uma barreira paleogeográfica e um gradiente ambiental nesta região. Este estudo contribui para preencher uma lacuna no conhecimento da diversidade de anfíbios, fornecendo informações acerca da composição e distribuição das espécies encontradas nesta região da Amazônia.

REFERÊNCIAS

- Angulo, A., Icochea, J. 2010.** Cryptic species complexes, widespread species and conservation: lessons from Amazonian frogs of the *Leptodactylus marmoratus* group (Anura: Leptodactylidae). *Syst. Biodivers.*, 8: 357–370.
- Ávila, R.W., Carvalho, V.T., Gordo, M., Ribeiro, K., Morais, D. 2012.** A new species of *Amazophrynella* (Anura: Bufonidae) from southern Amazonia. *Zootaxa*, 3484: 65–74.
- Avise, J.C., Arnold, J., Ball, R.M., Bermingham, E., Lamb, T., Neigel, J.E., Reeb, C.A., Saunders, N.C. 1987.** Intraspecific phylogeography: The mitochondrial DNA bridge 30 between population genetics and systematic. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 18: 489–522.
- Avise, J.C. 1994.** *Molecular Markers, Natural History and Evolution*. Chapman e Hall, New York.
- Azarak, P.A., Nascimento, S.P., Carvalho, C.M. 2011.** Anfíbios do Lavrado de Roraima. *Biologia Geral e Experimental*, 11: 4–14.
- Azevedo-Ramos, C., Galatti, U. 2002.** Patterns of diversity in Brazilian Amazonia: conservation implications. *Biological Conservation*, 103: 103–111.
- Barbosa, R.I. 1997.** Distribuição das Chuvas em Roraima. In: Barbosa, R.I., Ferreira, E.J.G., Castellón, E.G. *Homem, Ambiente e Ecologia no Estado de Roraima*. Manaus, INPA, pp. 325–335.
- Benchimol, M., Venticinque, E.M. 2014.** Responses of primates to landscape change in Amazonian land-bridge islands a multi-scale analysis. *Biotropica*, 46: 470–478.
- Benchimol, M., Peres, C.A. 2015.** Edge-mediated compositional and functional decay of tree assemblages in Amazonian forest islands after 26 years of isolation. *J Ecol*, 103: 408–420.
- Bernarde, P.S. 2012.** *Anfíbios e Répteis: Introdução ao estudo da Herpetofauna Brasileira*. Anolisbooks, São Paulo.
- Brusquetti, F., Jansen, M., Barrio-Amarós, C., Segalla, M., Haddad, C.F.B. 2014.** Taxonomic review of *Scinax fuscomarginatus* (Lutz, 1925) and related species (Anura, Hylidae). *Zool J Linn Soc.*, 171: 783–821.
- Caminer, M., Ron, S. R. 2014.** Systematics of treefrogs of the *Hypsiboas calcaratus* and *Hypsiboas fasciatus* species complex (Anura, Hylidae) with the description of four new species. *ZooKeys*, 370: 1–68.
- Caminer, M., Milá, B., Jansen, M., Fouquet, A., Venegas, P.J., Chávez, G., Loughheed, S.C., Ron, S.R. 2017.** Systematics of the *Dendropsophus*

leucophyllatus species complex (Anura: Hylidae): Cryptic diversity and the description of two new species. PLoS One, 12: e0171785: 1–42.

Caramaschi, U. 2010. Notes on the taxonomic status of *Elachistocleis ovalis* (Schneider, 1799) and description of five new species of *Elachistocleis* Parker, 1927 (Amphibia, Anura, Microhylidae). Boletim do Museu Nacional, 527: 1–30.

Caramaschi, U., Orrico, V.G.D., Faivovich, J., Dias, I.R., Sole, M. 2013. A new species of *Allophryne* (Anura: Allophrynidae) from the Atlantic Rain Forest biome of Eastern Brazil. Herpetologica, 69: 480–491.

Carvalho, C.M., Nascimento, S.P., Cardoso, S.R.T., Azarak, P.A. 2017. Vertebrados Terrestres de Roraima – anfíbios. Biologia Geral e Experimental, 17: 7–20.

Carvalho, T.R., Azarak, P., Bang, D., Duellman, W., Giaretta, A. 2017. A reassessment of the vocalization and distribution of *Scinax exiguus* (Duellman, 1986) (Anura: Hylidae) in the Amazonian savanna of Roraima, northern Brazil, with the description of its aggressive call. Neotropical Biodiversity, 3: 196–202.

Castroviejo-Fisher, S., Perez-Pena, P.E., Padial, J.M., Guayasamin, J.M. 2012. A Second Species of the Family Allophrynidae (Amphibia: Anura). Am. Mus. Novit., 3739: 1–17.

Clarke, K.R., Green, R.H. 1988. Statistical design and analysis for a 'biological effects' study. Marine Ecology Progress Series, 92: 213–226.

Cole, C.J., Townsend, C.R., Reynolds, R.P., MacCulloch, R. D., Lathrop, A. 2013. Amphibians and reptiles of Guyana, South America: illustrated keys, annotated species accounts, and a biogeographic synopsis. Proceedings of the Biological Society of Washington, 125: 317–578.

Cooper, A. 1981. The origin and stability of tropical edaphic savanna on groundwater podzols in Guyana. Tropical Ecology, 22: 99–115.

Crawford, A.J., Cruz, C., Griffith, E., Ross, H., Ibáñez, R., Lips, K., Driskell, A.C., Bermingham, E., Crump, P. 2012. DNA barcoding applied to ex situ tropical amphibian conservation programme reveals cryptic diversity in captive populations. Molecular Ecology Resources, 13: 1005–1018.

De Sá, R.O., Heyer, W.R., Camargo, A. 2005. Are the frog genera *Leptodactylus* and *Vanzolinius* (Amphibia, Anura, Leptodactylidae) monophyletic? Phylogenetic and life history implications. Arquivos do Museu Nacional, Rio de Janeiro, 63: 707–726.

De Sá, R.O., Streicher, J.W., Sekonyela, R., Forlani, M.C., Loader, S.P., Greenbaum, E., Richards, S., Haddad, C.F. 2012. Molecular phylogeny of microhylid frogs (Anura: Microhylidae) with emphasis on relationships among New World genera. BMC Evol. Biol., 12: 1–241.

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): Phylogeny, the Relevance of Non-molecular Evidence, and Species Accounts. *South American Journal of Herpetology*, 9: 1–128.

Dias-Terceiro, R.G., Kaefer, I.L., de Fraga, R., de Araújo, M.C., Simões, P.I., Lima, A.P. 2015. A matter of scale: historical and environmental factors structure anuran assemblages from the Upper Madeira River, Amazonia. *Biotropica*, 47: 259–266.

Dixo, M., Metzger, J.P. 2010. The matrix-tolerance hypothesis: An empirical test with frogs in the Atlantic Forest. *Biodivers. Conserv.*, 19: 3059–3071.

Dos Santos, S.P., Ibanez, R., Ron, S.R. 2015. Systematics of the *Rhinella margaritifera* complex (Anura, Bufonidae) from western Ecuador and Panama with insights in the biogeography of *Rhinella alata*. *Zookeys*, 501: 109–145.

Doyle, J.J., Doyle, J.L. 1987. A rapid DNA isolation procedure for small quantities of fresh leaf tissue. *Phytochem. Bull.*, 19: 11–15.

Drummond, A.J., Suchard, M.A., Xie, D., Rambaut, A. 2012. Bayesian phylogenetics with BEAUti and the BEAST 1.7. *Molecular Biology and Evolution*, 29: 1969–1973.

Duellman, W.E. 1986. Two new species of *Oloolygon* (Anura: Hylidae) from the Venezuelan Guyana. *Copeia*, 4: 864–870.

Emer, C., Venticinque, E.M., Fonseca, C.R. 2013. Effects of dam-induced landscape fragmentation on Amazonian ant–plant mutualistic networks. *Conserv Biol.*, 27: 763–773.

Emsley, M.G. 1965. Speciation in *Heliconius* (Lep., Nymphalidae): Morphology and geographic distribution. *Zoologica*, 50: 191–254.

Endler, J.A. 1977. Geographic variation, speciation, and clines. Princeton University Press, New Jersey.

Faivovich, J., Haddad, C.F.B., Garcia, P.C.A., Frost, D.R., Campbell, J.A., Wheeler, W.C. 2005. Systematic review of the frog family Hylidae, with special reference to Hylinae: phylogenetic analysis and taxonomic revision. *Bulletin of the American Museum of Natural History*, 294: 1–240.

Faivovich, J., Haddad, C.F.B., Baeta, D., Jungfer, K.H., Alvares, G.F.R., Brandao, R.A., Sheil, C., Barrientos, L.S., Barrio-Amoros, C.L., Cruz, C.A.G., Wheeler, W. C. 2010. The phylogenetic relationships of the charismatic poster frogs, Phyllomedusinae (Anura, Hylidae). *Cladistics*, 26: 227–261.

Fearnside, P.M. 2006. Dams in the Amazon: Belo Monte and Brazil's hydroelectric development of the Xingu River Basin. *Environmental Management*, 38:16–27.

Felsenstein, J. 1985. Phylogenies and the comparative method. *American Naturalist*, 125: 1–15.

Ferrão, M., Colatreli, O., de Fraga, R., Kaefer, I.L., Moravec, J., Lima, A.P. 2016. High Species Richness of *Scinax* Treefrogs (Hylidae) in a Threatened Amazonian Landscape Revealed by an Integrative Approach. *PLoS ONE*, 11: e0165679.

Ferrão, M., Moravec, J., Fraga, R., Almeida, A.P., Kaefer, I.L., Lima, A.P. 2017. A new species of *Scinax* from the Purus-Madeira interfluvio, Brazilian Amazonia (Anura, Hylidae). *ZooKeys*, 706: 137–162.

Ferreira, E., Zuanon, J., Forsberg, B., Goulding, M., Briglia-Ferreira, R. 2007. Rio Branco: peixes, ecologia e conservação. Gráfica Biblos. 201pp.

Fouquet, A., Gilles, A., Vences, M., Marty, C., Blanc, M., Gemmell, N.J. 2007. Underestimation of species richness in Neotropical frogs revealed by mtDNA analyses. *PLoS ONE*, 2: e1109.

Fouquet, A., Pineau, K., Rodrigues, M., Mailles, J., Schneider, J. B., Ernst, R., Dewynter, M. 2013. Endemic or exotic: The phylogenetic position of the Martinique Volcano Frog *Allobates chalcopis* (Anura: Dendrobatidae) sheds light on its origin and challenges current conservation strategies. *System. Biodivers.*, 11: 87–101.

Fouquet, A., Souza, S.M., Nunes, P.M., Kok, P., Curcio, F.F., Carvalho, C.M., Grant, T., Rodrigues, M.T. 2015. Two new endangered species *Anomaloglossus* (Anura: Aromobatidae) from Roraima State, northern Brazil. *Zootaxa*, 3926: 191–210.

Fouquet, A., Martinez, Q., Zeidler, L., Courtois, E.A., Gaucher, P., Blanc, M., Dias Lima, J., Marques Souza, S., Rodrigues, M. T., Kok, P. J. R. 2016. Cryptic diversity in the *Hypsiboas semilineatus* species group (Amphibia, Anura) with the description of a new species from the eastern Guiana Shield. *Zootaxa*, 4084: 079–104.

Frost, D.R., Grant, T., Faivovich, J., Bain, R., Haas, A., Haddad, C.F.B., ..., Wheeler, W.C. 2006. The Amphibian Tree of Life. *Bull. Am. Mus. Nat. Hist.*, 297: 1–291.

Frost, D R. 2018. Amphibian Species of the World: an Online Reference. Version 6.0 (26/05/2018). Electronic Database accessible at <http://research.amnh.org/herpetology/amphibia/index.html>. American Museum of Natural History, New York, USA.

Funk, W.C., Caminer, M., Ron, S.R. 2011. High levels of cryptic species diversity uncovered in Amazonian frogs. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 279: 1806–1814.

- Gascon, C., Lovejoy, T.E., Bierregaard, R.O., Malcom, J.R., Stouffer, P.C., Vasconcelos, H.L., Laurance, W.F., Zimmerman, B., Tocher, M., Borges, S. 1999.** Matrix habitat and species richness in tropical forest remnants. *Biol. Conserv.*, 91: 223–229.
- Gehara, M., Crawford, A.J, Orrico, V.G.D., Rodriguez, A., Lotters, S. Fouquet, A., ..., J. Kohler. 2014.** High Levels of Diversity Uncovered in a Widespread Nominal Taxon: Continental Phylogeography of the Neotropical Tree Frog *Dendropsophus minutus*. *PLoS ONE* 9(9): e103958.
- Gordo, M., Carvalho, V.T., Oliveira, M.E., Dubyna, F.A., Lemos, M., Bernhard, V.C.D., Nascente, L.B., Seixas, M. 2009.** Diagnóstico Ambiental do Parque nacional do Viruá. Relatório Técnico, 43 p.
- Gordo, M., Azarak, P., Carvalho, V.T. 2014.** Relatório de Herpetologia. Diagnóstico ambiental do Parque Nacional Serra da Mocidade e Estação Ecológica Niquiá. Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, 23 p.
- Gordo, M., Toeldo, L.F., Suarez, P., Kawashita-Ribeiro, R.A., Avila, R.W., Morais, D.H., Nunes, I. 2013.** A New Species of Milk Frog of the Genus *Trachycephalus tschudi* (Anura, Hylidae) from the Amazonian Rainforest. *Herpetologica*, 69: 466–479.
- Guarnizo, C.E., Paz, A., Muñoz-Ortiz, A., Flechas, S.V., Méndez-Narváez, J., Crawford, A.J. 2015.** DNA Barcoding Survey of Anurans across the Eastern Cordillera of Colombia and the Impact of the Andes on Cryptic Diversity. *PLoS ONE*, 10 (5): e0127312.
- Haffer, J. 1969.** Speciation in Amazonian Forest Birds. *Science*, 165: 131–137.
- Haffer, J. 1997.** Alternative models of vertebrate speciation in Amazonia: an overview. *Biodiversity and Conservation*, 6: 451–476.
- Haga, I. A., Andrade, F.S., Bruschi, D.P., Recco-Pimentel, S.M., Giarretta, A.A. 2017.** Unrevealing the leaf frogs Cerrado diversity: A new species of *Pithecopus* (Anura, Arboranae, Phyllomedusidae) from the Mato Grosso state, Brazil. *PLoS ONE*, 12: E0184631.
- Heyer, W.R. 1995.** South American rocky habitat *Leptodactylus* (Amphibia: Anura: Leptodactylidae) with description of two new species. *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 108: 695–716.
- Heyer, W.R., De Sá, R.O. 2011.** Variation, systematics, and relationships of the *Leptodactylus bolivianus* complex (Amphibia: Anura: Leptodactylidae). *Smithsonian Contributions to Zoology*, 635: 1–58.
- Hoogmoed, M.S., Galatti, U. 2018.** Censo da Biodiversidade da Amazônia Brasileira. Grupo: Anura (30 March 2017). <http://www.museu-goeldi.br/censo/> Museu Paraense Emilio Goeldi, Belém.

Hoorn, C., Wesselingh, F.P., ter Steege, H., Bermudez, M.A., Mora, A., Sevink, J., ..., Antonelli A. 2010. Amazonia through time: Andean uplift, climate change, landscape evolution, and biodiversity. *Science*, 330: 927–931.

Jansen, M., Bloch, R., Schulze, A., Pfenninger, M. 2011. Integrative inventory of Bolivia's lowland anurans reveals hidden diversity. *Zoologica Scripta*, 40: 567–583.

Jungfer, K.H., Hodl, W. 2002. A new species of *Osteocephalus* from Ecuador and a redescription of *O. lepreurii* (Duméril & Bibron, 1841) (Anura: Hylidae). *Amphibia-Reptilia*, 23: 21–46.

Jungfer, K.H., Faivovich, J., Padial, J.M., Castroviejo-Fisher, S., Lyra, M.M., Berneck, B.V.M., ..., Haddad, C.F.B. 2013. Systematics of spiny-backed treefrogs (Hylidae: *Osteocephalus*): an Amazonian puzzle. *Zoologica Scripta*, 42: 351–380.

Junk, W.J., Mello, J.A.S.N. 1990. Impactos ecológicos das represas hidrelétricas na bacia amazônica brasileira. *Estudos Avançados*, 4: 126–143.

Kaefer, I.L., Tsuji-Nishikido, B.M., Mota, E.P., Farias, I.P., Lima, A.P. 2013. The early stages of speciation in Amazonian forest frogs: phenotypic conservatism despite strong genetic structure. *Evolutionary Biology*, 40: 228–245.

Kimura, M. 1980. A simple method for estimating evolutionary rates of base substitutions through comparative studies of nucleotide sequences. *Journal of Molecular Evolution*, 16: 111–120.

Kok, P.J.R., Kalamandeen, M. 2008. Introduction to the Taxonomy of the Amphibians of Kaieteur National Park, Guyana. *Abc Taxa*, Brussels.

Kok, P.J., MacCulloch, R.D., Means, D.B., Roelants, K., Van Bocxlaer, I., Bossuyt, F. 2012. Low genetic diversity in tepui summit vertebrates. *Curr. Biol.*, 22: R589–R590.

Ladeira, L.F.B., Dantas, M.E. 2014. Compartimentação Geomorfológica - Geodiversidade do Estado de Roraima. CPRM, Manaus.

Leite, R.N., Rogers, D.S. 2013. Revisiting Amazonian phylogeography: insights into diversification hypotheses and novel perspectives. *Organisms Diversity and Evolution*, 13: 639–664.

Lima, A. P., Simões, P. I., Kaefer, I. L. 2015. A new species of *Allobates* (Anura: Aromobatidae) from Parque Nacional da Amazônia, Pará State, Brazil. *Zootaxa*, 3980: 501–525.

Lima, J.R., Galatti, U., Lima, C.J., Fáveri, S.B., Vasconcelos, H.L., Neckel-Oliveira, S. 2015. Amphibians on Amazonian land-bridge islands are affected more by area than isolation. *Biotropica*, 47: 369–376.

Lima, A.P., Magnusson, W.E., Menin, M., Erdtmann, L.K., Rodrigues D.J., Keller, C., Hodl, W. 2006. Guia de Sapos da Reserva Adolpho Ducke, Amazônia Central. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, INPA, Manaus.

Lougheed, S.C., Gascon, C., Jones, D.A., Bogart, J.P., Boag, P.T. 1999. Ridges and rivers: a test of competing hypotheses of Amazonian diversification using a dartpoison frog (*Epipedobates femoralis*). Proc R. Soc. Land B., 266: 1829–1835.

Lyra, M. L., Haddad, C.F.B., Azeredo-Espin, A.M.L. 2016. Meeting the challenge of DNA barcoding Neotropical amphibians: polymerase chain reaction optimization and new COI primers. Molecular Ecology Resources, 17: 966–980.

Martins, M. 1998. The frogs of the Ilha de Maracá. Pp. 285–306, in: Millikem, W., Ratter, J.A. (eds.), Maracá: Biodiversity and Environment of an Amazonian Rainforest. John Wiley & Sons Ltda, Londres.

Menin, M., Carvalho, V.T., Almeida, A.P., Gordo, M., Oliveira, D.P., Luiz, L. F., Campos, J.V., Hrbek, T. 2017. Amphibians from Santa Isabel do Rio Negro, Brazilian Amazonia. Phyllomedusa, 16: 183–199.

MME (Ministério de Minas e Energia). 2011. Plano Decenal de Expansão de Energia 2020. MME, Empresa de Pesquisa Energética (EPE). Brasília, [Http://www.epe.gov.br/PDEE/20111229_1.pdf](http://www.epe.gov.br/PDEE/20111229_1.pdf).

Moraes, L.J.C.L., Almeida, A.P., Fraga, R., Rojas, R.R., Pirani, R.M., Silva, A.A. A., ..., Werneck, F.P. 2017. Integrative overview of the herpetofauna from Serra da Mocidade, a granitic mountain range in northern Brazil. ZooKeys, 715: 103–159.

Moravec, J., Aparicio, J., Guerrero-Reinhard, M., Calderon, G., Jungfer, K. H., Gvozdik, V. 2009. A new species of *Osteocephalus* (Anura: Hylidae) from Amazonian Bolivia: first evidence of tree frog breeding in fruit capsules of the Brazil nut tree. Zootaxa, 2215: 37–54.

Motta, J., Menin, M., Almeida, A.P., Hrbek, T., Farias, I.P. 2018. When the unknown lives next door: a study of central Amazonian anurofauna. Zootaxa, 4438: 79–104.

Myers, N., Mittermeier, R.A., Mittermeier, C.G., da Fonseca, G.A.B., Kent, J. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. Nature, 403: 853–858.

Naka, L.N., Cohn-Haft, M., Mallet-Rodrigues, F., Santos, M.P.D., Torres, M.F. 2006. The avifauna of the Brazilian State of Roraima: bird distribution and biogeography in the Rio Branco Basin. Revista Brasileira de Ornitologia, 14: 197–238.

Naka, L.N., Cohn-Haft, M., Whittaker, A., Mazar-Barnett, J., Torres, M.F. 2007. Avian biogeography of Amazonian flooded forest in the Rio Branco basin, Brazil. The Wilson Journal of Ornithology, 119: 439–449.

Naka, L.N., Brumfield, R.T. 2018. The dual role of Amazonian rivers in the generation and maintenance of avian diversity. *Science Advances*, 4: eaar8575.

Narvaes, P., Rodrigues, M.T. 2009. Taxonomic revision of *Rhinella granulosa* species group (Amphibia, Anura, Bufonidae), with a description of a new species. *Arquivos de Zoologia*, 40: 1–73.

Navas, C.A., Otani, L. 2007. Physiology, environmental change, and anuran conservation. *Phyllomedusa*, 83–103, DOI: 10.11606/issn.2316-9079.v6i2p83-103.

Nores, M. 1999. An alternative hypothesis for the origin of Amazonian bird diversity. *Journal of Biogeography*, 26: 475–485.

O'shea, M. 1989. The Herpetofauna of Ilha de Maracá, State of Roraima, Northern Brazil. Pp. 51-72, in: Herpetological Societies Symposium on Captive Breeding, British Herpetological Societ.

Oksanen, J., Blanchet, F.G., Friendly, M., Kindt, R., Legendre, P., McGlinn, D., ..., Wagner, H. 2018. *Vegan: Community Ecology Package*. <https://CRAN.R-project.org/package=vegan>.

Orrico, V.G.D., Peloso, P.L.V., Sturaro, M.J., Silva-Filho, H.F., Neckel-Oliveira, S., ..., Haddad, C.F.B. 2014. A new “Bat-Voiced” species of *Dendropsophus* Fitzinger, 1843 (Anura: Hylidae) from the Amazon Basin, Brazil. *Zootaxa*, 4: 341–361.

Orrico, V.G.D., Nunes, I., Mattedi, C., Fouquet, A., Lemos, A.W., Rivera-Correa, M., ..., Haddad, C.F.B. 2017. Integrative taxonomy supports the existence of two distinct species within *Hypsiboas crepitans* (Anura: Hylidae). *Salamandra* 53: 99–113.

Ortiz, D.A., Lima, A.P., Werneck, F.P. 2018. Environmental transition zone and rivers shape intraspecific population structure and genetic diversity of an Amazonian rain forest tree frog. *Evolutionary Ecology*, 32: 1–20.

Palumbi, S.R. 1996. Nucleic acids II: the polymerase chain reaction. Pp. 205–247, in: Hillis, D.M., Moritz, C., Mable, B.K. (Eds.), *Molecular Systematics*. Sinauer & Associates Inc., Massachusetts.

Patton, J.L., Silva, M.N.F. 2001. Molecular phylogenetics and the diversification of Amazonian mammals. Pp. 139–164, in: Vieira, I.C.G., Silva, J.M.C., Oren, D.C., D'Incao, M.A. (Eds.) *Diversidade biológica e cultural da Amazônia.*, Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém.

Posada, D., Buckley, T.R. 2004. Model selection and model averaging in phylogenetics: Advantages of Akaike information criterion and Bayesian approaches over likelihood ratio tests. *Systematic Biology*, 53: 798–808.

R Core Team. 2018. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. <https://www.R-project.org/>.

Rada, M., Jeckel, A.M., Caorsi, V.Z., Barrientos, L.S., Rivera-Correa, M. Grant, T. 2017. A Remarkable New White-Eyed Glassfrog Species of *Sachatamia* from Colombia (Anura: Centrolenidae), with Comments on the Systematics of the Genus. *South Am. J. Herpetol.*, 12: 157–173.

Ribas, C.C., Aleixo, A., Nogueira, A.C.R., Miyaki, C.Y., Cracraft, J. 2012. A palaeobiogeographic model for biotic diversification within Amazonia over the past three million years. *Proceedings - Royal Society. Biological Sciences*, 279: 681–689.

Ribeiro Jr., J.R., Lima, A.P., Magnusson, W.E. 2012. The Effect of Riparian Zones on Species Diversity of Frogs in Amazonian Forests. *Copeia*, 3: 375–381.

Rojas, R.R., Carvalho, V.T., Gordo, M., Ávila, R.W., Farias, I.P., Hrbek, T. 2014. A new species of *Amazophrynella* (Anura: Bufonidae) from the southwestern part of the Brazilian Guiana Shield. *Zootaxa*, 3753: 79–95.

Rojas, R.R., Carvalho, V.T., Ávila, R.W., Farias, I.P., Gordo, M., Hrbek, T. 2015. Two new species of *Amazophrynella* (Amphibia: Anura: Bufonidae) from Loreto, Peru. *Zootaxa*, 3946: 79–103.

Rojas, R.R., Fouquet, A., Ron, S.R., Hernández-Ruz, E. J., Melo-Sampaio, P.R., Chaparro, J.C., Hrbek, T. 2018. A Pan-Amazonian species delimitation: high species diversity within the genus (Anura: Bufonidae). *PeerJ*, 6: e494.

Rull, V. 2008. Speciation timing and neotropical biodiversity: the Tertiary Quaternary debate in the light of molecular phylogenetic evidence. *Molecular Ecology*, 17: 2722–2729.

Saitou, N., Nei, M. 1987. The Neighbor-Joining Method: a new method for reconstructing phylogenetic trees. *Molecular Biology Evolution*, 4: 406–425.

Seger, K.R. 2014. Análise da identidade taxonômica de *Dendropsophus nanus* e *Dendropsophus walfordi* (Anura, Hylidae) com base em dados moleculares. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual de Campinas. 58p.

Salducci, M.D., Marty, C., Chappaz, R., Gilles, A. 2002. Molecular phylogeny of French Guiana Hylinae: implications for the systematic and biodiversity of the neotropical frogs. *C.R. Biol.*, 325: 141–153.

Salerno, P.E., Ron, S.R., Señaris, J.C., Rojas-Runjaic, F.J.M., Noonan, B.P., Cannatella, D.C. 2012. Ancient tepui summits harbor young rather than old lineages of endemic frogs. *Evolution*, 66: 3000–3013.

Schaefer, C.E.R.G., Vale Júnior, J.F. 1997. Mudanças climáticas e evolução da paisagem em Roraima: uma resenha do Cretáceo ao recente. Pp. 231–261, in:

Barbosa, R.I., Ferreira, E.J.G., Castello, E.G. (Ed.). Homem, ambiente e ecologia no Estado de Roraima. INPA, Manaus.

Schulze, A., Jansen, M., Koehler, G. 2015. Tadpole diversity of Bolivia's lowland anuran communities: Molecular identification, morphological characterization, and ecological assignment. *Zootaxa*, 4016: 1–111.

Segalla, M.V., Caramaschi, U., Cruz, C.A.G., Garcia, P.C.A., Grant, T., Haddad, C.F.B., Langone, P. 2016. Brazilian amphibians - List of species.

Señaris, J.C., Padrón, M.M.A., Gil, H.R., Rojas-Runjaic, F.J.M. 2018. Guia ilustrada de los anfibios y reptiles del valle de Caracas, Venezuela. Ed. IVIC, Instituto Venezolano de Investigaciones Científicas (IVIC). Caracas, Venezuela.

Silvano, D.L., Segalla, M.V. 2005. Conservação de anfíbios no Brasil. *Megadiversidade*, 1: 79–86.

Simões, P.I., Lima, A.P., Magnussen, W.E., Hodl, W., Amézquita, A. 2008. Acoustic and Morphological Differentiation in the Frog *Allobates femoralis*: Relationships with the Upper Madeira River and Other Potential Geological Barriers. *Biotropica*, 40: 607–614.

Simões, P.I., Lima, A.P., Farias, I.P., 2010. The description of a cryptic species related to the pan-Amazonian frog *Allobates femoralis* (Boulenger 1883) (Anura: Aromobatidae). *Zootaxa*, 2406: 1–28.

Vale Junior, J.F., Sousa, M.I.L. 2005. Caracterização e Distribuição dos Solos das savanas de Roraima. Pp. 61–77, in: Barbosa, R.I., Xaud, H.A.M, Costa e Sousa, J.M. (Eds). Savanas de Roraima: Etnografia, Biodiversidade e Potencialidades Agrossilvipastoris. FEMACT, Boa Vista.

Valentini, A., Pompanon, F., Taberlet, P. 2009. DNA barcoding for ecologists. *Trends in Ecology & Evolution*, 24: 110–117.

Vallinoto, M., Sequeira, F., Sodre, D., Bernardi, J.A.R., Sampaio, I., Schneider, H. 2010. Phylogeny and biogeography of the *Rhinella marina* species complex (Amphibia, Bufonidae) revisited: implications for Neotropical diversification hypotheses. *Zool. Scr.*, 39: 128–140.

Vanzolini, P.E., Willians, E.E. 1970. South American Anoles: the geographic differentiation and evolution *Anolis chrysolepis* species group (Sauria: Iguanidae). *Arquivos de Zoologia*, 19: 1–298.

Veiga-Menoncello, A.C.P., Lourenco, L.B., Strussmann, C., Rossa-Feres, D.C., Andrade, G.V., Giaretta, A.A., Recco-Pimentel, S.M. 2014. A phylogenetic analysis of *Pseudopaludicola* (Anura) providing evidence of progressive chromosome reduction. *Zool. Scr.*, 43: 261–272.

Vences, M., Thomas, M., Meijden, A. van der, Chiari, Y., Vieites, D.R. 2005. Comparative performance of the 16S rRNA gene in DNA barcoding of amphibians. *Frontiers in Zoology*, 2: 1–12.

Vences, M., Thomas, M., Bonett, R., Vieites, D.R. 2010. Deciphering amphibian diversity through DNA barcoding: chances and challenges. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 360: 1859–1868.

Vieites, D.R., Wollenberg, K.C., Andreone, F, Kohler, J., Glaw, F., Vences, M. 2009. Vast underestimation of Madagascar's biodiversity evidenced by an integrative amphibian inventory. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA*, 106: 8267-8272.

Young, B.E., Stuart, S.N., Chanson, J.S., Cox, N.A., Boucher, T.M. 2004. Disappearing jewels: the status of new world amphibians. *Appl. Herpetol.*, 2: 429–435.

Zhang, P., Liang, D., Mao, R.-L., Hillis, D.M., Wake, D.B., Cannatella, D.C. 2013. Efficient sequencing of anuran mtDNAs and a mitogenomic exploration of the phylogeny and evolution of frogs. *Molecular biology and evolution*, 30: 1899–915.

ANEXOS

Anexo I. Informações sobre os pontos de amostragem na bacia do rio Branco.

N local	Localidade	Porção	Latitude	Longitude	Hábitat
1	Baixo Rio Branco	BRB	S 00°05'54,2"	W 61°48'34,6"	Várzea
2	Baixo Rio Branco	BRB	S 00°33'40,5"	W 61°48'59,6"	Várzea
3	Baixo Rio Branco	BRB	S 00°44'00,7"	W 61°51'56,3"	Várzea
4	Baixo Rio Branco	BRB	S 00°58'03,4"	W 61°53'08,8"	Várzea
5	Baixo Rio Branco	BRB	S 01°20'55,2"	W 61°53'02,5"	Várzea
6	Baixo Rio Branco	BRB	N 01°08'43,8"	W 61°20'17,4"	Várzea
7	Baixo Rio Branco	BRB	N 00°46'27,3"	W 61°28'54,0"	Várzea
8	Baixo Rio Branco	BRB	N 00°41'40,4"	W 61°31'20,8"	Várzea
9	Baixo Rio Branco	BRB	N 00°41'48,7"	W 61°31'19,0"	Várzea
10	Baixo Rio Branco	BRB	S 00°57'51,6"	W 61°52'20,7"	Várzea
11	Baixo Rio Branco	BRB	S 01°21'16,0"	W 61°51'55,8"	Várzea
12	Baixo Rio Branco	BRB	N 01°08'25,5"	W 61°19'16,8"	Várzea
13	Baixo Rio Branco	BRB	N 00°45'39,0"	W 61°28'12,3"	Várzea
14	Baixo Rio Branco	BRB	N 01°34'55,7"	W 61°14'13,4"	Várzea
15	Baixo Rio Branco	BRB	S 00°04'42,9"	W 61°47'51,0"	Várzea
16	Baixo Rio Branco	BRB	S 00°54'34,8"	W 61°54'00,6"	Várzea
17	Baixo Rio Branco	BRB	S 01°03'28,0"	W 61°51'46,6"	Várzea
18	Baixo Rio Branco	BRB	S 01°03'40,4"	W 61°51'50,6"	Várzea
19	Baixo Rio Branco	BRB	S 01°17'50,9"	W 61°51'33,2"	Várzea
20	Caracarái (Faz. Marará)	BRB	N 01°45'57,02"	W 61°08'45,09"	Várzea
21	Caracarái (Faz. Zé Maria)	BRB	N 01°25'54,89"	W 60°51'25,54"	Contato campinarana-floresta
22	Caracarái (Igarapé Grande)	BRB	N 01°46'06,47"	W 61°07'11,65"	Contato campinarana-floresta

23	Caracará (Igarapé Grande)	BRB	N 1°46'00,35"	W 61°07'41,20"	Contato campinarana-floresta
24	ESEC Niquiá	BRB	N 00°49'15,6"	W 61°39'37,0"	Igapó
25	ESEC Niquiá	BRB	N 01°23'27,0"	W 61°39'03,0"	Igapó
26	PARNA Serra da Mocidade	BRB	N 01°04'09,4"	W 61°51'31,4"	Igapó
27	PARNA Serra da Mocidade	BRB	N 01°05'11,7"	W 61°57'28,5"	Igapó
28	PARNA Serra da Mocidade	BRB	N 01°12'32,1"	W 61°57'03,1"	Igapó
29	PARNA Serra da Mocidade	BRB	N 01°23'44,4"	W 61°40'11,5"	Contato campinarana-floresta
30	Rio Catrimani	BRB	N 00°30'11,2"	W 61°44'49,6"	Várzea
31	Rio Xeriuini	BRB	S 00°55'20,2"	W 61°54'27,7"	Igapó
32	Apiaú (Igarapé João Grande)	ARB	N 2°38'30,47"	W 61°17'07,41"	Contato floresta-savana
33	Bonfim (Igarapé da Vaca)	ARB	N 3°19'50,42"	W 59°50'39,41"	Savana
34	Cantá (Confiança)	ARB	N 02°14'06,06"	W 60°40'28,34"	Áreas abertas (pastagem)
35	Fazenda Bela Vista	ARB	N 03°09'39,69"	W 60°36'07,82"	Savana
36	Mucajá (Igarapé da Muda)	ARB	N 2°28'17,12"	W 60°55'29,35"	Contato floresta-savana
37	Mucajá (Igarapé Trairão)	ARB	N 2°28'47,99"	W 60°56'12,23"	Contato floresta-savana
38	Mucajá (Tamandaré)	ARB	N 02°35'22,56"	W 60°57'41,51"	Contato floresta-savana
39	Mucajá	ARB	N 02°27'30,86"	W 60°55'06,77"	Contato floresta-savana
40	Normandia (Igarapé Inamará)	ARB	N 3°52'23,05"	W 59°36'22,29"	Savana
41	Serra Grande II (Rio Quitauau)	ARB	N 2°28'46,08"	W 60°45'39,25"	Contato floresta-savana
42	Tepequém (SESC)	ARB	N 03°45'58,91"	W 61°42'58,91"	Contato floresta-savana
43	Tepequém (Paiva)	ARB	N 03°45'45,46"	W 61°45'17,48"	Mata de galeria e savana

Legenda: N_local = número de localidades; ARB = Porção superior da bacia do rio Branco; BRB = Porção baixa da bacia do rio Branco; PARNA = Parque Nacional; ESEC = Estação Ecológica.

Anexo II. Voucher dos espécimes coletados neste estudo.

Allophryne ruthveni (CZPB-AA 1748-1754), *Boana boans* (CZPB-AA 1774-1783), *Boana calcarata* (CZPB-AA 1696), *Boana geographica* (CZPB-AA 1760-1761), *Boana multifasciata* (CZPB-AA 1767-1768, AAG-UFU 5437), *Dendropsophus minusculus* (CZPB-AA 1679-1690, AAG-UFU 5462-5464, 5510-5516), *Dendropsophus minutus* (CZPB-AA 1755-1757), *Dendropsophus* gr. *microcephalus* (CZPB-AA 1694-1695), *Dendropsophus walfordi* (CZPB-AA 1691-1693), *Elachistocleis surumu* (AAG-UFU 5442-5448, CZPB-AA 1758-1759), *Leptodactylus guianensis* (AAG-UFU 5494-5495), *Leptodactylus longirostris* (AAG-UFU 5438-5441), *Leptodactylus myersi* (AAG-UFU 5489-5491, 5493), *Leptodactylus petersii* (AAG-UFU 5450-5451), *Leptodactylus validus* (AAG-UFU 5501), *Lysapsus laevis* (AAG-UFU 5459-5461, 5475-5487), *Osteocephalus leprieurii* (CZPB-AA 1704-1720, 1765-1766), *Osteocephalus oophagus* CZPB-AA 1697-1703, 1771-1773), *Osteocephalus taurinus* (CZPB-AA 1769-1770), *Physalaemus ephippifer* (CZPB-AA 1762-1764, AAG-UFU 5448-5449), *Pleurodema brachyops* (AAG-UFU 5465-5470), *Pristimantis vilarsi* (AAG-UFU 5496-5500, CZPB-AA 1746-1747), *Pseudis paradoxa* (AAG-UFU 5471-5474), *Pseudopaludicola boliviana* (AAG-UFU 5452-5458), *Scinax boesemani* (CZPB-AA 1741-1742), *Scinax exiguus* (AAG-UFU 5503-5509), *Scinax ruber* (CZPB-AA 1721-1722, 1734-1739), *Scinax* gr. *ruber* (CZPB-AA 1723-1725, 1730-1732), *Scinax* sp. 1 (CZPB-AA 1726-1729), *Scinax* sp. 2 (CZPB-AA 1740, 1743-1745).

Anexo III. Algumas espécies de anfíbios da bacia do rio Branco



(1) *Allophryne ruthveni*, (2) *Rhaebo guttatus*, (3) *Rhinella* gr. *margaritifera*, (4) *R. merianae*, (5) *Boana geographica* juvenil, (6) *B. geographica*, (7) *B. boans*, (8) *B. multifasciata*. Fotos 1, 2, 4, 8: Fernando Robert; Fotos 3, 5, 6: Jorge Macedo.

Anexo IV. Algumas espécies de anfíbios da bacia do rio Branco



(1) *Boana xerophylla*, (2) *B. xerophylla* em amplexo, (3) *Dendropsophus leucophyllatus* vista dorsal, (4) *D. leucophyllatus*, (5) *Osteocephalus taurinus*, (6) *O. oophagus*, (7) *O. leprieurii*, (8) *Trachycephalus typhonius*. Fotos 1, 2: Roberto Rojas; Fotos 5, 6, 8: Fernando Robert.

Anexo V. Algumas espécies de anfíbios da bacia do rio Branco



(1) *Lysapsus laevis*, (2) *Phitecopus hypochondrialis*, (3) *Adenomera hylaedactyla*, (4) *A. andreae*, (5) *Leptodactylus riveroi*, (6) *L. knudseni*, (7) *L. macrosternum*, (8) *L. guianensis*. Fotos 3, 8: Fernando Robert; Fotos 4, 5, 6: Jorge Macedo.

Anexo VI. Algumas espécies de anfíbios da bacia do rio Branco



(1) *Leptodactylus fuscus*, (2) *Elachistocleis surumu*, (3) *Typhlonectes cf. compressicauda*. Fotos 1, 2: Fernando Robert; Foto 3: Roberto Rojas.

Anexo VII. Informações sobre as amostras utilizadas nas análises genéticas

Espécie	Localidade	GenBank	Voucher	Autores
<i>Adenomera andreae</i>	Guiana Francesa	KC520683		Fouquet <i>et al.</i> 2013
<i>Adenomera andreae</i>	Guiana Francesa	KR811147		Fouquet <i>et al.</i> 2015
<i>Adenomera andreae</i>	Manaus, Amazonas, Brasil	KC477261		Pereira <i>et al.</i> 2015
<i>Adenomera andreae</i>	Colômbia	KP149377		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Adenomera andreae</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6285	Neste estudo
<i>Adenomera andreae</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6269	Neste estudo
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Bolívia	JF789892		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Manaus, Amazonas, Brasil	KC477260		Pereira <i>et al.</i> 2015
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Peru	DQ283063		Frost <i>et al.</i> 2006
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Pará, Brasil	AY943240		De Sá <i>et al.</i> 2005
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Oiapoque, Brasil	KR811148		Fouquet <i>et al.</i> 2015
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6313	Neste estudo
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 5954	Neste estudo
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6270	Neste estudo
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6196	Neste estudo
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6205	Neste estudo
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6204	Neste estudo
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6197	Neste estudo
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 5944	Neste estudo
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6053	Neste estudo
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Serra Grande, Roraima, Brasil		CTGA-N 6638	Neste estudo
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 5955	Neste estudo
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Apiaú, Roraima, Brasil		CTGA-N 6619	Neste estudo
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Serra Grande, Roraima, Brasil		CTGA-N 6639	Neste estudo

<i>Allophryne relicta</i>	Bahia, Brasil	KF582053		Caramaschi <i>et al.</i> 2013
<i>Allophryne relicta</i>	Bahia, Brasil	KY611479		Rada <i>et al.</i> 2017
<i>Allophryne ruthveni</i>	Venezuela	JQ436701		Castroviejo-Fisher <i>et al.</i> 2012
<i>Allophryne ruthveni</i>	Marabá, Pará, Brasil	KU495124		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Allophryne ruthveni</i>	Guiana	AY843564		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Allophryne ruthveni</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6303	Neste estudo
<i>Allophryne ruthveni</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6174	Neste estudo
<i>Allophryne ruthveni</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6082	Neste estudo
<i>Boana almendarizae</i>	Equador	JN970618		Funk <i>et al.</i> 2011
<i>Boana almendarizae</i>	Equador	JN970522		Funk <i>et al.</i> 2011
<i>Boana boans</i>	Venezuela	AY843610		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Boana boans</i>	Guiana Francesa	EU201105		Fouquet <i>et al.</i> 2007
<i>Boana boans</i>	Guiana Francesa	EF376055		Salducci <i>et al.</i> 2002
<i>Boana boans</i>	Colômbia	KP149456		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Boana boans</i>	Serra do Tepequém, Roraima, Brasil		CTGA-N 7236	Neste estudo
<i>Boana boans</i>	Serra Grande, Roraima, Brasil		CTGA-N 6623	Neste estudo
<i>Boana boans</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6155	Neste estudo
<i>Boana boans</i>	Apiaú, Roraima, Brasil		CTGA-N 6613	Neste estudo
<i>Boana boans</i>	Rio Catrimani, Roraima, Brasil		CTGA-N 6276	Neste estudo
<i>Boana boans</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6186	Neste estudo
<i>Boana calcarata</i>	Equador	JN970580		Funk <i>et al.</i> 2011
<i>Boana calcarata</i>	Equador	JN970548		Funk <i>et al.</i> 2011
<i>Boana calcarata</i>	Guiana Francesa	KR811160		Fouquet <i>et al.</i> 2015
<i>Boana calcarata</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6233	Neste estudo
<i>Boana crepitans</i>	Minas Gerais, Brasil	KU495261		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Boana crepitans</i>	Bahia, Brasil	KU495262		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Boana fasciata</i>	Equador	JN970626		Funk <i>et al.</i> 2011

<i>Boana fasciata</i>	Equador	JN970524		Funk <i>et al.</i> 2011
<i>Boana geographica</i>	Bolívia	KF723061		Schulze <i>et al.</i> 2015
<i>Boana geographica</i>	Bolívia	JF790119		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Boana geographica</i>	Bolívia	KF723059		Schulze <i>et al.</i> 2015
<i>Boana geographica</i>	Guiana Francesa	KU168903		Fouquet <i>et al.</i> 2016
<i>Boana geographica</i>	Guiana	AY843628		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Boana geographica</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6302	Neste estudo
<i>Boana geographica</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6293	Neste estudo
<i>Boana multifasciata</i>	Guiana	JN970642		Funk <i>et al.</i> 2011
<i>Boana multifasciata</i>	Guiana	AY843648		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Boana multifasciata</i>	Guiana Francesa	KR811154		Fouquet <i>et al.</i> 2015
<i>Boana multifasciata</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6583	Neste estudo
<i>Boana multifasciata</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6076	Neste estudo
<i>Boana multifasciata</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6074	Neste estudo
<i>Boana raniceps</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6085	Neste estudo
<i>Boana raniceps</i>	Guiana Francesa	AF467269		Salducci <i>et al.</i> 2002
<i>Boana raniceps</i>	São Paulo, Brasil	KU495287		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Boana raniceps</i>	Bolívia	KF723070		Schulze <i>et al.</i> 2015
<i>Boana raniceps</i>	Maranhão, Brasil	KU495288		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Boana raniceps</i>	Argentina	AY843657		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Boana wavrini</i>	Guaranta do Norte, Mato Grosso, Brasil	KU495290		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Boana wavrini</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 5950	Neste estudo
<i>Boana wavrini</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6289	Neste estudo
<i>Boana xerophylla</i>	Venezuela	KF157593		Escalona <i>et al.</i> 2013
<i>Boana xerophylla</i>	Colômbia	KP149477		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Boana xerophylla</i>	Venezuela	KT717075		Escalona <i>et al.</i> 2013
<i>Boana xerophylla</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6043	Neste estudo

<i>Boana xerophylla</i>	Mucajaí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6605	Neste estudo
<i>Boana xerophylla</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6301	Neste estudo
<i>Boana xerophylla</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6120	Neste estudo
<i>Boana xerophylla</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6046	Neste estudo
<i>Boana xerophylla</i>	Mucajaí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6607	Neste estudo
<i>Boana xerophylla</i>	Serra Grande, Roraima, Brasil		CTGA-N 6626	Neste estudo
<i>Boana xerophylla</i>	Serra do Tepequém, Roraima, Brasil		CTGA-N 7261	Neste estudo
<i>Boana xerophylla</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6581	Neste estudo
<i>Boana xerophylla</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6112	Neste estudo
<i>Boana xerophylla</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6113	Neste estudo
<i>Dendropsophus berthaltutzae</i>	Duque de Caxias, Rio de Janeiro, Brasil	AY843607		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Dendropsophus bipunctatus</i>	Bahia, Brasil	AY843608		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Dendropsophus bipunctatus</i>	Rio de Janeiro, Brasil	KM390783		Chaves <i>et al.</i> 2014
<i>Dendropsophus cachimbo</i>	Bolívia	JF790046		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Dendropsophus cachimbo</i>	Bolívia	JF790048		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Dendropsophus coffea</i>	Bolívia	JF790050		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Dendropsophus decipiens</i>	São Paulo, Brasil	KU495203		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Dendropsophus juliani</i>	Bolívia	JF790053		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Dendropsophus leali</i>	Bolívia	JF790060		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Dendropsophus leali</i>	Bolívia	JF790056		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Dendropsophus mathiasoni</i>	Meta, Colômbia	KP149304		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Dendropsophus mathiasoni</i>	Meta, Colômbia	KP149298		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Dendropsophus meridianus</i>	Rio de Janeiro, Brasil	KM390784		Chaves <i>et al.</i> 2014
<i>Dendropsophus microcephalus</i>	Santander, Colômbia	KP149423		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Dendropsophus microcephalus</i>	Santander, Colômbia	KP149404		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Dendropsophus minusculus</i>	Saint Georges, Guiana Francesa	KR811137		Fouquet <i>et al.</i> 2015
<i>Dendropsophus minusculus</i>	Oiapoque, Brasil	KR811136		Fouquet <i>et al.</i> 2015

<i>Dendropsophus minusculus</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6069	Neste estudo
<i>Dendropsophus minusculus</i>	Cantá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7164	Neste estudo
<i>Dendropsophus minusculus</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6568	Neste estudo
<i>Dendropsophus minusculus</i>	Mucajá, Roraima, Brasil		CTGA-N 6587	Neste estudo
<i>Dendropsophus minusculus</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6054	Neste estudo
<i>Dendropsophus minusculus</i>	Cantá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7165	Neste estudo
<i>Dendropsophus minusculus</i>	Serra do Tepequém, Roraima, Brasil		CTGA-N 7253	Neste estudo
<i>Dendropsophus nanus</i>	Guiana Francesa	JF973304		Fouquet <i>et al.</i> 2011
<i>Dendropsophus nanus</i>	Guiana Francesa	EF376062		Salducci <i>et al.</i> 2002
<i>Dendropsophus nanus</i>	Bolívia	JX187443		Schulze <i>et al.</i> 2015
<i>Dendropsophus nanus</i>	Bolívia	JX187442		Schulze <i>et al.</i> 2015
<i>Dendropsophus nanus</i>	Bolívia	JX187444		Schulze <i>et al.</i> 2015
<i>Dendropsophus nanus</i>	Maranhão, Brasil	KU495210		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Dendropsophus nanus</i>	Maranhão, Brasil	KU495211		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Dendropsophus nanus</i>	Argentina	AY549346		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Dendropsophus nanus</i>	Bolívia	JX187445		Schulze <i>et al.</i> 2015
<i>Dendropsophus nanus</i>	Bolívia	JF790099		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Dendropsophus nanus</i>	Bolívia	JF790105		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Dendropsophus nanus</i>	Bolívia	JX187441		Schulze <i>et al.</i> 2015
<i>Dendropsophus nanus</i>	Bolívia	JF790098		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Dendropsophus reichlei</i>	Bolívia	JF790108		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Dendropsophus reichlei</i>	Bolívia	JF790109		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Dendropsophus rhodopeplus</i>	Loreto, Peru	AY843658		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Dendropsophus rubicundulus</i>	São Paulo, Brasil	AY843661		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Dendropsophus sanborni</i>	Rio Claro, São Paulo, Brasil	KU517290		Vences <i>et al.</i> 2016
<i>Dendropsophus tritaeniatus</i>	Bolívia	JF790113		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Dendropsophus tritaeniatus</i>	Bolívia	JF790112		Jansen <i>et al.</i> 2011

<i>Dendropsophus walfordi</i>	Brasil	AY843683		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Dendropsophus walfordi</i>			CTGA-N 6109	Neste estudo
<i>Dendropsophus walfordi</i>			CTGA-N 6096	Neste estudo
<i>Elachistocleis bicolor</i>	Bolívia	KC179982		De Sá <i>et al.</i> 2012
<i>Elachistocleis cesarii</i>	São Paulo, Brasil	KU495224		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Elachistocleis ovalis</i>	Meta, Colômbia	KP149470		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Elachistocleis ovalis</i>	Casanare, Colômbia	KP149288		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Elachistocleis ovalis</i>	Guiana	DQ283405		Frost <i>et al.</i> 2006
<i>Elachistocleis surumu</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6056	Neste estudo
<i>Elachistocleis surumu</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6059	Neste estudo
<i>Elachistocleis surumu</i>	Mucajá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7212	Neste estudo
<i>Elachistocleis surumu</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6097	Neste estudo
<i>Elachistocleis surumu</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6141	Neste estudo
<i>Elachistocleis surumu</i>	Cantá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7157	Neste estudo
<i>Elachistocleis surumu</i>	Cantá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7182	Neste estudo
<i>Elachistocleis surumu</i>	Cantá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7158	Neste estudo
<i>Elachistocleis surumu</i>	Fazenda Bela Vista, Roraima, Brasil		CTGA-N 7227	Neste estudo
<i>Elachistocleis surumu</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6060	Neste estudo
<i>Elachistocleis surumu</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6079	Neste estudo
<i>Leptodactylus bolivianus</i>	Merida, Venezuela	HQ232835		Heyer & De Sá, 2011
<i>Leptodactylus bolivianus</i>	Vila Surumu, Roraima, Brasil	HQ232832		Heyer & De Sá, 2011
<i>Leptodactylus bolivianus</i>	Guiana	HQ232834		Heyer & De Sá, 2011
<i>Leptodactylus bolivianus</i>	Bolívia	HQ232840		Heyer & De Sá, 2011
<i>Leptodactylus bolivianus</i>	Madre de Dios, Peru	HQ232831		Heyer & De Sá, 2011
<i>Leptodactylus chaquensis</i>	Bolívia	JF789865		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Leptodactylus colombiensis</i>	Colômbia	KM091579		De Sá <i>et al.</i> 2014
<i>Leptodactylus colombiensis</i>	Colômbia	KP149468		Guarnizo <i>et al.</i> 2015

<i>Leptodactylus diedrus</i>	Venezuela	AY943230		De Sá <i>et al.</i> 2005
<i>Leptodactylus discodactylus</i>	Equador	AY943239		De Sá <i>et al.</i> 2005
<i>Leptodactylus fallax</i>	St. Peter, Montserrat	EF091415		Hedges & Heinicke 2007
<i>Leptodactylus fallax</i>		KM091583		De Sá <i>et al.</i> 2014
<i>Leptodactylus flavopictus</i>		KM091584		De Sá <i>et al.</i> 2014
<i>Leptodactylus fuscus</i>	Casanare, Colômbia	KP149398		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Leptodactylus fuscus</i>	Roraima	AY911264		Camargo <i>et al.</i> 2006
<i>Leptodactylus fuscus</i>	Guiana	DQ283404		Frost <i>et al.</i> 2006
<i>Leptodactylus fuscus</i>	Guiana Francesa	AY911273		Camargo <i>et al.</i> 2006
<i>Leptodactylus fuscus</i>	Caracarái, Roraima, Brasil		CTGA-N 6103	Neste estudo
<i>Leptodactylus griseigularis</i>	La Paz, Bolívia	EU368907		Padial <i>et al.</i> 2008
<i>Leptodactylus griseigularis</i>		KM091588		De Sá <i>et al.</i> 2014
<i>Leptodactylus guianensis</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6185	Neste estudo
<i>Leptodactylus guianensis</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6164	Neste estudo
<i>Leptodactylus guianensis</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6152	Neste estudo
<i>Leptodactylus guianensis</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6148	Neste estudo
<i>Leptodactylus guianensis</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6149	Neste estudo
<i>Leptodactylus guianensis</i>	Serra do Tepequém, Roraima, Brasil		CTGA-N 7230	Neste estudo
<i>Leptodactylus guianensis</i>	Mucajaí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6600	Neste estudo
<i>Leptodactylus guianensis</i>	Mucajaí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6601	Neste estudo
<i>Leptodactylus guianensis</i>	Mucajaí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6602	Neste estudo
<i>Leptodactylus guianensis</i>	Mucajaí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6599	Neste estudo
<i>Leptodactylus insularum</i>	Santander, Colômbia	KP149424		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Leptodactylus insularum</i>	Panamá	FJ784467		Crawford <i>et al.</i> 2010
<i>Leptodactylus knudseni</i>	Oiapoque, Brasil	KR811118		Fouquet <i>et al.</i> 2015
<i>Leptodactylus knudseni</i>	Madre de Dios, Peru	HQ259120		Heyer & De Sá, 2011
<i>Leptodactylus knudseni</i>		AY947863		Heyer <i>et al.</i> 2005

<i>Leptodactylus knudseni</i>	Equador	EF632056		Yanek <i>et al.</i> 2006
<i>Leptodactylus knudseni</i>	Casanare, Colômbia	KP149492		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Leptodactylus knudseni</i>	Guiana Francesa	KR811115		Fouquet <i>et al.</i> 2015
<i>Leptodactylus knudseni</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6307	Neste estudo
<i>Leptodactylus knudseni</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6159	Neste estudo
<i>Leptodactylus knudseni</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6131	Neste estudo
<i>Leptodactylus knudseni</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6143	Neste estudo
<i>Leptodactylus labyrinthicus</i>	Alta Floresta, Mato Grosso, Brasil	KU495325		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Leptodactylus labyrinthicus</i>	Gurupi, Tocantins, Brasil	KU495326		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Leptodactylus labyrinthicus</i>	São Paulo, Brasil	KU495327		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Leptodactylus leptodactyloides</i>	Acre, Brasil	KC477247		Pereira <i>et al.</i> 2015
<i>Leptodactylus longirostris</i>	Oiapoque, Brasil	KR811125		Fouquet <i>et al.</i> 2015
<i>Leptodactylus longirostris</i>		EU201119		Fouquet <i>et al.</i> 2007
<i>Leptodactylus longirostris</i>		KM091596		De Sá <i>et al.</i> 2014
<i>Leptodactylus longirostris</i>		EU201120		Fouquet <i>et al.</i> 2007
<i>Leptodactylus longirostris</i>	Cantá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7170	Neste estudo
<i>Leptodactylus longirostris</i>	Cantá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7171	Neste estudo
<i>Leptodactylus longirostris</i>	Cantá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7172	Neste estudo
<i>Leptodactylus longirostris</i>	Cantá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7173	Neste estudo
<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Tocantins, Brasil	KC477255		Pereira <i>et al.</i> 2015
<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Pernambuco, Brasil	KU495339		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Leptodactylus macrosternum</i>		KM091599		De Sá <i>et al.</i> 2014
<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6098	Neste estudo
<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Bonfim, Roraima, Brasil		CTGA-N 6655	Neste estudo
<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Bonfim, Roraima, Brasil		CTGA-N 6656	Neste estudo
<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Bonfim, Roraima, Brasil		CTGA-N 6657	Neste estudo
<i>Leptodactylus myersi</i>	Guiana Francesa	JN691169		Fouquet <i>et al.</i> 2012

<i>Leptodactylus myersi</i>	Guiana Francesa	KR811116		Fouquet <i>et al.</i> 2015
<i>Leptodactylus myersi</i>		KM091601		De Sá <i>et al.</i> 2014
<i>Leptodactylus myersi</i>	Mucajaí, Roraima, Brasil		CTGA-N 7218	Neste estudo
<i>Leptodactylus natalensis</i>		KM091602		De Sá <i>et al.</i> 2014
<i>Leptodactylus nesiotus</i>		KM091603		De Sá <i>et al.</i> 2014
<i>Leptodactylus pentadactylus</i>	Costa Rica	AY326017		Darst & Cannatella 2004
<i>Leptodactylus pentadactylus</i>	Mato Grosso, Brasil	KX032574		Gazoni <i>et al.</i> não publicado
<i>Leptodactylus pentadactylus</i>		AY947868		Heyer <i>et al.</i> 2005
<i>Leptodactylus pentadactylus</i>		KM091607		De Sá <i>et al.</i> 2014
<i>Leptodactylus peritoaktites</i>		AY947864		Heyer <i>et al.</i> 2005
<i>Leptodactylus petersii</i>		KM091608		De Sá <i>et al.</i> 2014
<i>Leptodactylus cf. petersii</i>	Bolívia	JF789910		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Leptodactylus cf. petersii</i>	Bolívia	JF789909		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Leptodactylus cf. petersii</i>	Bolívia	JF789907		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Leptodactylus petersii</i>	Apiaú, Roraima, Brasil		CTGA-N 6620	Neste estudo
<i>Leptodactylus petersii</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6315	Neste estudo
<i>Leptodactylus petersii</i>	Apiaú, Roraima, Brasil		CTGA-N 6622	Neste estudo
<i>Leptodactylus petersii</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6316	Neste estudo
<i>Leptodactylus petersii</i>	Serra Grande, Roraima, Brasil		CTGA-N 6629	Neste estudo
<i>Leptodactylus petersii</i>	Cantá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7153	Neste estudo
<i>Leptodactylus petersii</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6167	Neste estudo
<i>Leptodactylus petersii</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6166	Neste estudo
<i>Leptodactylus petersii</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6168	Neste estudo
<i>Leptodactylus petersii</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6675	Neste estudo
<i>Leptodactylus petersii</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6674	Neste estudo
<i>Leptodactylus petersii</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6161	Neste estudo
<i>Leptodactylus petersii</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6116	Neste estudo

<i>Leptodactylus petersii</i>	Cantá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7169	Neste estudo
<i>Leptodactylus petersii</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6202	Neste estudo
<i>Leptodactylus petersii</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 5940	Neste estudo
<i>Leptodactylus podicipinus</i>	Tocantins, Brasil	KU495354		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Leptodactylus podicipinus</i>	São Paulo, Brasil	KU495349		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Leptodactylus podicipinus</i>	Mato Grosso, Brasil	EF632048		Yanek <i>et al.</i> 2006
<i>Leptodactylus pustulatus</i>	Tocantins, Brasil	KC477259		Pereira <i>et al.</i> 2015
<i>Leptodactylus pustulatus</i>		KM091613		De Sá <i>et al.</i> 2014
<i>Leptodactylus rhodomystax</i>		EU201123		Fouquet <i>et al.</i> 2007
<i>Leptodactylus rhodomystax</i>		EU201122		Fouquet <i>et al.</i> 2007
<i>Leptodactylus rhodonotus</i>		KM091614		De Sá <i>et al.</i> 2014
<i>Leptodactylus rhodonotus</i>	La Paz, Bolívia	EU368908		Padial <i>et al.</i> 2008
<i>Leptodactylus riveroi</i>	Venezuela	AY943231		De Sá <i>et al.</i> 2005
<i>Leptodactylus riveroi</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6278	Neste estudo
<i>Leptodactylus riveroi</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6279	Neste estudo
<i>Leptodactylus riveroi</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6280	Neste estudo
<i>Leptodactylus riveroi</i>	Estação Ecológica Niquiá, Roraima, Brasil		CTGA-N 6292	Neste estudo
<i>Leptodactylus riveroi</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6145	Neste estudo
<i>Leptodactylus rugosus</i>		KM091615		De Sá <i>et al.</i> 2014
<i>Leptodactylus savagei</i>		AY947866		Heyer <i>et al.</i> 2005
<i>Leptodactylus savagei</i>		AY947862		Heyer <i>et al.</i> 2005
<i>Leptodactylus stenodema</i>		KM091617		De Sá <i>et al.</i> 2014
<i>Leptodactylus stenodema</i>	Guiana Francesa	JN691170		Fouquet <i>et al.</i> 2012
<i>Leptodactylus validus</i>	Granada	EF632059		Yanek <i>et al.</i> 2006
<i>Leptodactylus validus</i>	Kartabo, Guiana	JN691221		Fouquet <i>et al.</i> 2012
<i>Leptodactylus validus</i>	Tobago	EF632030		Yanek <i>et al.</i> 2006
<i>Leptodactylus validus</i>	Baramita, Guiana	EF632047		Yanek <i>et al.</i> 2006

<i>Leptodactylus validus</i>	Igarapé Cocal, Roraima, Brasil	EF632046		Yanek <i>et al.</i> 2006
<i>Leptodactylus validus</i>	Serra do Tepequém, Roraima, Brasil		CTGA-N 7233	Neste estudo
<i>Leptodactylus validus</i>	Mucajaí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6595	Neste estudo
<i>Leptodactylus validus</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6077	Neste estudo
<i>Leptodactylus validus</i>	Apiaú, Roraima, Brasil		CTGA-N 5281	Neste estudo
<i>Leptodactylus validus</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6150	Neste estudo
<i>Leptodactylus validus</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6151	Neste estudo
<i>Leptodactylus validus</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6691	Neste estudo
<i>Leptodactylus validus</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6686	Neste estudo
<i>Leptodactylus validus</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6557	Neste estudo
<i>Leptodactylus validus</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6689	Neste estudo
<i>Leptodactylus vastus</i>	Paraíba, Brasil	KU495368		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Leptodactylus vastus</i>	Salvador, Bahia, Brasil	KU495366		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Leptodactylus wagneri</i>	Guiana	JN691194		Fouquet <i>et al.</i> 2012
<i>Leptodactylus wagneri</i>	Guiana	JN691200		Fouquet <i>et al.</i> 2012
<i>Leptodactylus cf. wagneri</i>	Anavilhanas, Amazonas, Brasil	JN691220		Fouquet <i>et al.</i> 2012
<i>Lysapsus laevis</i>	Guiana	AY843696		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Lysapsus laevis</i>	Boa Vista, Roraima, Brasil	EF152998		Garda & Cannatella 2007
<i>Lysapsus laevis</i>	Bonfim, Roraima, Brasil		CTGA-N 6649	Neste estudo
<i>Lysapsus laevis</i>	Cantá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7161	Neste estudo
<i>Lysapsus laevis</i>	Mucajaí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6610	Neste estudo
<i>Lysapsus limellus</i>	Amapá, Brasil	EF153001		Garda & Cannatella 2007
<i>Lysapsus limellus</i>	Brasil	EF153002		Garda & Cannatella 2007
<i>Osteocephalus oophagus</i>	Anavilhanas, Amazonas, Brasil	KF002081		Jungfer <i>et al.</i> 2013
<i>Osteocephalus oophagus</i>	Reserva Ducke, Amazonas, Brasil	KF002082		Jungfer <i>et al.</i> 2013
<i>Osteocephalus oophagus</i>	Guiana	KF002085		Jungfer <i>et al.</i> 2013
<i>Osteocephalus oophagus</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6255	Neste estudo

<i>Osteocephalus oophagus</i>	Estação Ecológica Niquiá, Roraima, Brasil		CTGA-N 6322	Neste estudo
<i>Osteocephalus oophagus</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6284	Neste estudo
<i>Osteocephalus oophagus</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6283	Neste estudo
<i>Osteocephalus taurinus</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6249	Neste estudo
<i>Osteocephalus taurinus</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6201	Neste estudo
<i>Osteocephalus taurinus</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 5936	Neste estudo
<i>Osteocephalus taurinus</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6251	Neste estudo
<i>Osteocephalus taurinus</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 5946	Neste estudo
<i>Osteocephalus taurinus</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6073	Neste estudo
<i>Osteocephalus taurinus</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6572	Neste estudo
<i>Osteocephalus leprieurii</i>	Rio Abacaxis, Amazonas, Brasil	KF002069		Jungfer <i>et al.</i> 2013
<i>Osteocephalus leprieurii</i>	Marabá, Pará, Brasil	KU495406		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Osteocephalus leprieurii</i>	Guiana	JQ742237		Kok <i>et al.</i> 2012
<i>Osteocephalus leprieurii</i>	Guiana	KF002062		Jungfer <i>et al.</i> 2013
<i>Osteocephalus leprieurii</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6162	Neste estudo
<i>Osteocephalus leprieurii</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6172	Neste estudo
<i>Osteocephalus leprieurii</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6199	Neste estudo
<i>Osteocephalus leprieurii</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6239	Neste estudo
<i>Osteocephalus leprieurii</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6229	Neste estudo
<i>Osteocephalus leprieurii</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 5949	Neste estudo
<i>Osteocephalus leprieurii</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6245	Neste estudo
<i>Osteocephalus leprieurii</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6180	Neste estudo
<i>Osteocephalus planiceps</i>	Loreto, Peru	FJ965294		Moravec <i>et al.</i> 2009
<i>Osteocephalus planiceps</i>	Leticia, Colômbia	KF002087		Jungfer <i>et al.</i> 2013
<i>Osteocephalus planiceps</i>	Napo, Equador	KF002088		Jungfer <i>et al.</i> 2013
<i>Osteocephalus planiceps</i>	Peru	KY211978		Moravec <i>et al.</i> 2009
<i>Osteocephalus planiceps</i>	Loreto, Peru	KF002090		Jungfer <i>et al.</i> 2013

<i>Physalaemus albonotatus</i>	Paraguai	KP146054		lourenco <i>et al.</i> 2015
<i>Physalaemus albonotatus</i>	Tangará da Serra, Mato Grosso, Brasil	KP146056		lourenco <i>et al.</i> 2015
<i>Physalaemus centralis</i>	Bolívia	JF789844		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Physalaemus cuqui</i>	Argentina	KP146071		lourenco <i>et al.</i> 2015
<i>Physalaemus cuvieri</i>	Rio Claro, São Paulo, Brasil	KU517281		Vences <i>et al.</i> 2016
<i>Physalaemus cuvieri</i>	Bolívia	JF789858		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Physalaemus cuvieri</i>	São Luis, Maranhão, Brasil	KP146021		lourenco <i>et al.</i> 2015
<i>Physalaemus ephippifer</i>	Belém, Pará, Brasil	HQ592353		Conte <i>et al.</i> Não publicado
<i>Physalaemus ephippifer</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6039	Neste estudo
<i>Physalaemus ephippifer</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6078	Neste estudo
<i>Physalaemus ephippifer</i>	Cantá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7168	Neste estudo
<i>Physalaemus ephippifer</i>	Serra do Tepequém, Roraima, Brasil		CTGA-N 7265	Neste estudo
<i>Physalaemus ephippifer</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6312	Neste estudo
<i>Physalaemus ephippifer</i>	Serra do Tepequém, Roraima, Brasil		CTGA-N 7264	Neste estudo
<i>Physalaemus erikae</i>	Bahia, Brasil	KP146008		lourenco <i>et al.</i> 2015
<i>Physalaemus fischeri</i>	Meta, Colômbia	KP149472		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Physalaemus fischeri</i>	Meta, Colômbia	KP149364		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Physalaemus fischeri</i>	Casanare, Colômbia	KP149328		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Physalaemus kroyeri</i>	Pernambuco, Brasil	KP146007		lourenco <i>et al.</i> 2015
<i>Physalaemus kroyeri</i>	Bahia, Brasil	KP146005		lourenco <i>et al.</i> 2015
<i>Physalaemus nattereri</i>	São Paulo, Brasil	KP146102		lourenco <i>et al.</i> 2015
<i>Physalaemus nattereri</i>	Mato Grosso do Sul, Brasil	KP146103		lourenco <i>et al.</i> 2015
<i>Pithecopus araguaianus</i>	Mato Grosso, Brasil	MF926299		Haga <i>et al.</i> 2017
<i>Pithecopus azureus</i>	Santa Fé, Argentina	GQ366247		Faivovich <i>et al.</i> 2010
<i>Pithecopus azureus</i>	Corumba, Mato Grosso, Brasil	GQ366248		Faivovich <i>et al.</i> 2010
<i>Pithecopus azureus</i>	Pocone, Mato Grosso, Brasil	MF926327		Haga <i>et al.</i> 2017
<i>Pithecopus centralis</i>	Chapada dos Guimarães, Mato Grosso, Brasil	GQ366289		Faivovich <i>et al.</i> 2010

<i>Pithecopus hypochondrialis</i>	Alcântara, Maranhão, Brasil	MF926314		Haga <i>et al.</i> 2017
<i>Pithecopus hypochondrialis</i>	Pará, Brasil	KC520706		Bruschi <i>et al.</i> 2013
<i>Pithecopus hypochondrialis</i>	Casanare, Colômbia	KP149489		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Pithecopus hypochondrialis</i>	Meta, Colômbia	KP149427		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Pithecopus hypochondrialis</i>	Serra do Tepequém, Roraima, Brasil		CTGA-N 7266	Neste estudo
<i>Pithecopus hypochondrialis</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6139	Neste estudo
<i>Pithecopus megacephala</i>	Serra do Cipó, Minas Gerais, Brasil	GQ366267		Faivovich <i>et al.</i> 2010
<i>Pithecopus megacephala</i>	Santana do Riacho, Minas Gerais, Brasil	GQ366268		Faivovich <i>et al.</i> 2010
<i>Pithecopus nordestinus</i>	Ilhéus, Bahia, Brasil	KM387491		Barth <i>et al.</i> Não publicado
<i>Pithecopus nordestinus</i>	Ilhéus, Bahia, Brasil	KM387490		Barth <i>et al.</i> Não publicado
<i>Pithecopus nordestinus</i>	Vitória da Conquista, Bahia, Brasil	KM387488		Barth <i>et al.</i> Não publicado
<i>Pithecopus nordestinus</i>	Ipiaú, Bahia, Brasil	KM387498		Barth <i>et al.</i> Não publicado
<i>Pithecopus nordestinus</i>	Feira de Santana, bahia, Brasil	KM387479		Barth <i>et al.</i> Não publicado
<i>Pithecopus oreades</i>	Goiás, Brasil	GQ366275		Faivovich <i>et al.</i> 2010
<i>Pithecopus rohdei</i>	Ilhéus, Bahia, Brasil	KM387506		Barth <i>et al.</i> Não publicado
<i>Pithecopus rohdei</i>	Itubera, Bahia, Brasil	KM387505		Barth <i>et al.</i> Não publicado
<i>Pleurodema alium</i>	Minas Gerais, Brasil	JQ937168		Faivovich <i>et al.</i> 2012
<i>Pleurodema alium</i>	Bahia, Brasil	JQ937167		Faivovich <i>et al.</i> 2012
<i>Pleurodema borellii</i>	Argentina	JQ937173		Faivovich <i>et al.</i> 2012
<i>Pleurodema borellii</i>	Argentina	JQ937174		Faivovich <i>et al.</i> 2012
<i>Pleurodema brachyops</i>	Santander, Colômbia	KP149314		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Pleurodema brachyops</i>	Guiana	AY843733		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Pleurodema brachyops</i>	Mucajaí, Roraima, Brasil		CTGA-N 7189	Neste estudo
<i>Pleurodema cinereum</i>	Argentina	JQ937180		Faivovich <i>et al.</i> 2012
<i>Pleurodema cinereum</i>	La Paz, Bolívia	JQ937177		Faivovich <i>et al.</i> 2012
<i>Pleurodema diplolister</i>	Paraíba, Brasil	KU495454		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Pleurodema diplolister</i>	Bahia, Brasil	JQ937186		Faivovich <i>et al.</i> 2012

<i>Pleurodema guayapae</i>	Argentina	JQ937190		Faivovich <i>et al.</i> 2012
<i>Pleurodema nebulosum</i>	Argentina	JQ937201		Faivovich <i>et al.</i> 2012
<i>Pleurodema tucumanum</i>	Argentina	JQ937209		Faivovich <i>et al.</i> 2012
<i>Pleurodema tucumanum</i>	Argentina	JQ937210		Faivovich <i>et al.</i> 2012
<i>Pristimantis fenestratus</i>	Manaus, Amazonas, Brasil	KX926017		De Oliveira <i>et al.</i> 2017
<i>Pristimantis fenestratus</i>	Manaus, Amazonas, Brasil	KU495460		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Pristimantis fenestratus</i>	Bolívia	EU192275		Padial <i>et al.</i> 2009
<i>Pristimantis fenestratus</i>	Peru	EU192277		Padial <i>et al.</i> 2009
<i>Pristimantis latro</i>	Pará, Brasil	KX242519		De Oliveira <i>et al.</i> 2017
<i>Pristimantis latro</i>	Pará, Brasil	KX926011		De Oliveira <i>et al.</i> 2017
<i>Pristimantis vilarsi</i>	Meta, Colômbia	KP149334		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Pristimantis vilarsi</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6297	Neste estudo
<i>Pristimantis vilarsi</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6296	Neste estudo
<i>Pristimantis vilarsi</i>	Serra do Apiaú, Roraima, Brasil		CTGA-N 6025	Neste estudo
<i>Pristimantis vilarsi</i>	Serra do Apiaú, Roraima, Brasil		CTGA-N 6026	Neste estudo
<i>Pristimantis vilarsi</i>	Serra do Tepequém, Roraima, Brasil		CTGA-N 7238	Neste estudo
<i>Pristimantis vilarsi</i>	Serra do Tepequém, Roraima, Brasil		CTGA-N 7241	Neste estudo
<i>Pristimantis vilarsi</i>	Serra do Tepequém, Roraima, Brasil		CTGA-N 7237	Neste estudo
<i>Pristimantis zeuctotylus</i>	Guiana Francesa	JN691228		Fouquet <i>et al.</i> 2012
<i>Pristimantis zeuctotylus</i>	Guiana Francesa	JQ742171		Kok <i>et al.</i> 2012
<i>Pseudis bolbodactyla</i>	Goiás, Brasil	EF153006		Garda & Cannatella 2007
<i>Pseudis bolbodactyla</i>	Minas Gerais, Brasil	EF153007		Garda & Cannatella 2007
<i>Pseudis boliviana</i>	Bolívia	JF789943		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Pseudis boliviana</i>	Bolívia	JF789941		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Pseudis cardosoi</i>	Rio Grande do Sul, Brasil	EF152997		Garda & Cannatella 2007
<i>Pseudis fusca</i>	Minas Gerais, Brasil	EF153003		Garda & Cannatella 2007
<i>Pseudis minuta</i>	Rio Grande do Sul, Brasil	EF152996		Garda & Cannatella 2007

<i>Pseudis minuta</i>	Argentina	AY843739		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Pseudis paradoxa</i>	Mato Grosso do Sul, Brasil	EF153008		Garda & Cannatella 2007
<i>Pseudis paradoxa</i>	Argentina	AY549364		Faivovich <i>et al.</i> 2004
<i>Pseudis paradoxa</i>	São Paulo, Brasil	AY326032		Darst & Cannatella 2004
<i>Pseudis paradoxa</i>	Guiana	EF153012		Garda & Cannatella 2007
<i>Pseudis paradoxa</i>	Amapá, Brasil	EF153009		Garda & Cannatella 2007
<i>Pseudis paradoxa</i>	Maranhão, Brasil	EF153010		Garda & Cannatella 2007
<i>Pseudis paradoxa</i>	Bonfim, Roraima, Brasil		CTGA-N 6653	Neste estudo
<i>Pseudis tocantins</i>	Tocantins, Brasil	EF153004		Garda & Cannatella 2007
<i>Pseudopaludicola boliviana</i>	Bolívia	KJ147050		Veiga-Menoncello <i>et al.</i> 2014
<i>Pseudopaludicola boliviana</i>	Bolívia	KJ147049		Veiga-Menoncello <i>et al.</i> 2014
<i>Pseudopaludicola boliviana</i>	Normandia, Roraima, Brasil		CTGA-N 6660	Neste estudo
<i>Pseudopaludicola boliviana</i>	Serra Grande, Roraima, Brasil		CTGA-N 6630	Neste estudo
<i>Pseudopaludicola boliviana</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6035	Neste estudo
<i>Pseudopaludicola boliviana</i>	Normandia, Roraima, Brasil		CTGA-N 6666	Neste estudo
<i>Pseudopaludicola boliviana</i>	Parque Nacional Mocidade, Roraima, Brasil		CTGA-N 6310	Neste estudo
<i>Pseudopaludicola llanera</i>	Casanare, Colômbia	KP149483		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Pseudopaludicola llanera</i>	Casanare, Colômbia	KP149332		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Pseudopaludicola mineira</i>		KJ147025		Veiga-Menoncello <i>et al.</i> 2014
<i>Pseudopaludicola sp. 1</i>		KJ147035		Veiga-Menoncello <i>et al.</i> 2014
<i>Pseudopaludicola sp.</i>	Pocone, Mato Grosso, Brasil	KJ147040		Veiga-Menoncello <i>et al.</i> 2014
<i>Pseudopaludicola sp.</i>	Pocone, Mato Grosso, Brasil	KJ147039		Veiga-Menoncello <i>et al.</i> 2014
<i>Pseudopaludicola murundu</i>		KJ147030		Veiga-Menoncello <i>et al.</i> 2014
<i>Pseudopaludicola pusilla</i>	Santander, Colômbia	KP149486		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Pseudopaludicola saltica</i>		KJ147002		Veiga-Menoncello <i>et al.</i> 2014
<i>Pseudopaludicola saltica</i>		KJ147003		Veiga-Menoncello <i>et al.</i> 2014
<i>Pseudopaludicola serrana</i>		KJ147053		Veiga-Menoncello <i>et al.</i> 2014

<i>Pseudopaludicola serrana</i>		KJ147052		Veiga-Menoncello <i>et al.</i> 2014
<i>Rhaebo guttatus</i>	Guiana	DQ283375		Frost <i>et al.</i> 2006
<i>Rhaebo guttatus</i>	Porto Velho, Rondônia, Brasil	KU495496		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Rhaebo guttatus</i>	Sinop, Mato Grosso, Brasil	KU495495		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Rhaebo guttatus</i>	Serra do Tepequém, Roraima, Brasil		CTGA-N 7245	Neste estudo
<i>Rhaebo guttatus</i>	Serra do Apiaú, Roraima, Brasil		CTGA-N 5347	Neste estudo
<i>Rhaebo guttatus</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6156	Neste estudo
<i>Rhinella castaneotica</i>		KU495497		?
<i>Rhinella dapsilis</i>		KR012638		?
<i>Rhinella hoogmoedi</i>		KU495504		?
<i>Rhinella hoogmoedi</i>		KU495508		?
<i>Rhinella margaritifera</i>		KP149339		?
<i>Rhinella margaritifera</i>	Apiaú, Roraima, Brasil		CTGA-N 5392	Neste estudo
<i>Rhinella margaritifera</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6561	Neste estudo
<i>Rhinella margaritifera</i>	Apiaú, Roraima, Brasil		CTGA-N 5334	Neste estudo
<i>Rhinella margaritifera</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6160	Neste estudo
<i>Rhinella margaritifera</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6560	Neste estudo
<i>Rhinella margaritifera</i>	Tobago	KU495516		?
<i>Rhinella margaritifera</i>	Equador	KR012628		?
<i>Rhinella cf. margaritifera</i>	Bolívia	KY912609		?
<i>Rhinella gr. margaritifera</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6236	Neste estudo
<i>Rhinella gr. margaritifera</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6264	Neste estudo
<i>Rhinella margaritifera</i>	Peru	KF992143		?
<i>Rhinella gr. margaritifera</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6266	Neste estudo
<i>Rhinella gr. margaritifera</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6273	Neste estudo
<i>Rhinella gr. margaritifera</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6275	Neste estudo
<i>Rhinella gr. margaritifera</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 5960	Neste estudo

<i>Rhinella gr. margaritifera</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 5956	Neste estudo
<i>Rhinella gr. margaritifera</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6248	Neste estudo
<i>Rhinella gr. margaritifera</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6195	Neste estudo
<i>Rhinella gr. margaritifera</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6183	Neste estudo
<i>Rhinella gr. margaritifera</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6194	Neste estudo
<i>Rhinella marina</i>	Equador	KR012644		Dos Santos <i>et al.</i> 2015
<i>Rhinella marina</i>	Meta, Colômbia	KP149485		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Rhinella marina</i>	Panamá	FJ784357		Crawford <i>et al.</i> 2010
<i>Rhinella marina</i>	Peru	AY325994		Darst & Cannatella 2004
<i>Rhinella marina</i>	Pará, Brasil	GU178783		Vallinoto <i>et al.</i> 2010
<i>Rhinella marina</i>	Estação Ecológica Niquiá, Roraima, Brasil		CTGA-N 6317	Neste estudo
<i>Rhinella marina</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6200	Neste estudo
<i>Rhinella martyi</i>	Amapá, Brasil	JN691377		Fouquet <i>et al.</i> 2012
<i>Rhinella martyi</i>	Guiana Francesa	JN691386		Fouquet <i>et al.</i> 2012
<i>Rhinella merianae</i>	Manaus, Amazonas, Brasil	KP685220		Pereira <i>et al.</i> 2015
<i>Rhinella merianae</i>	Mucajá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7214	Neste estudo
<i>Scinax boesemani</i>	Guiana Francesa	EF217502		Fouquet <i>et al.</i> 2007
<i>Scinax boesemani</i>	Guiana Francesa	KR811184		Fouquet <i>et al.</i> 2015
<i>Scinax boesemani</i>	Amapá, Brasil	KR811182		Fouquet <i>et al.</i> 2015
<i>Scinax boesemani</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6064	Neste estudo
<i>Scinax boesemani</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6080	Neste estudo
<i>Scinax chiquitanus</i>	Porto Velho, Rondônia, Brasil	KU317380		Ferrão <i>et al.</i> 2016
<i>Scinax cruentommus</i>	Guiana Francesa	EU201093		Fouquet <i>et al.</i> 2007
<i>Scinax exiguus</i>	Serra do Tepequém, Roraima, Brasil		CTGA-N 7248	Neste estudo
<i>Scinax fuscocomarginatus</i>	Minas Gerais	KJ004134		Brusquetti <i>et al.</i> 2014
<i>Scinax fuscovarius</i>	Bolívia	JF790013		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Scinax garbei</i>	Equador	AY326033		Darst & Cannatella 2004

<i>Scinax iquitorum</i>	Peru	KU317397		Ferrão <i>et al.</i> 2016
<i>Scinax jolyi</i>	Guiana Francesa	AF467261		Salducci <i>et al.</i> 2002
<i>Scinax madeirae</i>	Porto Velho, Rondônia, Brasil	KJ004101		Brusquetti <i>et al.</i> 2014
<i>Scinax nebulosus</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6117	Neste estudo
<i>Scinax nebulosus</i>	Guiana Francesa	AF467262		Salducci <i>et al.</i> 2002
<i>Scinax nebulosus</i>	Piauí, Brasil	KJ004190		Brusquetti <i>et al.</i> 2014
<i>Scinax onca</i>	Amazonas, Brasil	KU317425		Ferrão <i>et al.</i> 2016
<i>Scinax proboscideus</i>	Guiana Francesa	EF376070		Salducci <i>et al.</i> 2002
<i>Scinax ruber</i>	Colômbia	KP149466		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Scinax ruber</i>	Colômbia	KP149452		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Scinax ruber</i>	Bolívia	KF723119		Schulze <i>et al.</i> 2015
<i>Scinax ruber</i>	Bolívia	JF790033		Jansen <i>et al.</i> 2011
<i>Scinax ruber</i>	Porto Velho, Rondônia, Brasil	KU317401		Ferrão <i>et al.</i> 2016
<i>Scinax ruber</i>	Porto Velho, Rondônia, Brasil	KU317402		Ferrão <i>et al.</i> 2016
<i>Scinax ruber</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6034	Neste estudo
<i>Scinax ruber</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6252	Neste estudo
<i>Scinax ruber</i>	Amazonas, Brasil	KU317404		Ferrão <i>et al.</i> 2016
<i>Scinax ruber</i>	Peru	AY326034		Darst & Cannatella 2004
<i>Scinax ruber</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6111	Neste estudo
<i>Scinax ruber</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6105	Neste estudo
<i>Scinax ruber</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6031	Neste estudo
<i>Scinax ruber</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6104	Neste estudo
<i>Scinax ruber</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 5938	Neste estudo
<i>Scinax ruber</i>	Estação Ecológica Niquiá, Roraima, Brasil		CTGA-N 6327	Neste estudo
<i>Scinax ruber</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 5939	Neste estudo
<i>Scinax ruber</i>	Colômbia	KP149491		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Scinax</i> sp. 1	Amazonas, Brasil	KU317428		Ferrão <i>et al.</i> 2016

<i>Scinax</i> sp. 1 (rio Branco)	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6198	Neste estudo
<i>Scinax</i> sp. 1 (rio Branco)	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6178	Neste estudo
<i>Scinax</i> sp. 1 (rio Branco)	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 5942	Neste estudo
<i>Scinax</i> sp. 1 (rio Branco)	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6184	Neste estudo
<i>Scinax</i> sp. 2	Amazonas, Brasil	KU317412		Ferrão <i>et al.</i> 2016
<i>Scinax</i> sp. 2 (rio Branco)	Cantá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7188	Neste estudo
<i>Scinax</i> sp. 2 (rio Branco)	Mucajá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7216	Neste estudo
<i>Scinax</i> sp. 2 (rio Branco)	Mucajá, Roraima, Brasil		CTGA-N 7217	Neste estudo
<i>Scinax</i> sp. 2 (rio Branco)	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6107	Neste estudo
<i>Scinax</i> sp. 4	Amazonas, Brasil	KU317429		Ferrão <i>et al.</i> 2016
<i>Scinax</i> sp. 5	Amazonas, Brasil	KU317378		Ferrão <i>et al.</i> 2016
<i>Scinax</i> sp. 6	Amazonas, Brasil	KU317391		Ferrão <i>et al.</i> 2016
<i>Scinax</i> sp. 7	Amazonas, Brasil	KU317405		Ferrão <i>et al.</i> 2016
<i>Scinax wandae</i>	Colômbia	KP149381		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Scinax x-signatus</i>	Guiana Francesa	EF217479		Fouquet <i>et al.</i> 2007
<i>Trachycephalus hadroceps</i>	Guiana Francesa	AY843717		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Trachycephalus mesophaeus</i>	Parati, Rio de Janeiro, Brasil	AY843718		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Trachycephalus nigromaculatus</i>	Guarapari, Espírito Santo, Brasil	AY843772		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Trachycephalus resinifictrix</i>	Vila Rica, Mato Grosso, Brasil	KU495604		Lyra <i>et al.</i> 2016
<i>Trachycephalus resinifictrix</i>	Venezuela	AY843719		Faivovich <i>et al.</i> 2005
<i>Trachycephalus typhonius</i>	Bolívia	KF723129		Schulze <i>et al.</i> 2015
<i>Trachycephalus typhonius</i>	Colômbia	KP149406		Guarnizo <i>et al.</i> 2015
<i>Trachycephalus typhonius</i>	Baixo rio Branco, Roraima, Brasil		CTGA-N 6226	Neste estudo
<i>Trachycephalus typhonius</i>	Caracaraí, Roraima, Brasil		CTGA-N 6051	Neste estudo
<i>Trachycephalus venulosus</i>	Venezuela	JQ868532		Salerno <i>et al.</i> 2012
<i>Trachycephalus venulosus</i>	Equador	JQ868531		Salerno <i>et al.</i> 2012
<i>Trachycephalus venulosus</i>	Guiana	AY549362		Faivovich <i>et al.</i> 2005

Anexo VIII. Distâncias genéticas, máxima intraespecífica e mínima interespecífica (K2P) para todos os táxons analisados neste estudo.

Espécies	Máx. intra	Min. inter	Taxon mais próx.
<i>Adenomera andreae</i>	8.767	12.257	<i>A. hylaedactyla</i> ; <i>L. fuscus</i> ; <i>L. knudseni</i>
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	4.415	11.111	<i>L. bolivianus</i> ; <i>L. insularum</i>
<i>Allophryne relict</i>	0	7.824	<i>A. ruthveni</i>
<i>Allophryne ruthveni</i>	6.277	7.824	<i>A. relict</i>
<i>Boana boans</i>	10.163	1.285	<i>B. wavrini</i>
<i>Boana calcarata</i>	1.271	11.034	<i>B. multifasciata</i> ; <i>B. boans</i>
<i>Boana crepitans</i>	0.958	5.274	<i>B. xerophylla</i>
<i>Boana geographica</i>	9.632	5.369	<i>B. boans</i> ; <i>B. wavrini</i>
<i>Boana multifasciata</i>	2.165	9.67	<i>B. raniceps</i>
<i>Boana raniceps</i>	7.713	9.67	<i>B. multifasciata</i>
<i>Boana wavrini</i>	7.082	1.285	<i>B. boans</i>; <i>B. geographica</i>
<i>Boana xerophylla</i>	5.774	5.274	<i>B. crepitans</i>
<i>Dendropsophus berthallutzae</i>	0	0.244	<i>D. meridianus</i>
<i>Dendropsophus bipunctatus</i>	3.676	5.392	<i>D. meridianus</i>
<i>Dendropsophus cachimbo</i>	0.383	2.49	<i>D. rubicundulus</i>
<i>Dendropsophus coffea</i>	0	4.669	<i>D. nanus</i>
<i>Dendropsophus decipiens</i>	0	14.026	<i>D. leali</i>
<i>Dendropsophus juliani</i>	0	0.192	<i>Dendropsophus</i> sp.
<i>Dendropsophus leali</i>	0	6.8	<i>D. minusculus</i>
<i>Dendropsophus mathiassioni</i>	0.577	3.077	<i>D. minusculus</i> ; <i>D. nanus</i> ; <i>Dendropsophus</i> sp.
<i>Dendropsophus meridianus</i>	0	0.244	<i>D. berthallutzae</i>
<i>Dendropsophus microcephalus</i>	0.194	7.317	<i>D. leali</i>
<i>Dendropsophus minusculus</i>	5.467	3.146	<i>D. mathiassioni</i>; <i>D. nanus</i>
<i>Dendropsophus nanus</i>	17.11	0	<i>Dendropsophus</i> sp.; <i>D. minusculus</i>
<i>Dendropsophus reichlei</i>	0.385	5.577	<i>D. coffea</i>
<i>Dendropsophus rhodopeplus</i>	0	7.869	<i>Dendropsophus</i> sp.
<i>Dendropsophus rubicundulus</i>	0	2.49	<i>D. cachimbo</i>
<i>Dendropsophus sanborni</i>	0	4.789	<i>D. rubicundulus</i>
<i>Dendropsophus</i> sp.	8.753	0	<i>D. walfordi</i> ; <i>D. nanus</i> ; <i>D. juliani</i> ; <i>D. coffea</i>
<i>Dendropsophus tritaeniatus</i>	0.192	4.808	<i>D. nanus</i> ; <i>Dendropsophus</i> sp.
<i>Dendropsophus walfordi</i>	0	0	<i>Dendropsophus</i> sp.
<i>Elachistocleis bicolor</i>	0	2.232	<i>E. ovalis</i> ; <i>E. surinamensis</i> ; <i>E. surumu</i>
<i>Elachistocleis cesarii</i>	0	4.144	<i>E. surumu</i>
<i>Elachistocleis helianneae</i>	0	7.35	<i>E. surumu</i>
<i>Elachistocleis ovalis</i>	2.227	0	<i>E. surumu</i> ; <i>E. surinamensis</i>
<i>Elachistocleis surinamensis</i>	0	0	<i>E. ovalis</i> ; <i>E. surumu</i>
<i>Elachistocleis surumu</i>	3.394	0	<i>E. ovalis</i> ; <i>E. surinamensis</i>
<i>Leptodactylus bolivianus</i>	6.582	0.38	<i>L. insularum</i> ; <i>L. guianensis</i>
<i>Leptodactylus chaquensis</i>	4.404	0	<i>L. macrosternum</i>
<i>Leptodactylus colombiensis</i>	11.99	3.625	<i>L. validus</i>

<i>Leptodactylus diedrus</i>	0	9.57	<i>L. podicipinus</i>
<i>Leptodactylus discodactylus</i>	0	7.345	<i>L. griseigularis</i>
<i>Leptodactylus fallax</i>	0	5.814	<i>L. knudseni</i> ; <i>L. myersi</i>
<i>Leptodactylus flavopictus</i>	0	8.203	<i>L. bolivianus</i>
<i>Leptodactylus fuscus</i>	4.506	4.365	<i>L. longirostris</i>
<i>Leptodactylus griseigularis</i>	3.704	7.336	<i>L. discodactylus</i> ; <i>L. podicipinus</i>
<i>Leptodactylus guianensis</i>	2.603	0.426	<i>L. bolivianus</i>
<i>Leptodactylus insularum</i>	0.762	0.38	<i>L. bolivianus</i>
<i>Leptodactylus knudseni</i>	8.137	0	<i>L. myersi</i>
<i>Leptodactylus labyrinthicus</i>	13.423	1.916	<i>L. vastus</i> ; <i>L. knudseni</i>
<i>Leptodactylus leptodactyloides</i>	0	5.252	<i>L. petersii</i>
<i>Leptodactylus longirostris</i>	6.723	4.365	<i>L. fuscus</i>
<i>Leptodactylus macrosternum</i>	4.897	0	<i>L. chaquensis</i>
<i>Leptodactylus myersi</i>	7.725	0	<i>L. knudseni</i>
<i>Leptodactylus natalensis</i>	0	2.353	<i>L. pustulatus</i>
<i>Leptodactylus nesiotus</i>	0	11.421	<i>L. colombiensis</i>
<i>Leptodactylus pentadactylus</i>	4.868	0.405	<i>L. savagei</i>
<i>Leptodactylus peritoaktites</i>	0	5.263	<i>L. pentadactylus</i>
<i>Leptodactylus petersii</i>	13.687	3.933	<i>Leptodactylus sp.</i>; <i>L. wagneri</i>; <i>L. leptodactyloides</i>
<i>Leptodactylus podicipinus</i>	3.769	7.336	<i>L. leptodactyloides</i> ; <i>L. griseigularis</i>
<i>Leptodactylus pustulatus</i>	15.079	2.353	<i>L. validus</i> ; <i>L. natalensis</i>
<i>Leptodactylus rhodomystax</i>	0.546	9.429	<i>L. rhodonotus</i>
<i>Leptodactylus rhodonotus</i>	12.008	9.325	<i>L. longirostris</i> ; <i>L. rhodomystax</i>
<i>Leptodactylus riveroi</i>	9.415	12.86	<i>L. validus</i>; <i>L. colombiensis</i>
<i>Leptodactylus rugosus</i>	0	11.373	<i>L. bolivianus</i> ; <i>L. insularum</i>
<i>Leptodactylus savagei</i>	0.795	0.405	<i>L. pentadactylus</i>
<i>Leptodactylus sp.</i>	0.418	5.957	<i>L. petersii</i>
<i>Leptodactylus stenodema</i>	11.798	8.14	<i>L. myersi</i>
<i>Leptodactylus validus</i>	6.818	3.625	<i>L. colombiensis</i>; <i>L. wagneri</i>
<i>Leptodactylus vastus</i>	0.386	1.916	<i>L. labyrinthicus</i>
<i>Leptodactylus wagneri</i>	18.715	3.933	<i>L. validus</i> ; <i>L. petersii</i>
<i>Lysapsus limellum</i>	1.202	0.857	<i>Pseudis boliviana</i>
<i>Lysapsus laevis</i>	6.882	8.387	<i>L. limellum</i>
<i>Osteocephalus leprieurii</i>	6.143	3.824	<i>O. oophagus</i> ; <i>Osteocephalus sp.</i> ; <i>O. planiceps</i> ; <i>O. taurinus</i>
<i>Osteocephalus oophagus</i>	5.327	0	<i>Osteocephalus sp.</i> ; <i>O. taurinus</i>
<i>Osteocephalus planiceps</i>	1.19	3.824	<i>O. leprieurii</i>
<i>Osteocephalus sp.</i>	5.569	0	<i>O. oophagus</i> ; <i>O. taurinus</i>
<i>Osteocephalus taurinus</i>	1.483	0	<i>O. oophagus</i> ; <i>Osteocephalus sp.</i>
<i>Physalaemus albonotatus</i>	0.421	0	<i>P. cuqui</i>
<i>Physalaemus centralis</i>	17.495	0.193	<i>P. oreades</i> ; <i>P. cuvieri</i>
<i>Physalaemus cicada</i>	6.131	11.603	<i>P. cuvieri</i> ; <i>P. centralis</i>
<i>Physalaemus cinereum</i>	0.382	2.29	<i>P. borellii</i>
<i>Physalaemus cuqui</i>	0	0	<i>P. albonotatus</i>
<i>Physalaemus cuvieri</i>	7.384	1.268	<i>P. ephippifer</i>

<i>Physalaemus ehippifer</i>	6.332	1.268	<i>P. cuvieri</i>
<i>Physalaemus erikae</i>	0	3.586	<i>P. kroyeri</i>
<i>Physalaemus fischeri</i>	0.86	7.188	<i>P. ehippifer</i> ; <i>P. cuvieri</i>
<i>Physalaemus kroyeri</i>	0.844	3.586	<i>P. erikae</i>
<i>Physalaemus nattereri</i>	0.211	12.474	<i>P. ehippifer</i>
<i>Pithecopus araguaeus</i>	0	3.156	<i>P. hypochondrialis</i>
<i>Pithecopus azureus</i>	1.744	3.868	<i>P. nordestina</i>
<i>Pithecopus hypochondrialis</i>	4.772	3.156	<i>P. araguaeus</i>
<i>Pithecopus megacephala</i>	0.194	3.516	<i>P. rohdei</i>
<i>Pithecopus nordestinus</i>	3.906	3.868	<i>P. azureus</i>
<i>Pithecopus oreades</i>	0	0.193	<i>P. centralis</i>
<i>Pithecopus rohdei</i>	0.195	3.516	<i>P. megacephala</i>
<i>Pleurodema alium</i>	1.344	4.962	<i>P. diplolister</i>
<i>Pleurodema borellii</i>	0.191	2.29	<i>P. cinereum</i>
<i>Pleurodema brachyops</i>	15.565	7.252	<i>P. nebulosum</i> ; <i>P. Guayapae</i>
<i>Pleurodema diplolister</i>	0.573	4.962	<i>P. alium</i>
<i>Pleurodema guayapae</i>	0	1.147	<i>P. nebulosum</i>
<i>Pleurodema nebulosum</i>	0	1.147	<i>P. guayapae</i>
<i>Pleurodema tucumanum</i>	2.099	6.87	<i>P. borellii</i>
<i>Pristimantis fenestratus</i>	3.34	9.438	<i>P. latro</i>
<i>Pristimantis latro</i>	0.803	9.438	<i>P. fenestratus</i>
<i>Pristimantis vilarsi</i>	7.672	8.387	<i>P. zeuctotylus</i>
<i>Pristimantis zeuctotylus</i>	6.402	8.387	<i>P. vilarsi</i>
<i>Pseudis bolbodactyla</i>	1.957	4.025	<i>P. paradoxa</i>
<i>Pseudis boliviana</i>	0.428	0.857	<i>Lysapsus limellum</i>
<i>Pseudis cardosoi</i>	0	1.266	<i>P. minuta</i>
<i>Pseudis fusca</i>	0	7.203	<i>P. tocantins</i>
<i>Pseudis minuta</i>	0.211	1.266	<i>P. cardosoi</i>
<i>Pseudis paradoxa</i>	4.215	4.025	<i>P. bolbodactyla</i>
<i>Pseudis tocantins</i>	0	6.754	<i>P. bolbodactyla</i>
<i>Pseudopaludicola boliviana</i>	9.788	6.214	<i>P. llanera</i>; <i>Pseudopaludicola sp.</i>
<i>Pseudopaludicola falcipes</i>	0	10.435	<i>P. mineira</i>
<i>Pseudopaludicola llanera</i>	0.575	6.796	<i>Pseudopaludicola sp.</i> ; <i>P. boliviana</i>
<i>Pseudopaludicola mineira</i>	0	3.696	<i>Pseudopaludicola sp.</i>
<i>Pseudopaludicola murundu</i>	0	0.192	<i>P. serrana</i>
<i>Pseudopaludicola pusilla</i>	0	10.962	<i>Pseudopaludicola sp.</i>
<i>Pseudopaludicola saltica</i>	0.385	2.505	<i>P. serrana</i>
<i>Pseudopaludicola serrana</i>	0.192	0.192	<i>P. murundu</i>
<i>Pseudopaludicola sp.</i>	13.602	3.696	<i>P. boliviana</i> ; <i>P. mineira</i>
<i>Rhaebo guttatus</i>	6.132	10.345	<i>Rhinella sp.</i> ; <i>R. marina</i>
<i>Rhinella castaneotica</i>	0	3.07	<i>R. dapsilis</i>
<i>Rhinella dapsilis</i>	0	1.096	<i>R. margaritifera</i>
<i>Rhinella hoogmoedi</i>	0.207	1.449	<i>Rhinella sp.</i>
<i>Rhinella margaritifera</i>	8.43	0	<i>R. dapsilis</i> ; <i>Rhinella sp.</i>
<i>Rhinella marina</i>	5.87	6.154	<i>R. merianae</i>

<i>Rhinella martyi</i>	3.039	4.797	<i>Rhinella</i> sp.
<i>Rhinella merianae</i>	3.896	6.154	<i>R. marina</i>
<i>Rhinella</i> sp.	10.87	0	<i>R. dapsilis</i> ; <i>R. hoogmoedi</i> ; <i>R. margaritifera</i>
<i>Scinax boesemani</i>	5.292	9.589	<i>Scinax</i> sp5 BR319
<i>Scinax chiquitanus</i>	0	11.017	<i>S. iquitorum</i>
<i>Scinax cruentommus</i>	0	15.313	<i>Scinax</i> sp7 BR319
<i>Scinax exiguus</i>	6.757	4.528	<i>Scinax</i> sp1; <i>S. wandae</i>
<i>Scinax fuscomarginatus</i>	0	5.797	<i>S. madeirae</i>
<i>Scinax fuscovarius</i>	0	9.195	<i>S. ruber</i>
<i>Scinax garbei</i>	0	6.612	<i>S. proboscideus</i>
<i>Scinax iquitorum</i>	0	6.356	<i>S. onca</i>
<i>Scinax jolyi</i>	0	8.152	<i>S. proboscideus</i>
<i>Scinax madeirae</i>	0	5.797	<i>S. fuscomarginatus</i>
<i>Scinax nebulosus</i>	11.873	12.115	<i>S. garbei</i> ; <i>S. jolyi</i>
<i>Scinax onca</i>	0	6.356	<i>S. iquitorum</i>
<i>Scinax proboscideus</i>	0	6.612	<i>S. garbei</i>
<i>Scinax ruber</i>	14.188	0.63	<i>Scinax</i> sp.; <i>S. x-signatus</i> ; <i>S. fuscovarius</i>
<i>Scinax</i> sp2	8.274	0.63	<i>S. ruber</i>
<i>Scinax</i> sp1	0.207	4.528	<i>S. exiguus</i>
<i>Scinax</i> sp1 BR319	0	4.918	<i>Scinax</i> sp4 BR319
<i>Scinax</i> sp2 BR319	0	9.502	<i>S. madeirae</i>
<i>Scinax</i> sp4 BR319	0	4.918	<i>Scinax</i> sp1 BR319
<i>Scinax</i> sp5 BR319	0	9.589	<i>S. boesemani</i>
<i>Scinax</i> sp6 BR319	0	7.377	<i>Scinax</i> sp4 BR319
<i>Scinax</i> sp7 BR319	0	10.828	<i>S. iquitorum</i>
<i>Scinax wandae</i>	0	4.772	<i>S. exiguus</i>
<i>Scinax x-signatus</i>	0	3.324	<i>S. ruber</i>
<i>Trachycephalus hadroceps</i>	0	1.057	<i>T. resinifictrix</i>
<i>Trachycephalus mesophaeus</i>	0	3.805	<i>T. venulosus</i>
<i>Trachycephalus nigromaculatus</i>	0	3.602	<i>T. venulosus</i>
<i>Trachycephalus resinifictrix</i>	2.326	0.211	<i>T. venulosus</i> ; <i>T. typhoni</i>
<i>Trachycephalus typhoni</i>	2.96	0.211	<i>T. venulosus</i> ; <i>T. resinifictrix</i>
<i>Trachycephalus venulosus</i>	0.868	0.423	<i>T. typhoni</i>
Média das dist. Intra e inter	3.555	5.152	

Anexo IX. Árvore de Neighbour-Joining das 796 sequências (419 amostras do rio Branco e 377 do GenBank) do gene 16S rRNA de 156 espécies de anuros, usando modelo Kimura 2 – parâmetros.

