

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
“JÚLIO DE MESQUITA FILHO”

Instituto de Biociências – Rio Claro
Departamento de Zoologia

Giullia de Freitas Rossi

Taxonomia e biogeografia de aranhas cavernícolas da infraordem
Mygalomorphae

RIO CLARO – SP
Abril/2019

Giullia de Freitas Rossi

Taxonomia e biogeografia de aranhas cavernícolas da infraordem
Mygalomorphae

Dissertação apresentada ao Departamento de
Zoologia do Instituto de Biociências de Rio Claro,
como requisito para conclusão de Mestrado do
Programa de Pós-Graduação em Zoologia.

Orientador: Prof. Dr. José Paulo Leite Guadanucci

RIO CLARO – SP
Abril/2019

R832t	Rossi, Giullia de Freitas Taxonomia e biogeografia de aranhas cavernícolas da infraordem Mygalomorphae / Giullia de Freitas Rossi. -- Rio Claro, 2019 348 f. : il., tabs., fotos, mapas Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista (Unesp), Instituto de Biociências, Rio Claro Orientador: José Paulo Leite Guadanucci 1. Aracnídeo. 2. Ordem Araneae. 3. Sistemática. I. Título.
-------	---

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Biblioteca do Instituto de Biociências, Rio Claro. Dados fornecidos pelo autor(a).

Essa ficha não pode ser modificada.

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA DISSERTAÇÃO: Taxonomia e biogeografia de aranhas cavernícolas da infraordem Mygalomorphae

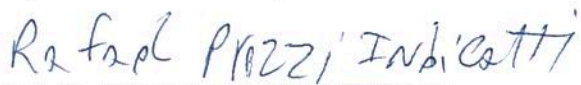
AUTORA: GIULLIA DE FREITAS ROSSI

ORIENTADOR: JOSE PAULO LEITE GUADANUCCI

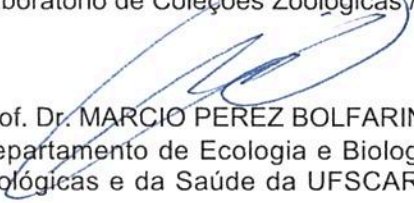
Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de Mestra em CIÊNCIAS BIOLÓGICAS (ZOOLOGIA), pela Comissão Examinadora:



Prof. Dr. JOSE PAULO LEITE GUADANUCCI
Departamento de Zoologia / Instituto de Biociências de Rio Claro - SP



Prof. Dr. RAFAEL PREZZI INDICATTI
Laboratório de Coleções Zoológicas / Instituto Butantan



Prof. Dr. MARCIO PEREZ BOLFARINI
Departamento de Ecologia e Biologia Evolutiva / Universidade Federal de São Carlos, Centro de Ciências Biológicas e da Saúde da UFSCAR

Rio Claro, 28 de fevereiro de 2019

Dedico este trabalho à minha família.

AGRADECIMENTOS

Agradeço aos meus pais, Érica e José Leandro, ao meu irmão Pedro, minha tia Jerusa e minha avó Beth pelo apoio emocional não só nesses dois anos de mestrado, mas durante toda a minha vida.

À José Paulo Leite Guadanucci, que aceitou ser meu orientador, confiou em mim e ensinou tudo o que sei sobre Mygalomorphae.

Ao meu grande amigo Roberto Marono, pelos anos de estágio e companheirismo na UNESP Bauru, onde me ensinou sobre aranhas, e ao incentivo em ir adiante. A você sou eternamente grata.

Sou muita grata à CAPES, pelos dois anos de financiamento, e à todas as instituições que disponibilizaram o material para essa pesquisa e seus responsáveis: Instituto Butantan, Antônio Brescovit; MZUSP, Ricardo Pinto-da-Rocha; LES, Maria Elina Bichuette e ISLA, Rodrigo Lopes Ferreira. Além deles, quero agradecer a equipe desses laboratórios pela ajuda com o material e informações. Ao Igor Cizauskas, por todas as tabelas compartilhadas com informações dos animais os quais estava analisando.

Aos meus amigos Helena Koury, Rafaela Borges, Heloísa Silvério, Natália Bárrio, Jayme Daltrini e Bárbara Alvarenga por todo o apoio necessário, pelas conversas e pela hospedagem em suas casas quando necessário. Muito obrigada.

Ao Dr. Fábio Rau Akashi Hernandez pelo empréstimo da Lupa *Leica* M165C para obtenção de algumas figuras.

Aos aracnólogos Rafael Prezzi Indicatti, Denis Rafael Pedroso, Laura Miglio, Hector Gonzalez Filho e Victor Morais Ghirotto pela ajuda na identificação do material.

À Arthur Galleti Lima que sempre com muita paciência respondeu todas as minhas perguntas, mesmo que repetidas. Recorri a ele mais de uma vez e sempre fui atendida. Aos ensinamentos e conversas sobre filmes e séries, e claro pelas figuras das cerdas estridulatórias. Obrigada, Arthur.

À Rafael Fonseca Ferreira pela recomendação de muitos artigos e livros sobre cavernas, pelas conversas sobre o assunto, as explicações e conselhos.

À Vivian Moreira Montemor pela amizade, pelas idas à cantina, pelos conselhos, empréstimo de algumas tabelas com coordenadas geográficas (Ufa) e artigos.

Não podia esquecer de Everton Fernando Trova, meu companheiro de campo e de laboratório inclusive aos sábados, amigo de conversas sobre diversos assuntos e peça chave no entendimento sobre aranhas de alçapão.

Aos outros membros do LARC, Juliana, Júlia e Maria, e todo o pessoal do Departamento de Zoologia, principalmente a Adriana e Luiz Gustavo, obrigada pela amizade, conversas e risadas, era o suficiente para melhorar o meu dia.

À Maurício Vancine, Natália Stefanini da Silveira, Thadeu Sobral-Souza e Thiago Gonçalves-Souza pela ajuda nas análises de modelagem e diversidade beta. À Natália também sou grata pela amizade, e pela ajuda em inúmeros momentos.

Agradeço a Deus, porque nos momentos de alegria e desespero foi a Ele a quem recorri e a Nossa Senhora Desatadora Dos Nós, por desatar todos os nós da minha vida.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001

"A felicidade pode ser encontrada inclusive nos momentos mais escuros; só é preciso se lembrar de acender a luz."

(Dumbledore)

RESUMO

As cavernas são espaços naturais em rochas que permitem o acesso humano ao meio subterrâneo. Elas são tradicionalmente divididas em três zonas; entrada, penumbra e afótica, esta é caracterizada pela ausência completa de luz. Os animais subterrâneos podem ser classificados em: troglóbios, troglófilos e troglóxenos. Existem mais de 48.000 espécies de aranhas, sendo animais frequentes em cavernas de todo mundo. Na Ordem Araneae, a infraordem Mygalomorphae possui um conhecimento incipiente sobre sua presença em cavernas e, diante disso, os objetivos desse trabalho são: elaborar uma lista de espécies por famílias de aranhas Mygalomorphae encontradas em cavernas; mapear a distribuição geográfica; desenvolver chaves de identificações até nível de gênero de aranhas Mygalomorphae encontrados em cavernas; verificar se fatores, como o tipo de bioma, litologia, altitude, precipitação e temperatura podem explicar a composição de espécies de aranhas Mygalomorphae, distribuídas em diferentes comunidades espalhadas pelo Brasil. Foi examinado o material de 264 cavidades subterrâneas, em 58 municípios de dez estados mais Distrito Federal, totalizando 29 machos adultos, 162 fêmeas adultas e 177 jovens. Foram 68 espécies pertencentes a nove famílias. Todas as famílias identificadas no presente trabalho já possuem registros em cavidades. As aranhas Mygalomorphae possuem todo o potencial para serem troglófilas. Elas são animais noturnos, generalistas e predadores, que utilizam quimio e mecanorreceptores na procura de parceiros e alimento. Assim, se não houver escassez alimentar, esses animais conseguem completar o seu ciclo de vida nesses locais.

Palavras-chave. Hábitats hipógeos, exaptações, troglomorfismos.

ABSTRACT

Caves are natural voids in rocks that allow human access to the underground environment. They are traditionally divided into three zones; the entrance, twilight and aphotic zones. In the aphotic zone, total darkness predominates. Subterranean animals can be classified into: troglobites, troglaphiles, and troglloxenes. There are more than 48.000 species of spiders and they are very common animals worldwide. In the Order Araneae, the Mygalomorphae infraorder has an incipient knowledge of its presence in caves. In view of this, the objectives of this study are: to elaborate a list of species by families of Mygalomorphae found in caves; to map the geographic distribution; develop identification keys to the level of genus of Mygalomorphae spiders found in caves; to verify if factors such as biome, lithology, altitude, precipitation and temperature can explain the composition of species of Mygalomorphae spiders, distributed in different communities in Brazil. Material from 264 underground cavities was examined, from 58 municipalities in ten states and the Distrito Federal, totalizing 29 adult males, 162 adult females and 177 juveniles. There were 68 species belonging to nine families. All families identified in the present study already had records in cavities. Mygalomorphae spiders are potential troglaphiles animals. They are nocturnal, generalists and predators, who often use chemo and mechanoreceptors in search of partners and food. Thus, if there is no food scarcity, these animals can complete their life cycle at these locations.

Keywords. Hypogean habitats, exaptations, troglomorphisms.

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	12
1.1	MEIO SUBTERRÂNEO.....	12
1.2	EXAPTAÇÕES.....	17
1.3	ORGANISMOS SUBTERRÂNEOS.....	17
1.4	ADAPTAÇÕES À VIDA SUBTERRÂNEA.....	19
1.5	ARACNÍDEOS.....	19
1.5.1	MYGALOMORPHAE.....	21
2	OBJETIVOS.....	28
3	MATERIAIS E MÉTODOS.....	28
3.1	MATERIAL CONSULTADO.....	28
3.2	IDENTIFICAÇÃO DO MATERIAL.....	28
3.3	FIGURAS.....	29
3.4	CONFEÇÃO DOS MAPAS.....	29
4	RESULTADOS.....	31
4.1	LISTA DE ESPÉCIES E MAPAS DE DISTRIBUIÇÃO.....	33
4.2	CHAVES DE IDENTIFICAÇÕES.....	252
4.3	INDIVÍDUOS ENCONTRADAS EM ÁREAS PRÓXIMAS AS CAVIDADES.....	259
5	DISCUSSÃO.....	262
6	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	267
7	ANEXO I (Redescription of two species of <i>Neocteniza</i> Pocock, 1895, with new records and notes on natural history and first record of ballooning for Idiopidae).....	281
8	ANEXO II (Historical climatic condiction of spiders of the genus <i>Trechona</i> C. L. Koch, 1850 (Mygalomorphae, Dipluridae): from the surface to the underground).....	308
9	ANEXO III Padrão espacial da diversidade beta em comunidades de aranhas Mygalomorphae de cavernas).....	321

1 INTRODUÇÃO

1.1 O MEIO SUBTERRÂNEO

O meio subterrâneo, ou hipógeo, é um conjunto de espaços interconectados da subsuperfície que podem ser preenchidos por água, ar ou ambos, variando desde fissuras diminutas até grandes espaços (JUBERTHIE, 2000; TRAJANO; BICHUETTE, 2006). Espaços grandes e naturais em rochas que permitem o acesso dos humanos ao meio subterrâneo são chamados cavernas (LINO, 1989; TRAJANO; BICHUETTE, 2006; TRAJANO, 2013). A maioria das cavernas brasileiras ocorrem em calcários e dolomitos (rochas carbonáticas), e em minério de ferro, arenitos e quartzitos (rochas não carbonáticas) (AULER; RUBBIOLI; BRANDI, 2001; AULER; ZOGBI, 2005). As rochas carbonáticas (mas também sal, gesso, arenitos e quartzitos) são dissolvidas pela água ácida e originam não somente componentes subterrâneos, mas formas de relevos superficiais, como lapíás, dolinas, ressurgências e sumidouros (LINO; ALLIEVI, 1980; LINO, 1989; AULER; ZOGBI, 2005). Esses componentes são denominados feições cársticas (Figura 1), e os locais onde aparecem são chamados regiões cársticas ou *karst* (Figura 2) (LINO; ALLIEVI, 1980; LINO, 1989).

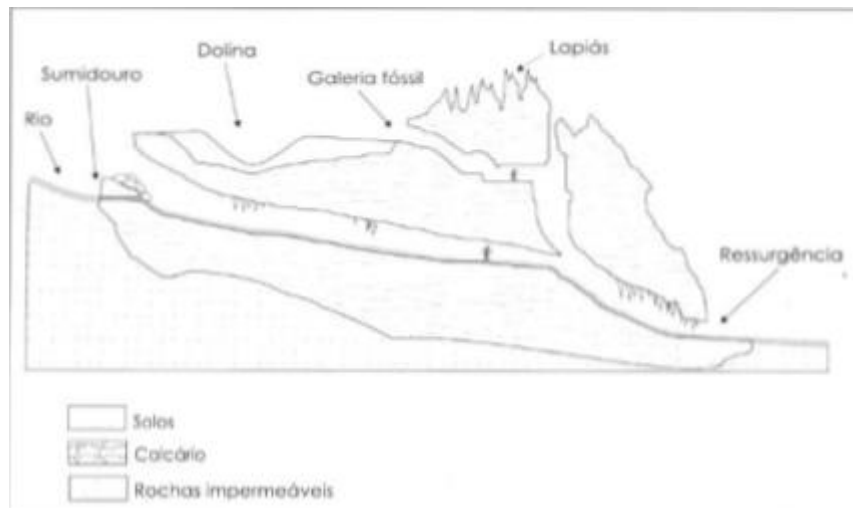


Figura 1. Ilustração das feições cársticas. Fonte: Auler e Zogbi, 2005.

Segundo Hardt et al. (2009, p. 8),

... a carstificação é o processo que dá origem ao carste. Este processo, como foi identificado no relevo originalmente estudado, é a dissolução química da rocha. Quando o intemperismo químico predomina na definição das formas, sobre os processos de ordem mecânica, as formas de relevo são então moldadas dando origem ao carste.

As cavernas não são formadas apenas por processos de dissolução química em regiões cársticas, mas também, por processos mecânicos, como a erosão e o movimento tectônico de placas, e derramamento de lava (LINO, 1989; JUBERTHIE, 2000; AULER; ZOGBI, 2005; WHITE; CULVER, 2012).

Atualmente, o número de cavernas cadastradas na Sociedade Brasileira de Espeleologia (2018) é de aproximadamente 5.600. Entretanto no *site* do ICMBio - Cadastro Nacional de Informações Espeleológicas (CANIE) (<http://www.icmbio.gov.br/cecav/canie.html>) há mais de 18.000 cadastros. O número neste *site* é maior, porque registros de consultorias são inclusos nesse cadastramento. Estima-se, contudo um número de cavernas que supera 100.000 (AULER; RUBBIOLI; BRANDI, 2001).

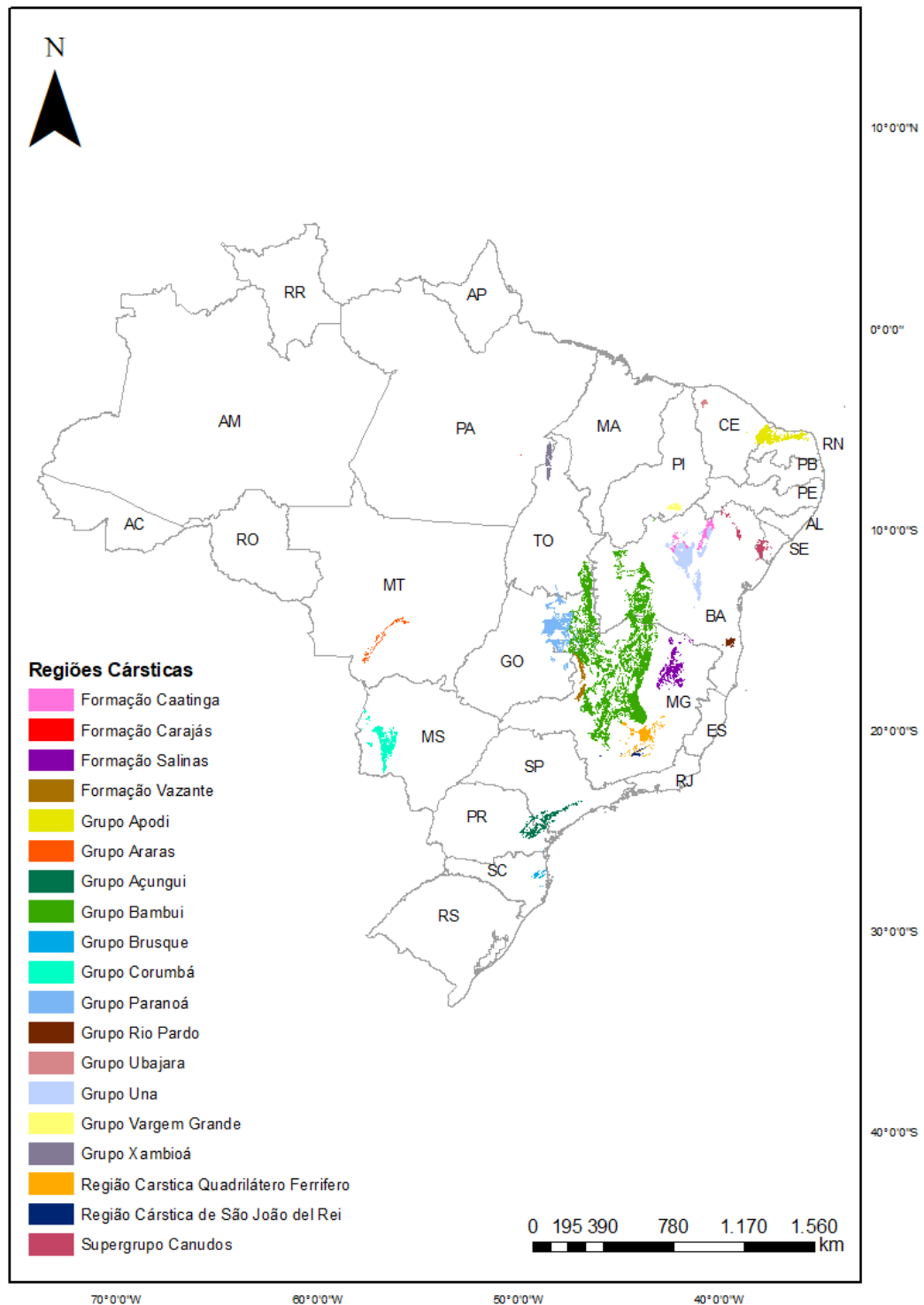


Figura 2. Mapa do Brasil e suas regiões cársticas. Fonte: ICMBio - Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Cavernas (CECAV) (www.icmbio.gov.br/cecav).

As cavernas podem ser divididas em três principais zonas: zona de entrada, com incidência direta de luz, onde são observadas flutuações de temperatura mesmo que menores que as do meio externo; zona de penumbra, com incidência indireta de luz e flutuações de temperatura menores que na zona de entrada; zona afótica, com escuridão total, onde se pode observar uma região com pequenas flutuações de temperatura e uma de estabilidade, com temperatura se mantendo em torno da média anual externa da região (Figura 3). A umidade relativa do ar na zona afótica geralmente está próxima à saturação, ou seja, 100% (POULSON; WHITE, 1969; HOWARTH, 1980; LINO; ALLIEVI, 1980; LINO, 1989; JUBERTHIE, 2000; TRAJANO; ANDRADE, 2005; TRAJANO; BICHUETTE, 2006). Tal propensão à estabilidade se deve à rocha circundante (TRAJANO; BICHUETTE, 2006; DODONOV et al., 2013).

Com a diminuição de luminosidade da zona de entrada até a zona afótica, os organismos fotossintetizantes vão desaparecendo (LINO, 1989; TRAJANO; BICHUETTE, 2006; DODONOV et al., 2013). Em consequência da ausência de luz, há a dependência de fontes energéticas alóctones. Estas fontes, animais ou vegetais, muitas vezes são trazidas para as cavernas pela água (*e.g.* rios, enxurradas, água de percolação), mas fezes e ovos de animais troglóxenos (a definição será vista no tópico 1.3), assim como cadáveres destes animais e dos acidentais, contribuem também como fonte de alimento (POULSON; WHITE, 1969; LINO, ALLIEVI, 1980; HÜPPPOP, 2000; FERREIRA; HORTA, 2001; BAHIA; FERREIRA, 2005; TRAJANO; ANDRADE, 2005; TRAJANO; BICHUETTE, 2006).

Bactérias quimioautotróficas são as responsáveis pela produção autóctone (LINO, 1989; SARBU; KANE; KINKLE, 1996; TRAJANO; BICHUETTE, 2006; HÜPPPOP, 2012). Em raros casos, referida produção é suficiente para a sobrevivência dos animais nas cavernas, como é o de *Movile Cave*, na Romênia (SARBU; KANE; KINKLE, 1996). Portanto, em relação ao meio superficial, ou epígeo, onde há produção fotossintética, é percebida nas cavernas uma tendência à escassez alimentar (*e.g.* POULSON; WHITE, 1969; LANGECKER, 2000; POULSON; LAVOIE, 2000; TRAJANO; ANDRADE, 2005; TRAJANO; BICHUETTE, 2006; HÜPPPOP, 2012; MAMMOLA; ISAIA, 2017) (Figura 3).

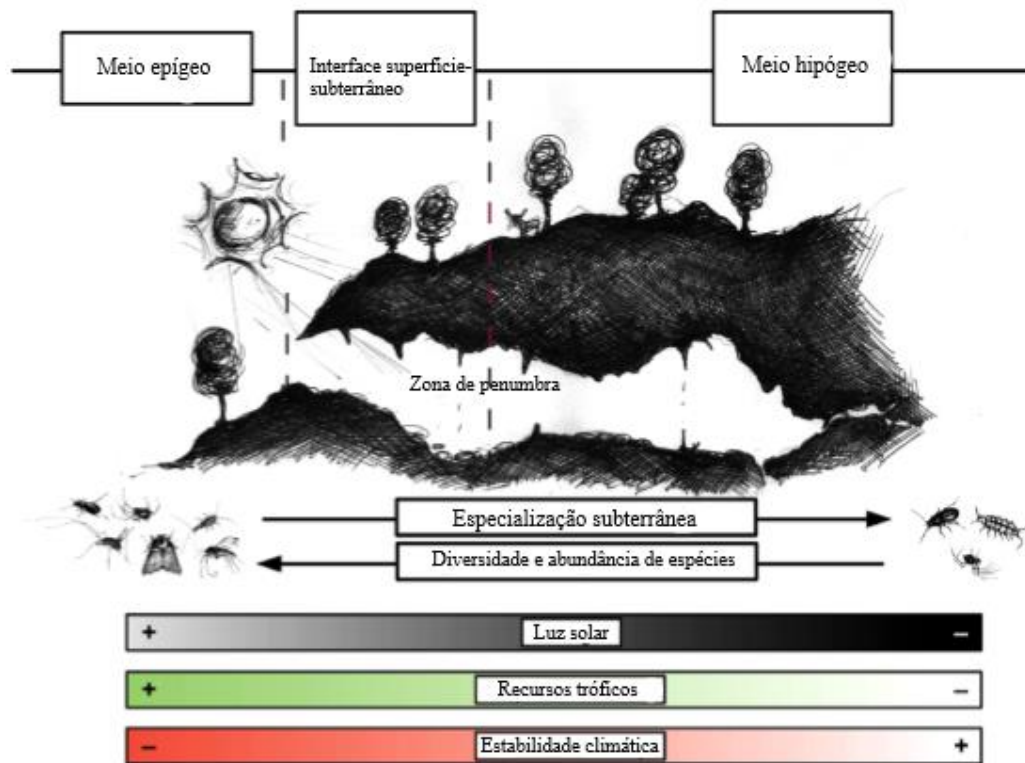


Figura 3. Esquema mostrando as zonas de uma caverna e as diferenças entre o meio epígeo e hipógeo. Adaptado de Mammola, 2018.

As cavernas brasileiras podem ser classificadas em:

- eutróficas - apresentam grande quantidade de matéria orgânica;
- mesotróficas - a matéria orgânica encontra-se em quantidades moderadas;
- oligotróficas - possuem baixa quantidade de matéria orgânica;
- poecilotróficas - há seções com diferentes suprimentos de energia, e variam do oligotrófico ao eutrófico.

Aproximadamente apenas 5% das cavernas brasileiras são eutróficas (GNASPINI; TRAJANO, 2000).

1.2 EXAPTAÇÕES

As características ambientais do meio subterrâneo restringem sua colonização (TRAJANO; BUCHETTE, 2006), e apenas alguns gêneros epígeos possuem representantes cavernícolas (HOWARTH; HOCH, 2012).

O termo exaptação refere-se a um fenômeno no qual uma característica que não possuía valor adaptativo em um ambiente se revela adaptativo em uma situação secundária, ou uma função particular adaptada é cooptado a uma nova função (GOULD; VRBA, 1982). Para os animais cavernícolas, as exaptações são características morfológicas, fisiológicas ou comportamentais que alguns animais apresentam e que facilitam a colonização do meio hipógeo. Tais mecanismos podem ser o não visual para localização de presas e parceiros sexuais, hábito noturno e dieta generalista (TRAJANO, 2000; TRAJANO; ANDRADE, 2005; TRAJANO; BICHUETTE, 2006).

Os animais mais frequentes em cavernas brasileiras são os que provavelmente melhor se adaptam às condições do meio hipógeo, como grilos, diplópodes, opiliões, aranhas, pseudoescorpiões, besouros, colêmbolos, peixes e morcegos (TRAJANO, 1987; TRAJANO; BICHUETTE, 2010; DEHARVENG; BEDOS, 2012; TRAJANO; GALLÃO; BICHUETTE, 2016).

As aranhas, por exemplo, são animais predadores e generalistas com ampla distribuição, habitando todos os ambientes terrestres (TURNBULL, 1973; FOELIX, 1996). A maioria apresenta hábitos noturnos e sedentários. Nesses animais a visão pode desempenhar um papel mínimo na percepção e atividades (MAMMOLA; ISAIA, 2017). Certos comportamentos, como corte e procura de presas são guiados por outros mecanismos (JIMÉNEZ; LLINAS, 2002; BLOOM et al., 2014), tais como químicos e mecânicos (LINO; ALLIEVI, 1980; TRAJANO; BICHUETTE, 2006). Os feromônios, por exemplo, são sinais químicos utilizados por muitas aranhas no acasalamento (GASKETT, 2007).

1.3 ORGANISMOS SUBTERRÂNEOS

A fauna cavernícola é dividida em três classificações ecológico-evolutivas, propostas por Schiner em 1854 e modificadas por Racovitza em 1907: troglóxenos – “organismos encontrados regularmente no meio subterrâneo, mas que necessitam retornar periodicamente à superfície para

completar seu ciclo de vida”; troglófilos - organismos “capazes de completar seu ciclo de vida tanto no meio subterrâneo quanto no epígeo” e troglóbios – “espécies restritas ao meio subterrâneo” (TRAJANO; BICHUETTE, 2006).

Trajano (2012, p. 277) complementou essa classificação:

Troglóbios correspondem a populações-fonte exclusivamente subterrâneas; populações-sumidouro podem ser encontradas na superfície; troglófilos incluem populações-fonte tanto em habitats hipógeos como epígeos, com indivíduos deslocando-se regularmente entre esses habitats, promovendo a introgressão de genes selecionados sob regimes epígeos em populações subterrâneas (e vice-versa); troglóxenos são casos de populações-fonte epígeas com indivíduos usando recursos subterrâneos; nos troglóxenos obrigatórios, todos os indivíduos são dependentes tanto de recursos epígeos como hipógeos (Figura 4).

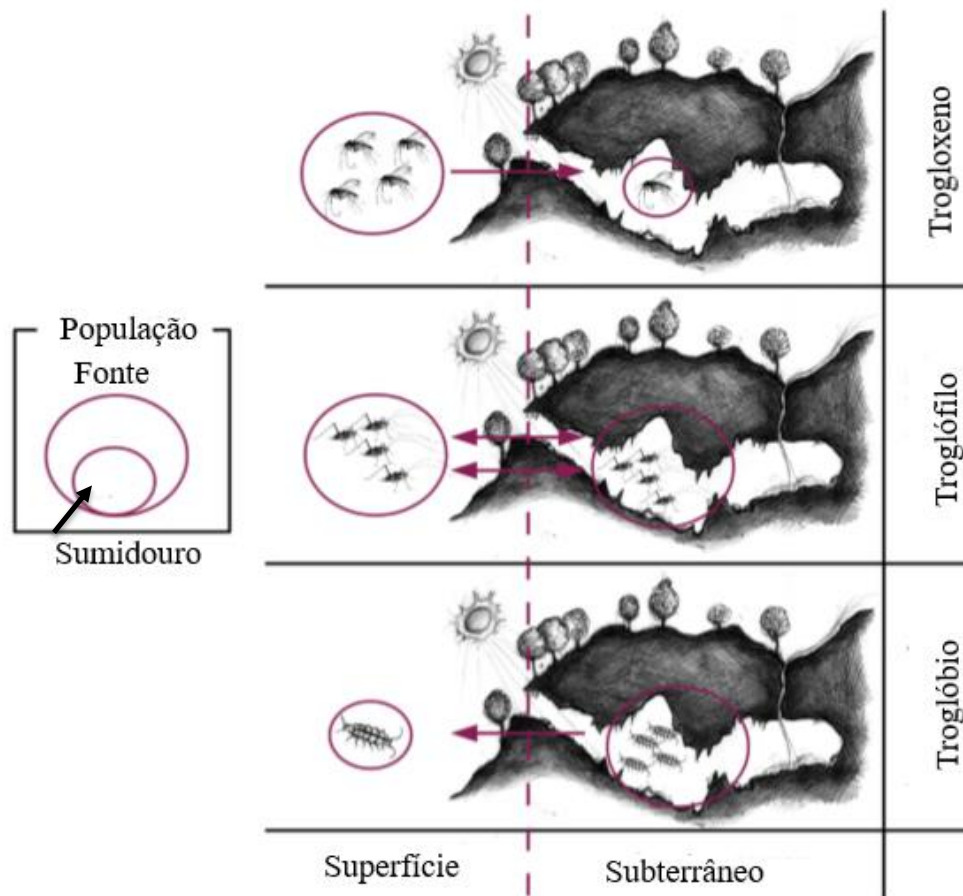


Figura 4. Esquema mostrando as classificações ecológico-evolutivas dos organismos subterrâneos. Adaptado de Mammola, 2018.

1.4 ADAPTAÇÕES À VIDA SUBTERRÂNEA

Podem ser verificadas nos animais troglóbios modificações comportamentais, fisiológicas, morfológicas e ecológicas conhecidas como troglomorfismos (CHRISTIANSEN, 1962; LINO, 1989; TRAJANO; BICHUETTE, 2006). Despigmentação, olhos reduzidos ou ausentes e diminuição ou ausência de asas de alguns insetos são frequentes alterações morfológicas (LINO; ALLIEVI, 1980; AHEARN; HOWARTH, 1982; HOWARTH, 1987; LINO, 1989; GIBERT; DEHARVENG, 2002). O alongamento dos apêndices, como antenas e pernas, é outro exemplo dessa modificação e pode ocasionar, quando presente, um aumento no número de órgãos sensoriais que captam estímulos químicos e mecânicos (LINO; ALLIEVI, 1980; HÜPPPOP, 2000; TRAJANO; BICHUETTE, 2006; HÜPPPOP, 2012; WILLEMART; TAQUES, 2013). Além das citadas, são encontradas alterações fisiológicas, como maior longevidade; crescimento, desenvolvimento e maturação lentos; ovos grandes, porém pouco numerosos; baixa fecundidade; reprodução pouco frequente e baixo metabolismo (LINO; ALLIEVI, 1980; HOWARTH, 1983; LINO, 1989; HÜPPPOP, 2000; GIBERT; DEHARVENG, 2002; TRAJANO; BICHUETTE, 2006; HÜPPPOP, 2012). Ainda, em um ambiente como o cavernícola, o ritmo circadiano pode sofrer mudanças já que é um comportamento relacionado ao fotoperíodo (LANGECKER, 2000; TRAJANO; BICHUETTE, 2006; GUADANUCCI; BRAGA; SÁ, 2014).

Certa cautela deve ser usada porque redução/ausência de olhos e despigmentação não são alterações apenas dos troglóbios, pois animais que vivem em ambientes escuros, como solo profundo, fundo de grandes rios, lagos e mares, também podem apresentá-las (TRAJANO; BICHUETTE, 2006; TRAJANO; BESSI, 2017; TRAJANO; CARVALHO, 2017), assim como há troglóbios que não apresentam troglomorfismos (TRAJANO; BICHUETTE, 2006; CULVER; PIPAN, 2015).

1.5 ARACNÍDEOS

Indivíduos do filo *Arthropoda* são frequentes em cavernas de todo o mundo (LINO, 1989; GNASPINI; TRAJANO, 1994). Uma de suas classes, Arachnida, é representada por onze ordens: Acari, Araneae, Amblypygi, Opiliones, Palpigradi, Pseudoscorpiones, Ricinulei, Schizomida, Scorpiones, Solifugae e Thelyphonida. Dessas, nove possuem representantes troglóbios; as

exceções são Solifugae, com apenas acidentais, e Thelyphonida, com raros troglóxenos em cavernas tropicais (REDDELL, 2012).

A ordem Araneae atualmente compreende mais de 48.000 espécies (WORLD SPIDER CATALOG, 2019). Ela é subdivida em três infraordens: Liphistiomorphae, Araneomorphae e Mygalomorphae (PLATNICK; GERTSCH, 1976). As aranhas da infraordem Liphistiomorphae apresentam opistossoma com segmentação externa e fiandeiras posicionadas na região mediana (ventral) (FOELIX, 1996; GARRISON et al., 2016). Essas aranhas são encontradas somente na região asiática. Os membros da infraordem Araneomorphae apresentam quelíceras dispostas perpendicularmente ao eixo do corpo e normalmente seis fiandeiras. Já as Mygalomorphae possuem quatro fiandeiras e quelíceras dispostas no sentido do eixo do corpo (paralelas) (FOELIX, 1996).

Várias espécies de aranhas foram reportadas em inúmeras cavernas pelo mundo (REDDELL, 2012). Em 2017, 48 famílias de aranhas, das 113 cadastradas até aquele ano, possuíam representantes com troglomorfismos (MAMMOLA; ISAIA, 2017). Estimativas indicam cerca de mil aranhas troglomórficas classificadas no mundo como troglóbias (RIBERA, 2004; REDDELL, 2005 *apud* MAMMOLA; ISAIA, 2017).

No Brasil, aranhas de 33 famílias, das 54 que ocorrem na região neotropical, foram encontradas em cavernas até 2001 (TRAJANO; BICHUETTE, 2006; OUTEDA-JORGE; PIGOZZO, 2007; TRAJANO; BICHUETTE, 2010). Entretanto, Bernardi, Ferreira e Souza-Silva (2007) relataram terem sido encontradas 45 famílias de aranhas, sendo 39 de Araneomorphae e seis de Mygalomorphae (Actinopodidae, Barychelidae, Dipluridae, Ctenizidae, Nemesiidae e Theraphosidae). No país, até 2013, foram registradas pelo menos dezesseis espécies de aranhas troglóbias (WILLEMART; TAQUES, 2013). Entre 2017 e 2018 novos registros de aranhas cavernícolas foram observados em pelo menos 59 famílias (CIZAUSKAS, 2017), com espécies troglóbias descritas para nove (Caponiidae, Ctenidae, Ochyroceratidae, Pholcidae, Prodidomidae, Sicariidae, Symphytognathidae (Araneomorphae), Dipluridae e Theraphosidae (Mygalomorphae) (BERTANI; BICHUETTE; PEDROSO, 2013; PEDROSO; BAPTISTA, 2014; BRESCOVIT; SÁNCHEZ-RUIZ, 2016; GALLÃO; BICHUETTE, 2018; SOUZA; FERREIRA, 2018). Cizauskas (2017), em seu mestrado, observou 26 espécies de aranhas troglóbias.

As aranhas Araneomorphae, como Ctenidae (gênero *Ctenus* e outros), Pholcidae (gênero *Mesabolivar* e outros), Sicariidae (gênero *Loxosceles*) e Theridiosomatidae (gênero *Plato*) são frequentes em cavernas de todo o Brasil (TRAJANO, 1987; LINO, 1989; TRAJANO; GNASPINI-NETTO, 1991; TRAJANO, 2000; TRAJANO; BICHUETTE, 2006; OUTEDA-JORGE; PIGOZZO, 2007; FERREIRA et al., 2010; TRAJANO; BICHUETTE, 2010; FONSECA-FERREIRA; BICHUETTE, 2015).

1.5.1 MYGALOMORPHAE

A infraordem Mygalomorphae pode ser dividida em aranhas-de-alçapão, aranhas-de-buraco, aranhas construtoras de teias em forma de lençol e caranguejeiras. As aranhas-de-alçapão recebem esse nome porque fazem uma cavidade e constroem uma tampa móvel chamada alçapão utilizando teia e vegetação circundante (BOND et al., 2012). As fêmeas são sedentárias e permanecem em suas tocas, enquanto os machos, quando adultos, buscam parceiras sexuais na época reprodutiva. Os jovens dispersam da toca materna e constroem as suas. A predação é realizada por emboscada, ou seja, o animal fica perto da abertura do alçapão e rapidamente captura sua presa trazendo-a para dentro. Entre as aranhas-de-alçapão podem-se citar como exemplo, as famílias e gêneros, respectivamente: Actinopodidae, *Actinopus*; Barychelidae, *Neodiplothele*; Halonoproctidae, *Ummidia*; Idiopidae, *Idiops* e *Neocteniza* e Nemesiidae, *Chaco* e *Prorachias*.

Aranhas do gênero *Actinopus* constroem suas tocas debaixo de folhiços, em terreno plano, em alguns lugares com leve inclinação e barrancos. O perfil ao longo do comprimento das tocas geralmente é estreito e no final pode ocorrer uma câmara terminal (Everton Fernando Trova, por comunicação pessoal). O alçapão é rígido com bordas chanfradas e encaixam perfeitamente na entrada da toca, assemelhando-se aos das aranhas da família Halonoproctidae (DIPPENAAR-SCHOEMAN, 2002). O gênero *Neodiplothele* é constituído por aranhas muito pequenas que fazem suas tocas em barrancos. Elas podem ter até dois alçapões, e em algumas espécies, sendo estes camuflados com musgo (GONZALEZ-FILHO; LUCAS; BRESCOVIT, 2015). As aranhas do gênero *Ummidia* constroem suas tocas com alçapões espessos, rígidos e com bordas chanfradas que se encaixam com perfeição na borda de entrada. Podem preferir encostas íngremes e habitats esparsamente arborizados e abertos (BOND; COYLE, 1995). No gênero *Idiops*, a entrada da toca pode ser encontrada tanto no nível do solo quanto milímetros acima (estilo chaminé). O alçapão é flexível e na borda da toca elas anexam ornamentos, como galhos, folhas ou cascas de árvores. Os

ornamentos podem aumentar a área de sensibilidade e facilitam a percepção de presas que se aproximam das tocas (HAUPT, 1995). Já o gênero *Neocteniza* é composto por aranhas que vivem principalmente em lugares com vegetação natural, perto de rios e córregos e em locais inclinados e barrancos (GOLOBOFF, 1987a), mas também são encontradas em ambientes antropizados (Victor Morais Ghirotto, por comunicação pessoal). Seu alçapão é facilmente diferenciado das *Actinopus* que constroem seu alçapão mais espessado, assemelhando-se, assim, ao alçapão fino de *Idiops* (GOLOBOFF, 1987a). Já no gênero *Chaco*, os alçapões podem ser finos e cobertos com areia e seda, podendo esta ser uma extensão da teia que reveste a toca (MONTES-DE-OCA; PÉREZ-MILES, 2013). As tocas das aranhas do gênero *Prorachias* são constituídas por um túnel simples revestido com seda, o alçapão é rígido e feito com terra e seda (LUCAS; INDICATTI; FUKAMI, 2005).

Podemos ainda encontrar aranhas Mygalomorphae embaixo de troncos e rochas, como no gênero *Fufius* (GUADANUCCI; INDICATTI, 2004) e aranhas da família Theraphosidae (BERTANI, 2001). Nesta família, indivíduos são encontrados em buracos nas árvores, em retiros sob a casca, bromélias (BERTANI, 2012; FUKUSHIMA; BERTANI, 2017), e em tocas (BERTANI, 2001). Nesta última os gêneros *Rachias*, *Stenoterommata*, ambas em tocas abertas, e *Lycinus* também podem ser encontrados (GOLOBOFF, 1995; SCHWERDT; COPPERI, 2014).

Há também as aranhas construtoras em teia-lençol, como as *Ischnothele*, *Linothele* e *Diplura*, e as com outros modos de vida, como *Trechona*, *Harmonicon* e *Paratropis*. As *Ischnothele* constroem em barrancos ou no solo de áreas secas, suas teias em “forma de lençol” (PEDROSO, 2009), com dois compartimentos, apresentando uma parte exposta em formato de lençol, representando a teia de captura, e um retiro tubular escondido em um espaço fechado (COYLE, 1995). A captura de presas acontece de dia e à noite, sendo o período noturno seu momento de maior atividade (COYLE, 1995). Semelhantemente às *Ischnothele*, as *Linothele* e as *Diplura* constroem o mesmo tipo de teia-lençol (PEDROSO, 2009). As aranhas *Diplura* podem viver em outro tipo de teia, sendo só tubular de revestimento, sob troncos ou rochas (PEDROSO, 2009).

As aranhas do gênero *Trechona* podem ser encontradas dentro de tocas cavadas por elas ou embaixo de troncos ou pedras. Um véu de seda pode recobrir a entrada da toca (PEDROSO, 2009). Segundo Drolshagen e Bäckstam (2011), aranhas do gênero *Harmonicon* constroem suas teias

ligadas a árvores e arbustos. A teia se projeta em um funil que leva a um retiro. Já o gênero *Paratropis* é encontrado sob rochas e troncos, mas não constroem tocas (RAVEN, 1999). Devido a algum tipo de substância colante que produzem, geralmente todas as partes de seus corpos são incrustadas com partículas do solo (RAVEN, 1985).

Segundo Gertsch (1982), a primeira Mygalomorphae troglóbia foi descrita por Simon, em 1892: *Masteria caeca* (Simon, 1892), espécie das Filipinas, pertencente à família Dipluridae. Outra espécie, *Masteria pecki* Gertsch, 1982, encontrada em cavernas da Jamaica, apresenta, assim como *M. caeca*, ausência dos olhos (GERTSCH, 1982). Pedroso, Baptista e Bertani (2015) descreveram uma nova espécie desse gênero para o Brasil: *Masteria emboaba* Pedroso, Baptista & Bertani, 2015. Segundo os autores, tal espécie apresenta apenas dois olhos e ocorre tanto em cavernas como no meio epígeo. Neste, foi verificado na serapilheira e sob rochas e troncos (PEDROSO; BAPTISTA; BERTANI, 2015). A maioria das espécies do gênero *Masteria* possui de seis a oito olhos, ou dois. Em *M. caeca* e *M. pecki* os olhos são ausentes (GERTSCH, 1982). Em espécies com oito olhos é notada redução dos olhos anteriores medianos (CHICKERING, 1964, 1966). Para os autores Pedroso e colaboradores (2015), a redução no número de olhos em *M. emboaba* pode indicar alta especialização à ambientes subterrâneos. Em sua dissertação, porém, Passanha (2015) afirma que essa espécie de *Masteria*, na verdade, pertence a outro gênero e apresenta seis olhos vestigiais e não dois.

No seu mais recente trabalho, então, Passanha, Cizauskas e Brescovit (2019), transferiram *M. emboaba* para um novo gênero, *Tonton* (*Tonton emboaba* (Pedroso, Baptista & Bertani, 2015)), família Microstigmatidae. Além disso, seis novas espécies foram descritas para esse gênero, e dessas, três são troglóbias. Em *Tonton itabirito* Passanha, Cizauskas & Brescovit, 2019 é observado total ausência de olhos e despigmentação; *Tonton queca* Passanha, Cizauskas & Brescovit, 2019 e *Tonton matodentro* Passanha, Cizauskas & Brescovit, 2019 possuem olhos laterais bem vestigiais, despigmentação, e pernas e tricobótrios alongados. As três são encontradas em cavernas na região do Quadrilátero Ferrífero, Brasil, nos municípios mineiros de Rio Acima, Itabirito, Barão dos Cocais (*T. itabirito*), Nova Lima, Itabirito, Rio Acima, Igarapé (*T. queca*), Conceição do Mato Dentro e Morro do Pilar (*T. matodentro*). A família é composta por aranhas de pequeno tamanho, com exceção de *Xenonemesia platensis* Goloboff, 1989 (GOLOBOFF, 1989) sendo encontradas

na serapilheira de locais, como América Central e Sul e África do Sul (RAVEN; PLATNICK, 1981; GRISWOLD, 1985; PASSANHA; CIZAUSKAS; BRESCOVIT, 2019).

Posteriormente a *M. caeca*, a primeira aranha Mygalomorphae troglomórfica para Cuba e Caribe foi descrita. Trata-se de *Troglothele coeca* Fage, 1929, Barychelidae, espécie sem olhos encontrada nas Grutas de Bellamar, Matanzas (FAGE, 1929). Segundo Mammola e Isaia (2017) as espécies *Acontius stercoricola* (Denis, 1955) da Guiné e *Hexathele cavernicola* Forster, 1968, da Nova Zelândia são as únicas representantes troglóbias de suas famílias Cyrtaucheniidae e Hexathelidae, respectivamente. Entretanto, Forster (1968) afirma que não é certo se *H. cavernicola* é encontrada apenas no meio subterrâneo.

Outras Mygalomorphae troglóbias são *Troglodiplura lowryi* Main, 1969, Dipluridae, de cavernas da Austrália, que não possui olhos (MAIN, 1969), aranhas do gênero *Euagrus*, Dipluridae, encontradas no México, *Euagrus cavernicola* Gertsch, 1971; *Euagrus anops* Gertsch, 1973 e *Euagrus troglodyta* Gertsch, 1982. As três possuem pernas alongadas e ausência dos olhos em comparação a outras aranhas do gênero (GERTSCH, 1982; COYLE, 1988). No mesmo país, seis espécies do gênero *Hemirrhagus*, Theraphosidae, *Hemirrhagus stygius* (Gertsch, 1971), *Hemirrhagus elliotti* (Gertsch, 1973), *Hemirrhagus reddelli* (Gertsch, 1973), *Hemirrhagus grieta* (Gertsch, 1982), *Hemirrhagus mitchelli* (Gertsch, 1982) e *Hemirrhagus puebla* (Gertsch, 1982) apresentam ausência ou redução dos olhos, despigmentação e pernas alongadas (GERTSCH, 1982). Em *Trichopelma maddenii* Esposito & Agnarsson, 2014, Theraphosidae, da República Dominicana, se observa ausência de olhos e leve pigmentação no local (BLOOM et al., 2014).

Para cavernas no Equador foram observadas duas espécies de Mygalomorphae. A troglóbia, *Spelocteniza ashmolei* Gertsch, 1982, Microstigmatidae, são pequenas, apresentam olhos evanescentes e em número de seis (olhos medianos posteriores não evidentes ou possivelmente pequenos e fundidos com os olhos laterais posteriores) (GERTSCH, 1982) e *Linothele cavicola* Goloboff, 1994, Dipluridae, que apresenta pernas, corpo e fiandeiras alongados, além de tarsos com fortes cerdas ventrais e poucos dentes nas garras tarsais superiores. Para o autor essas características podem estar relacionadas ao hábitat cavernícola (GOLOBOFF, 1994).

Na década de 80, no Brasil, vários registros da fauna cavernícola foram publicados, além de alguns relatos sobre as Mygalomorphae. Trajano (1987), a respeito da composição da fauna

referida em certas regiões, afirmou que as caranguejeiras não eram incomuns nas cavernas da Província Espeleológica do Bambuí, sobretudo na zona da Bahia. Segundo Lino (1989), as Mygalomorphae são raramente encontradas, mas bem distribuídas em cavernas dos estados de Minas Gerais, Bahia e Goiás, especialmente indivíduos dos gêneros *Lasiodora* e *Acanthoscurria*. Em 1995, Pinto-da-Rocha compilou tanto os dados já publicados, como os inéditos da fauna cavernícola brasileira. Os dados acerca das Mygalomorphae estão expostos na Tabela 1.

Tabela 1. Dados compilados por Pinto-da-Rocha (1995).

Família	Espécie	Estado	Caverna	Referências
Barychelidae	-	Pará	PA-21	TRAJANO; MOREIRA, 1991
	<i>Trichopelma</i> sp.	Pará	PA-33	TRAJANO; MOREIRA, 1991
Nemesiidae	-	Goiás	GO-69	TRAJANO; GNASPINI-NETTO, 1991
	<i>Hermachura</i> sp.	São Paulo	SP-129	TRAJANO; GNASPINI-NETTO, 1991
	cf. <i>Pselligmus</i> sp.	Goiás	GO-11, GO-62	DESSEN et al., 1980; GNASPINI; TRAJANO, 1994
Theraphosidae	<i>Acanthoscurria</i> sp.	Bahia	BA-01	DESSEN et al., 1980
	cf. <i>Acanthoscurria</i> sp.	Minas Gerais	MG-361	CHAIMOWICZ, 1984
	<i>Lasiodora</i> sp.	Bahia	BA-01, BA-16	DESSEN et al., 1980

Já nos anos 2000, Trajano registrou a presença de *Lasiodora* sp. na Província Espeleológica de Rio Pardo e na Província de Bambuí, ambas na região baiana. Trajano e Bichuette (2010) observaram esse gênero mais frequente nas cavernas tropicais do Norte e Nordeste do país. Mas na região Sudeste, Bernardi, Ferreira e Souza-Silva (2007) relataram uma população de aproximadamente 21 indivíduos de aranhas do gênero *Lasiodora* em uma caverna granítica em Ataléia, Minas Gerais.

Alguns anos depois, a primeira aranha Mygalomorphae troglóbia brasileira, *Tmesiphantes hypogeus* Bertani, Bichuette & Pedroso, 2013, família Theraphosidae, foi reportada em cavernas de arenito/quartzito em Andaraí (Igatu), Bahia. A espécie apresenta características troglomórficas, como diminuição dos olhos medianos anteriores, câmore ocular transparente, pernas longas, finas,

e com pouco pigmento, e redução da área de pelos urticantes em apenas duas regiões dorso-laterais do opistossoma (BERTANI; BICHUETTE; PEDROSO, 2013).

A espécie *Harmonicon cerberus* Pedroso & Baptista, 2014, família Dipluridae, foi a segunda espécie troglomórfica descrita brasileira e a primeira para região amazônica, encontrada em cavernas ferríferas do município de Parauapebas, Pará. Na espécie é observada redução e fusão dos olhos posteriores medianos e dos laterais, coloração pálida e quelíceras alongadas em relação às outras aranhas do gênero. Segundo os autores *H. cerberus* provavelmente é uma espécie troglóbia (PEDROSO; BAPTISTA, 2014).

Fonseca-Ferreira e Bichuette (2015) notaram em cavernas de dois municípios mineiros, Diamantina e Monjolos, a presença das espécies *Trechona* sp. (Dipluridae) e *Neodiplothele* sp. (Barychelidae), no primeiro, e *Idiops* sp. (Idiopidae), *Acanthoscurria paulensis* Mello-Leitão, 1923 (Theraphosidae), *Pterinopelma sazimai* Bertani, Nagahama & Fukushima, 2011 (Theraphosidae), e *Lasiodora* sp. em Monjolos. *Prorachias* sp. (Nemesiidae) foi avistada nos dois municípios.

Fêmeas e jovens da espécie troglófila *Trechona diamantina* Guadanucci et al., 2016, família Dipluridae foram observados em quatro cavernas de quartzito em Diamantina, Minas Gerais. Em uma das cavidades cem indivíduos estavam distribuídos entre as zonas de entrada, penumbra e afótica (GUADANUCCI; BRAGA; SÁ, 2014). Nessa espécie, os indivíduos observados na zona afótica permanecem mais tempo exposta em sua teia forrageando do que os indivíduos das outras zonas, o que indica que a espécie molda o seu comportamento em relação à região da caverna na qual se encontra (GUADANUCCI; BRAGA; SÁ, 2014). Apenas um macho foi observado (GUADANUCCI et al., 2016).

Em 2017, Fonseca-Ferreira, Zampaulo e Guadanucci reportaram em cavernas ferríferas na região de Carajás, Pará, a presença de *Dolichothele tucuruense* (Guadanucci, 2007) (Theraphosidae), *Hapalopus aymara* Perdomo, Panzera & Pérez-Miles, 2009 (Theraphosidae), *Acanthoscurria geniculata* (C. L. Koch, 1841), *Theraphosa blondi* (Latreille, 1804) (Theraphosidae), *Nhandu coloratovillosus* (Schmidt, 1998) (Theraphosidae) e *Fufius minusculus* Ortega, Nagahama, Motta & Bertani, 2013 (Cyrtachenidae). Cinco “morfoespécies” foram representados apenas por jovens; *Ummidia* sp. (Halonoproctidae), *Paratropis* sp. (Paratropidae), *Bolostromus* sp. (Cyrtachenidae), *Diplura* sp. (Dipluridae) e *Idiophthalma* sp. (Barychelidae).

Além disso, descreveram três espécies novas: *Hapalopus serrapelada* Fonseca-Ferreira, Zampaulo & Guadanucci, 2017, *Idiops carajas* Fonseca-Ferreira, Zampaulo & Guadanucci, 2017, e a troglófila *Guyruita metallophila* Fonseca-Ferreira, Zampaulo & Guadanucci, 2017 (Theraphosidae), espécie muito abundante nas cavernas.

Cizauskas (2017) em sua dissertação relatou em cavernas brasileira a presença das espécies: *Actinopus* sp. 1 (Actinopodidae), *Diplura* sp. 1, *Fufius auricomus* (Simon, 1891), *Guyruita* sp. 1, *Guyruita* sp. 2, *Harmonicon cerberus*, *Idiops* sp. 1, *Lasiadora* sp. 1, *Lasiadora* sp. 2, *Linothele* sp. 1 (Dipluridae), *Lycinus* sp. 1, *Lycinus* sp. 2 (Nemesiidae), *Magulla* sp. 1 (Theraphosidae), *Micromygalinae* sp. 1 (Microstigmatidae), *Neodiplothele martinsi* Gonzalez-Filho, Lucas & Brescovit, 2015, *Nhandu coloratovillosus*, *Paratropis* sp. 1, *Prorachias* sp. 1, *Prorachias bristowei* Mello-Leitão, 1924, *Proshapalopus* sp. 1 (Theraphosidae), *Stenoterommata* sp. 1, *Stenoterommata* sp. 2 (Nemesiidae), *Theraphosa blondi*, *Ummidia* sp. 1, *Ummidia* sp. 2, e *Vitalius* sp. 2 (Theraphosidae). Com exceções dos espécimes *Micromygalinae* sp. 1 e *Idiops* sp. 1, as espécies citadas constam no presente trabalho já que grande parte do material foi disponibilizado pelo Instituto Butantan.

Denis R. Pedroso (por comunicação pessoal) disponibilizou os dados de Mygalomorphae encontradas em cavernas e depositadas na coleção do Museu Nacional do Rio de Janeiro. As espécies *Avicularia* sp. (Theraphosidae), *Diplura nigra* (F. O. Pickard-Cambridge, 1896), *Fufius* sp. e *Tapinauchenius* sp. (Theraphosidae) foram reportadas em cavernas no Pará; *Actinopus* sp. na Bahia e *Dolichothele* sp. em Minas Gerais.

Em artigos de descrição de espécies pode-se encontrar registros em cavidades para *Dolichothele exilis* Mello-Leitão, 1923 (GUADANUCCI, 2007), *Dolichothele rufoniger* (Guadanucci, 2007) (GUADANUCCI, 2007), *Lasiadora* sp. (BERTANI, 2001), *Iridopelma oliveirai* Bertani, 2012 (BERTANI, 2012) (Theraphosidae), *Neodiplothele martinsi* e *Neodiplothele itabaiana* Gonzalez-Filho, Lucas & Brescovit, 2015 (GONZALEZ-FILHO; LUCAS; BRESCOVIT, 2015).

Devido ao incipiente conhecimento sobre a presença de aranhas da infraordem Mygalomorphae em cavernas brasileiras é proposto este trabalho.

2 OBJETIVOS

- Elaborar uma lista de espécies por famílias de aranhas Mygalomorphae encontradas em cavernas.
- Mapear a distribuição geográfica das espécies encontradas em cavernas.
- Desenvolver chaves de identificações até nível de gênero de aranhas Mygalomorphae encontrados em cavernas.
- Verificar se fatores, como o tipo de bioma, litologia, altitude, precipitação e temperatura podem explicar a composição de espécies de aranhas Mygalomorphae, distribuídas em diferentes comunidades espalhadas pelo Brasil.

3 MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 MATERIAL CONSULTADO

Em consequência do histórico em pesquisas no meio subterrâneo, as seguintes coleções científicas foram consultadas (nome da instituição, sigla, cidade e estado):

Instituto Butantan, (IBSP), São Paulo, São Paulo;

Invertebrados Subterrâneos de Lavras, (ISLA), Lavras, Minas Gerais;

Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, (MZUSP), São Paulo, São Paulo;

Laboratório de Estudos Subterrâneos, (LES), São Carlos, São Paulo.

3.2 IDENTIFICAÇÃO DO MATERIAL

O estereomicroscópio *Zeiss Stemi 2000* foi utilizado para visualização do material. Para a identificação dos indivíduos ao nível taxonômico mais preciso, foram usados artigos de revisões taxonômicas e/ou descrições originais disponíveis no *site World Spider Catalog* (2019), além de dissertações, como Nagahama (2010), Revollo (2016), Galleti-Lima (2017); teses, Indicatti (2011), Miglio (2014) e chave de identificação Brescovit et al. (2002).

3.3 FIGURAS

As figuras foram capturadas com estereomicroscópios *Leica* M165C e M205C, com a utilização dos programas *Leica Application Suite* LAS V4.8 e *Leica Application Suite* LAS V4.12, e câmera fotográfica *Canon* modelo SX520 HS. Para cada espécie foram tiradas fotos do opistossoma, prossoma, genitálias e outras estruturas que ajudaram na identificação dos indivíduos. Posteriormente as pranchas foram montadas no programa *Adobe Photoshop CC* 2018.

3.4 CONFECÇÃO DOS MAPAS

As coordenadas geográficas das cavernas que não foram disponibilizadas pelas instituições que forneceram o material foram obtidas pelo *site* do ICMBio-CANIE (<http://www.icmbio.gov.br/cecav/canie.html>) e através do artigo de De Ázara e Ferreira (2018). Em relação às cavidades subterrâneas que não foram encontradas nos meios citados, as coordenadas foram baseadas nos municípios e obtidas nos *sites* *Global Gazetteer* versão 2.3 (<http://www.fallingrain.com/world/>) e *Google Maps* (<https://www.google.com.br/maps>). Estes mesmos *sites* foram necessários para obtenção de coordenadas nos casos de novos registros para as espécies.

Artigos, teses e dissertações foram a base de dados das localidades das espécies para a confecção dos mapas de distribuição (Tabela 2). Os *sites* citados foram utilizados para obtenção de coordenadas geográficas que não foram disponibilizadas na literatura. Algumas regiões mencionadas não foram encontradas nos *sites* de procura e retiradas, e alguns pontos, Rafael Prezzi Indicatti, compartilhou em comunicação pessoal.

Tabela 2. Tabela indicando a literatura utilizada para obtenção dos pontos de ocorrência das espécies para confecção dos mapas de distribuição.

Espécie	Referência
<i>Acanthoscurria geniculata</i>	KOCH, 1841; PIZA, 1972; PAULA et al., 2014
<i>Acanthoscurria gomesiana</i>	GONZALEZ-FILHO et al., 2012
<i>Actinopus dubiomaculatus</i>	MIGLIO, 2014
<i>Catanduba peruacu</i>	YAMAMOTO; LUCAS; BRESCOVIT, 2012

<i>Cyrtrogrammma monticola</i>	POCOCK, 1895
<i>Diplura sanguinea</i>	MELLO-LEITÃO, 1923
<i>Dolichothele diamantinensis</i>	BERTANI; SANTOS; RIGHI, 2009; REVOLLO, 2016
<i>Dolichothele exilis</i>	MELLO-LEITÃO, 1923; BÜCHERL; TIMOTHEO; LUCAS, 1971; GUADANUCCI, 2007; LUCAS; INDICATTI, 2015, REVOLLO, 2016
<i>Dolichothele rufoniger</i>	GUADANUCCI, 2007; BERTANI; SANTOS; RIGHI, 2009; REVOLLO, 2016
<i>Dolichothele tucuruense</i>	GUADANUCCI, 2007; REVOLLO, 2016; FONSECA-FERREIRA; ZAMPAULO; GUADANUCCI, 2017
<i>Guyruita metallophila</i>	FONSECA-FERREIRA; ZAMPAULO; GUADANUCCI, 2017
<i>Hapalopus</i> sp. 1	FONSECA-FERREIRA; ZAMPAULO; GUADANUCCI, 2017
<i>Hapalopus serrapelada</i>	FONSECA-FERREIRA; ZAMPAULO; GUADANUCCI, 2017
<i>Ischnothele annulata</i>	COYLE, 1995
<i>Ischnothele guianensis</i>	COYLE, 1995
<i>Lasiodora</i> sp.	BERTANI, 2001; BERNARDI; FERREIRA; SOUZA-SILVA, 2007; FONSECA-FERREIRA; BICHUETTE, 2015
<i>Magulla obesa</i>	INDICATTI et al., 2008
<i>Neocteniza minima</i>	GOLOBOFF, 1987a; GOLOBOFF; PLATNICK, 1992; ROSSI et al., 2019 (em preparação)
<i>Neodiplothele irregularis</i>	GONZALEZ-FILHO; LUCAS; BRESCOVIT, 2015
<i>Neodiplothele martinsi</i>	GONZALEZ-FILHO; LUCAS; BRESCOVIT, 2015
<i>Nhandu coloratovillosus</i>	BERTANI, 2001
<i>Plesiopelma minense</i>	NAGAHAMA, 2010
<i>Prorachias bristowei</i>	LUCAS; INDICATTI; FUKAMI, 2005; SOUZA-SILVA; SILVA; BRESCOVIT, 2014
<i>Pterinopelma felipeleitei</i>	BERTANI; LEAL, 2016
<i>Pterinopelma sazimai</i>	BERTANI; NAGAHAMA; FUKUSHIMA, 2011; FONSECA-FERREIRA; BICHUETTE, 2015; BERTANI; LEAL, 2016
<i>Theraphosa blondi</i>	HAHN, 1832; GERSCHMAN DE PIKELIN; SCHIAPELLI, 1966; SCHMIDT, 1993
<i>Tmesiphantes caymmii</i>	YAMAMOTO et al., 2007
<i>Tmesiphantes hypogeus</i>	BERTANI; BICHUETTE; PEDROSO, 2013
<i>Trechona diamantina</i>	GUADANUCCI et al., 2016
<i>Vitalius nondescriptus</i>	BERTANI, 2012
<i>Ybyrapora diversipes</i>	BERTANI; FUKUSHIMA, 2009; FUKUSHIMA; BERTANI, 2017

Foram usados *shapefiles*, arquivos que contêm dados geoespaciais em forma de vetor, para a elaboração dos mapas. Os *shapefiles* do Brasil com divisão em estados e biomas foram encontrados no *site* do Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE) (<https://www.ibge.gov.br/>). Os arquivos de outros países do neotrópico, com divisão de seus estados e biomas, foram adquiridos no *site Database of Global Administrative Areas* (GADM) (<https://gadm.org/index.html>). As coordenadas foram transformadas em graus decimais, e o sistema de projeção utilizado foi WGS 84. O programa usado para elaboração dos mapas foi *ArcView Gis* 10.3.

Observação: As escalas das figuras são em milímetros (mm). A sigla “id”, verificada na lista de espécies, significa identificador. Em alguns casos, o animal já estava identificado corretamente, mas sem citação do autor, por isso a ausência deste. As coordenadas relacionadas às cavidades foram colocadas na lista de espécies, mas não as referentes aos municípios.

4 RESULTADOS

Foi examinado o material oriundo de 264 cavidades subterrâneas, em 58 municípios de dez estados mais Distrito Federal (Figura 5). Entre as instituições, LES e ISLA possuem estudos exclusivos no meio subterrâneo, porém a maior parte do material foi proveniente do Instituto Butantan.

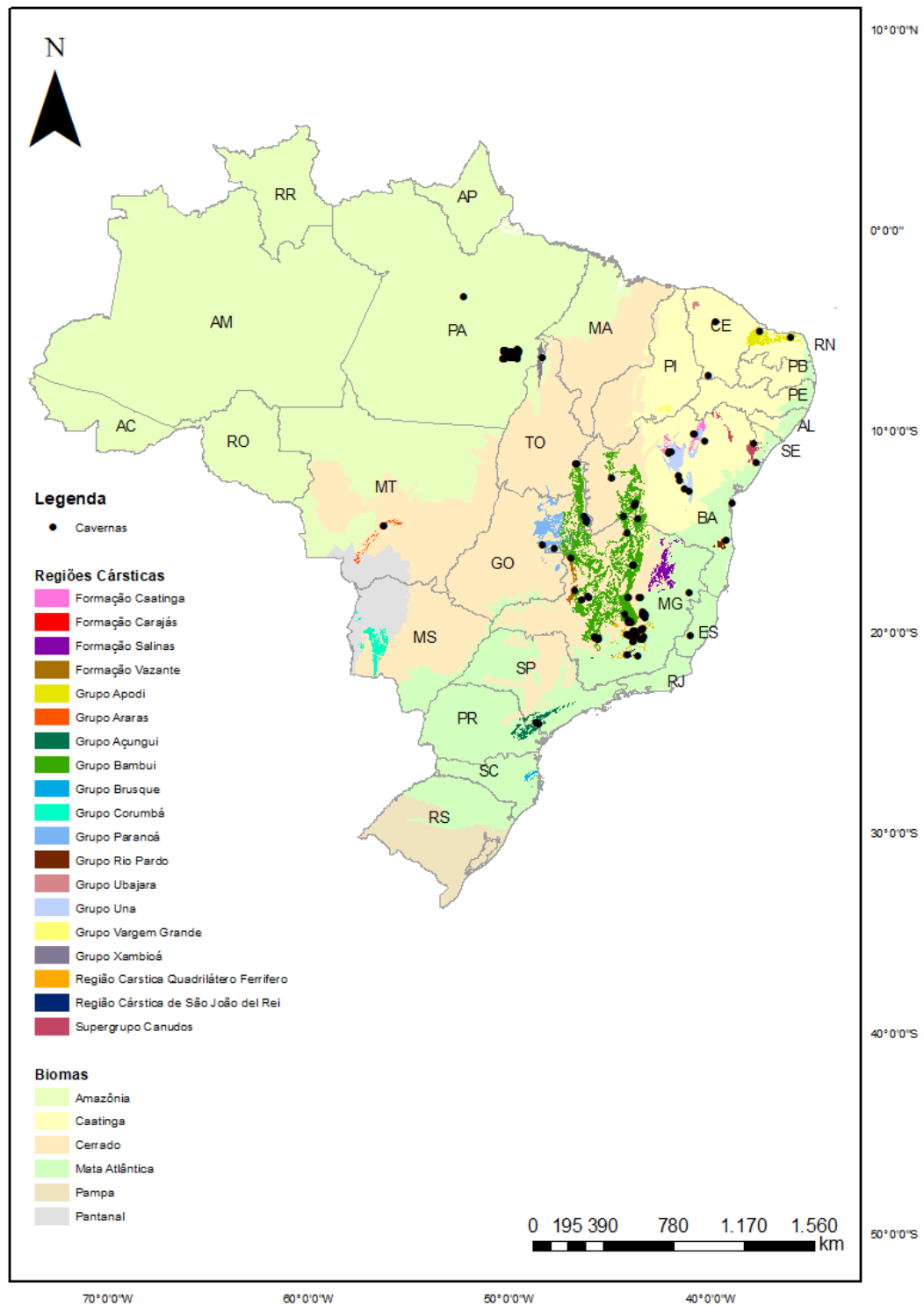


Figura 5. Mapa do Brasil, suas regiões cársticas, biomas e os pontos das 264 cavernas.

No total, nove famílias e 68 espécies de Mygalomorphae foram encontradas em cavidades. O número de gêneros e espécies foram para cada família os seguintes: **Actinopodidae**: um gênero e duas espécies; **Barychelidae**: três gêneros e seis espécies; **Cyrtaucheniidae**: um gênero e uma espécie; **Dipluridae**: cinco gêneros e nove espécies; **Halonoproctidae**: um gênero e duas espécies; **Idiopidae**: dois gêneros e duas espécies; **Nemesiidae**: cinco gêneros e catorze espécies; **Paratropididae**: um gênero e cinco espécies; **Theraphosidae**: quinze gêneros e vinte e sete espécies.

Em relação ao sexo e estágio dos indivíduos coletados nas cavernas, foram contabilizados 29 machos adultos, 162 fêmeas adultas e 177 jovens. Apenas em um espécime não foi possível determinar o sexo nem o estágio no qual o indivíduo se encontrava devido ao mau estado de conservação. A maior parte do material analisado (139 indivíduos) pertence a espécie *Guyruita metallophila*.

Foi elaborada uma lista com todas as famílias e espécies de aranhas Mygalomorphae encontradas em cavernas identificadas nesse trabalho.

4.1 LISTA DE ESPÉCIES E MAPAS DE DISTRIBUIÇÃO

ACTINOPODIDAE Simon, 1892

ACTINOPODINAE Perty, 1833

***Actinopus* Perty, 1833**

***Actinopus* sp. 1**

(Figura 6)

Material examinado: Brasil. **Pará**. Canaã dos Carajás: Caverna SB-194, 6°20'30.7"S 49°57'13.873"W, id. G. F. Rossi, 12-22.X.2013, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1♀, (IBSP 173936) (Figura 8).

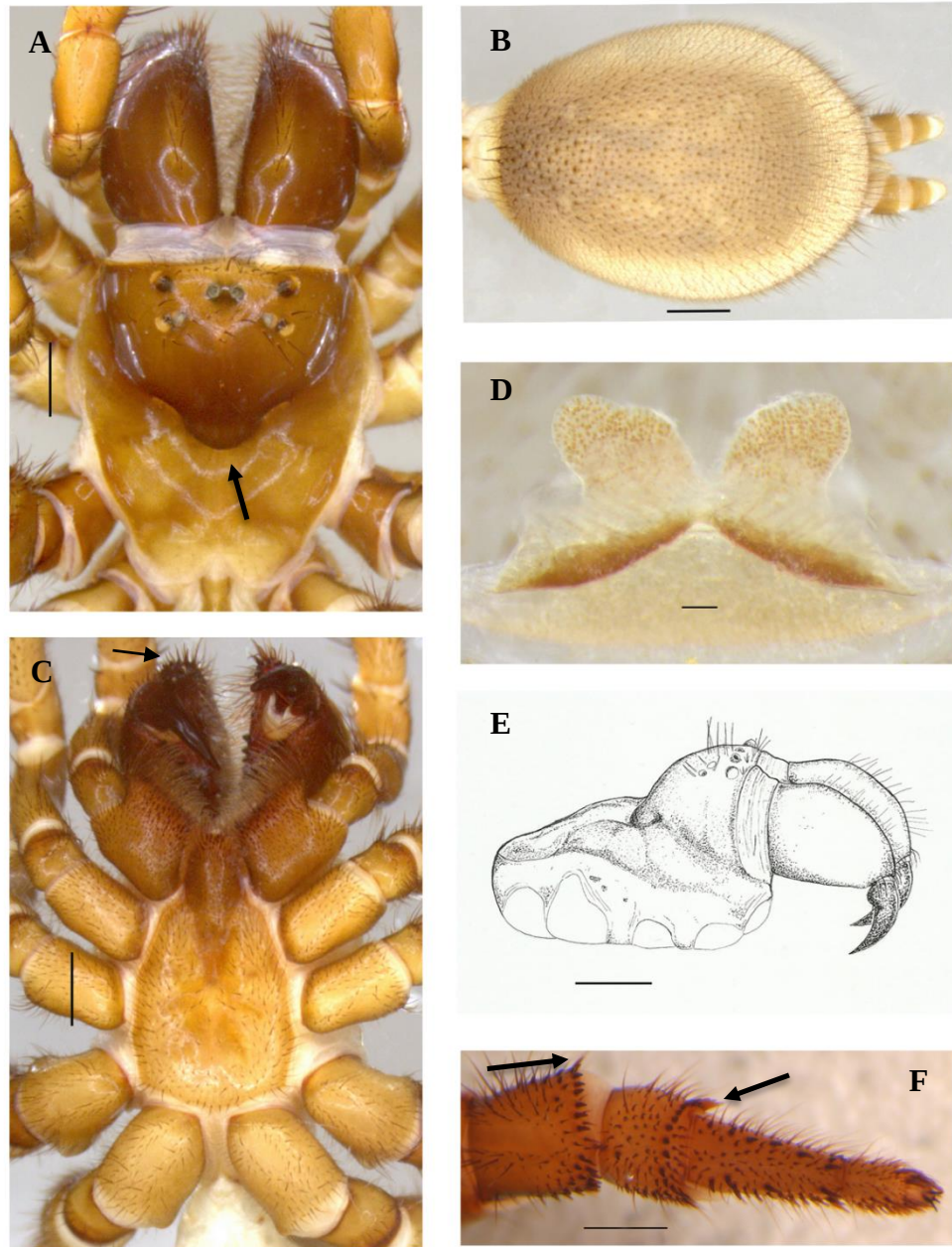


Figura 6. Fêmea. *Actinopus* sp. 1. IBSP 173936. (A-F) A, prossoma, seta indicando fóvea em forma de U, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, seta indicando rastelo em longa projeção, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. E, prossoma, vista lateral. F, tíbia e patela da perna III, setas indicando pequenos espinhos, vista dorsal. Escalas: A-C, E e F = 1 mm. D = 0,1 mm. Desenho E: Beatriz Garcia.

***Actinopus dubiomaculatus* Mello-Leitão, 1923**

(Figura 7)

Actinopus dubiomaculatus Mello-Leitão, 1923: 20.

Material examinado: Brasil. **São Paulo**. Apiaí/Iporanga: Caverna Santana, id. G. F. Rossi, 01.X.2012, M. E. Bichuette, 1♂, (LES0004555).

Distribuição: Brasil, estados de Goiás, Mato Grosso do Sul, Rio Grande do Sul e São Paulo (Figura 8).

Nota: É o único gênero da família com registros no Brasil.

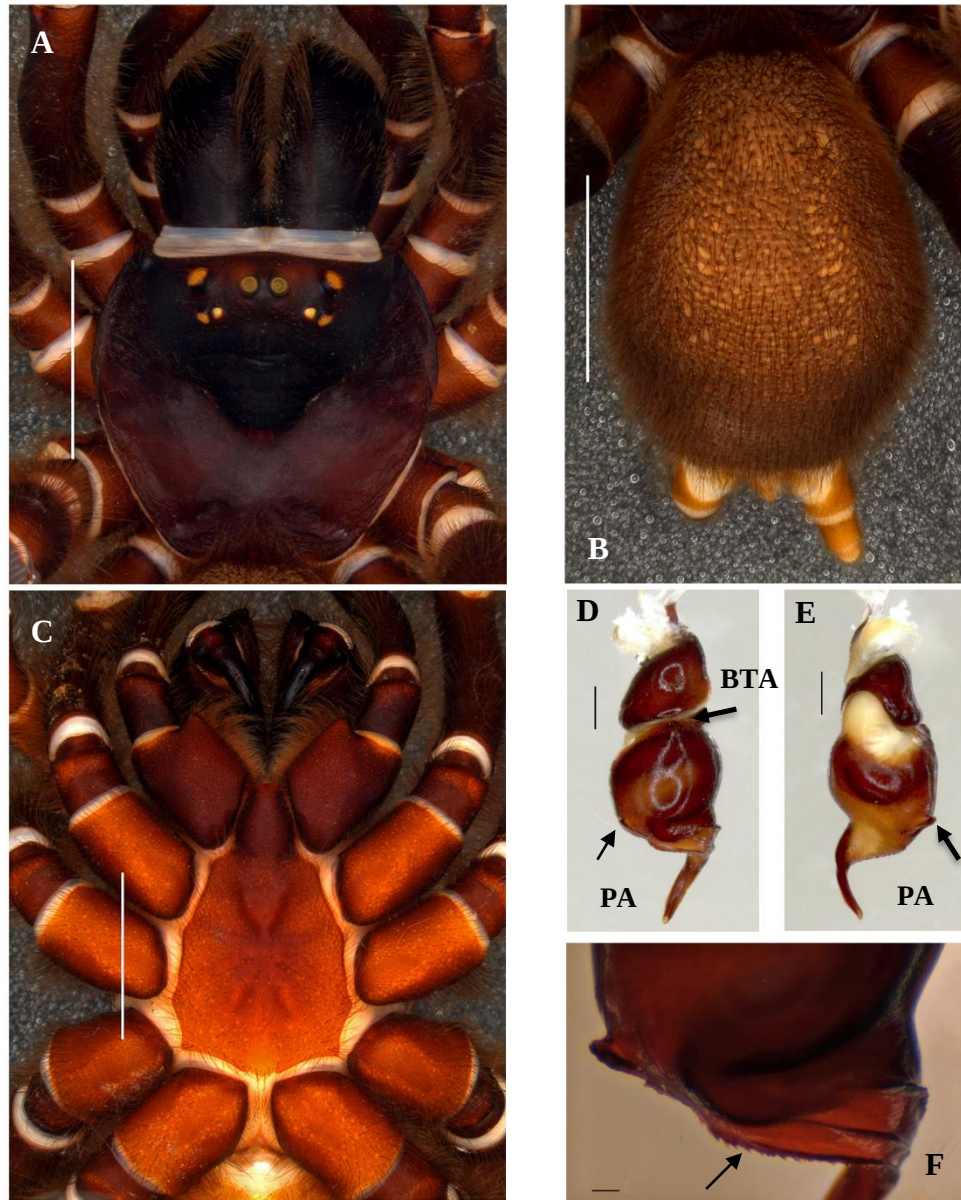


Figura 7. Macho. *Actinopus dubiomaculatus*. LES0004555. (A-C) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. (D-F) Bulbo esquerdo. D, setas indicando apófise basal tegular (BTA) e apófise paraembólica (PA), vista prolateral. E, seta indicando apófise paraembólica, vista retrolateral. F, seta indicando espinhos, vista prolateral. Escalas: A-C = 5 mm. D-E = 0,5 mm. F = 0,1 mm.

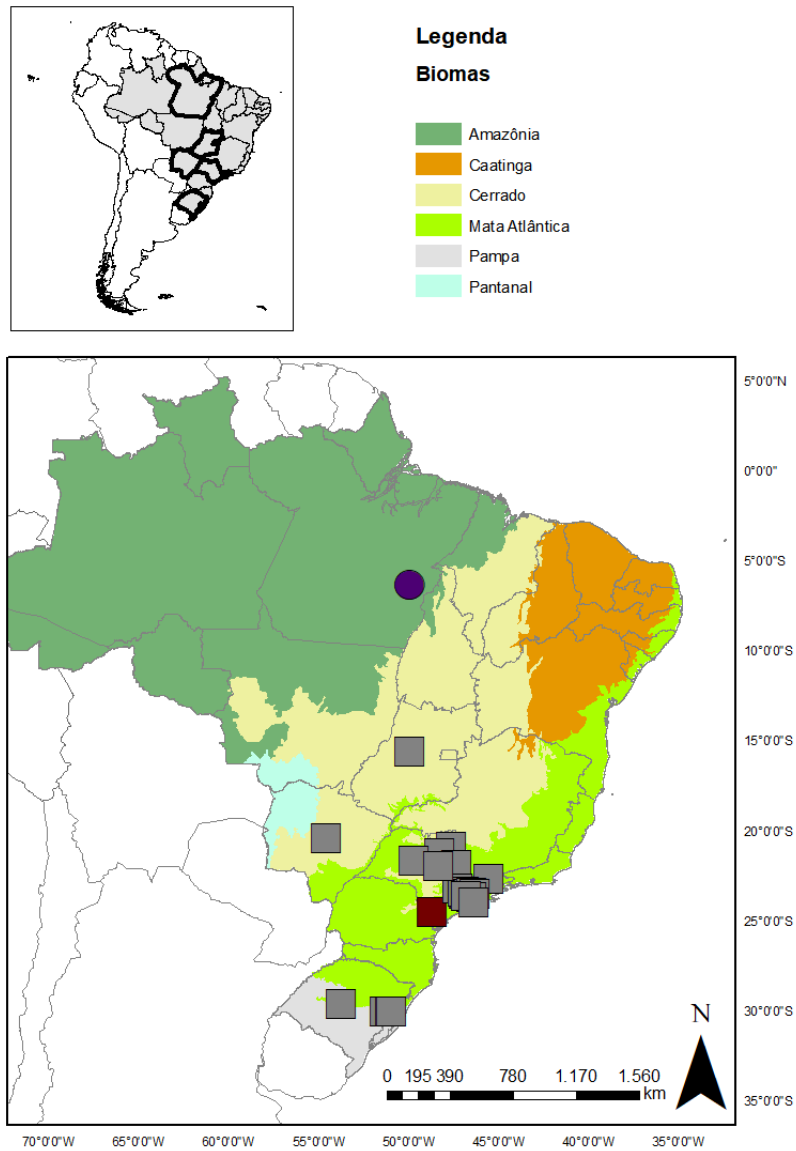


Figura 8. Mapa mostrando registro de ocorrência de *Actinopus* sp. 1 para o meio hipógeo (círculo) (examinado). Quadrado cinza representa os registros de *Actinopus dubiomaculatus* encontrados na literatura e quadrado vermelho, novo registro, sendo este, inédito para o meio hipógeo.

BARYCHELIDAE Simon, 1889

BARYCHELINAE Simon, 1889

Cyrtogrammomma Pocock, 1895

Cyrtogrammomma monticola Pocock, 1895

(Figura 9)

Cyrtogrammomma monticola Pocock, 1895: 139; 1900: 66, figs 2a-b.

Material examinado: Brasil. **Pará**. Altamira: Caverna Pedra da Cachoeira, 3°18'43.020"S 52°20'28.020"W, id. H. M. O. Gonzalez-Filho, XII.2010, M. E. Bichuette; J. E. Gallão; D. Monteiro-Neto, 1j, (LES 3786), mesmos dados, 1j, (LES 3787), mesmos dados, 03.IV.2011, M. E. Bichuette; J. E. Gallão; D. R. Pedroso; D. Monteiro-Neto, 2j, (LES 4080), mesmos dados, 2j, (LES 4081).

Distribuição: **Brasil**, estado do Pará; **Guiana**, Monte Roraima (Figura 10).

Nota: Gênero monotípico.

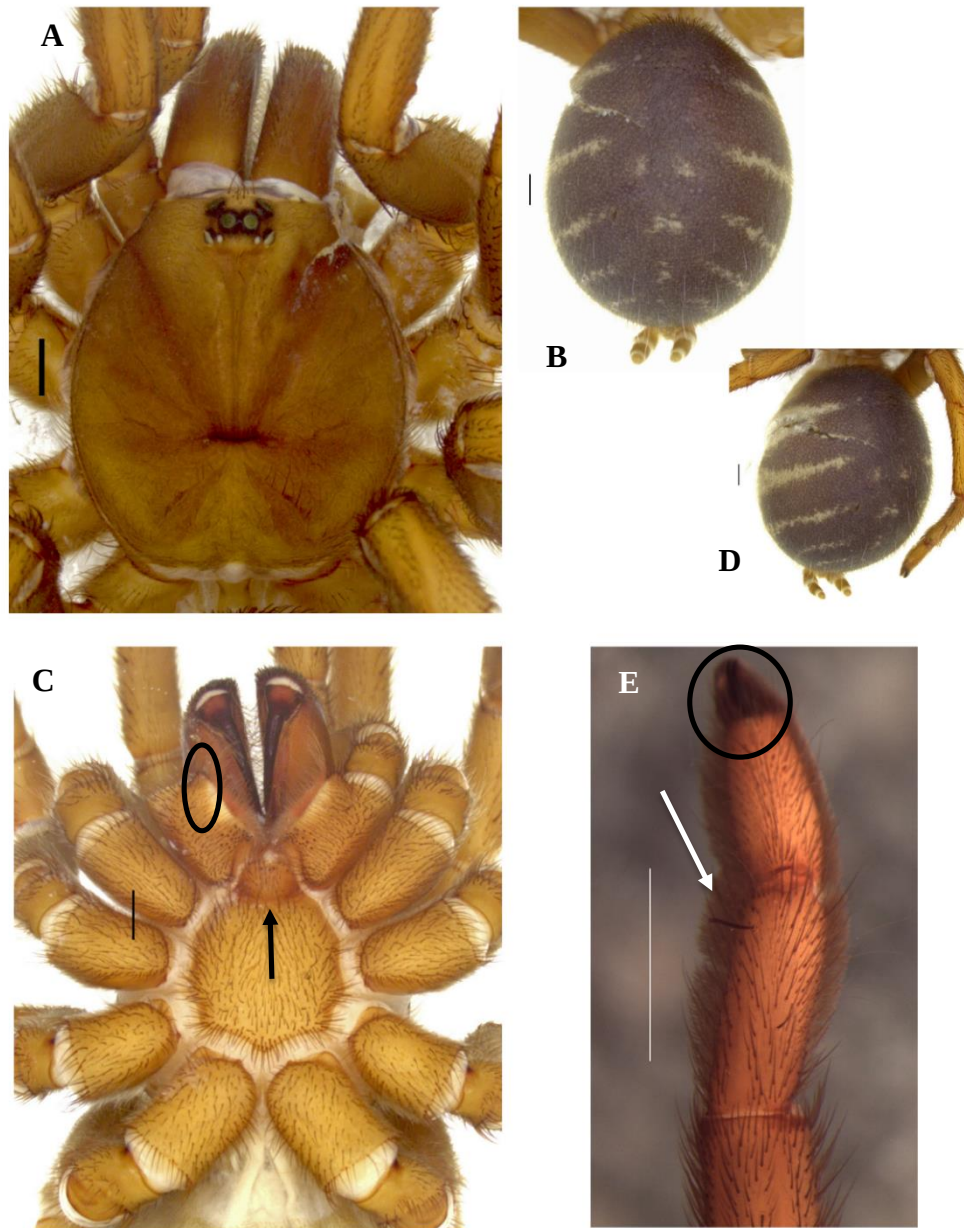


Figura 9. Jovem. *Cyrtogrammomma monticola*. LES 4080. (A-E) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, círculo e seta indicam, respectivamente, maxila fracamente projetada e lábio mais largo do que longo, vista ventral. D, opistossoma, vista lateral. E, perna II direita, círculo e seta indicam, respectivamente, tufos subungueais no tarso e tricobótrio engrossado no metatarso. Escalas: A-D = 1 mm. E = 0,2 mm.

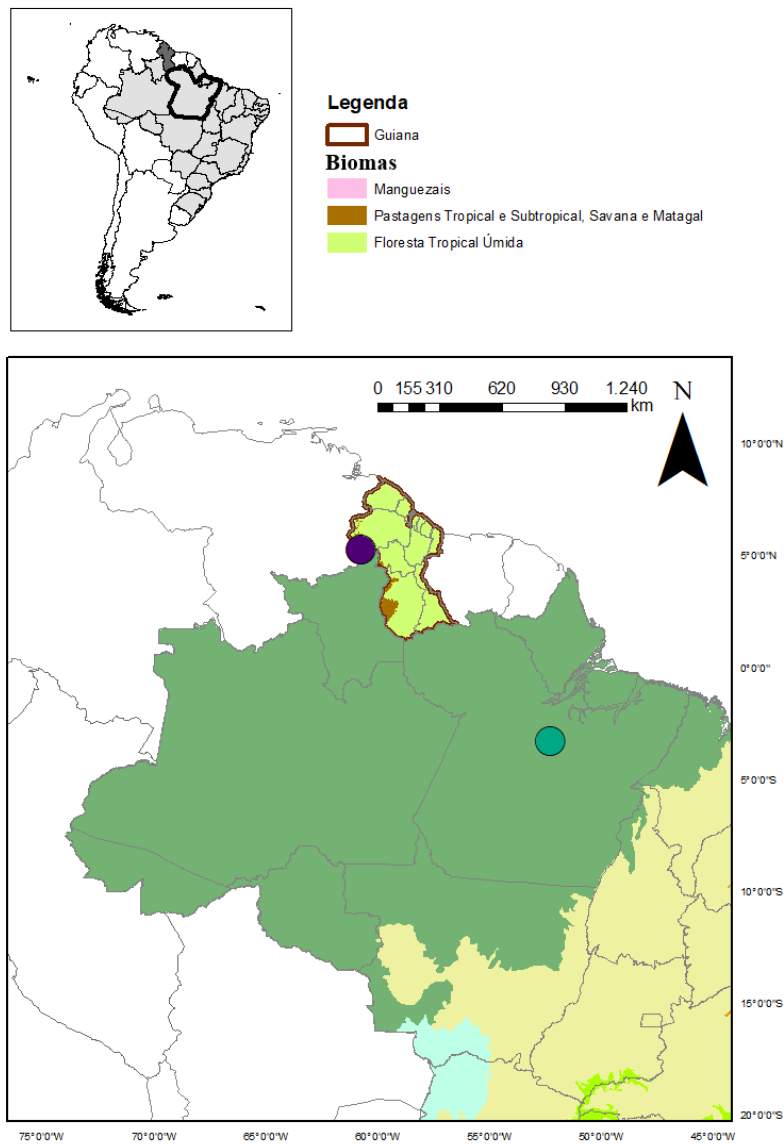


Figura 10. Mapa mostrando registro de ocorrência de *Cyrtogrammomma monticola* na literatura (círculo roxo) e registro inédito para Brasil e meio hipógeo (círculo verde).

SASONINAE Simon, 1892

Neodiplothele Mello-Leitão, 1917

Neodiplothele sp. 1

(Figuras 11 e 12)

Material examinado: Brasil. **Pará.** Parauapebas: Caverna N1_0118 (GEM-1316), 6°0'40.306"S 50°18'52.929"W, id. G. F. Rossi, 17.VII-04.VIII.2014, Carste et al., 1♂, (IBSP 196106) (Figura 13).

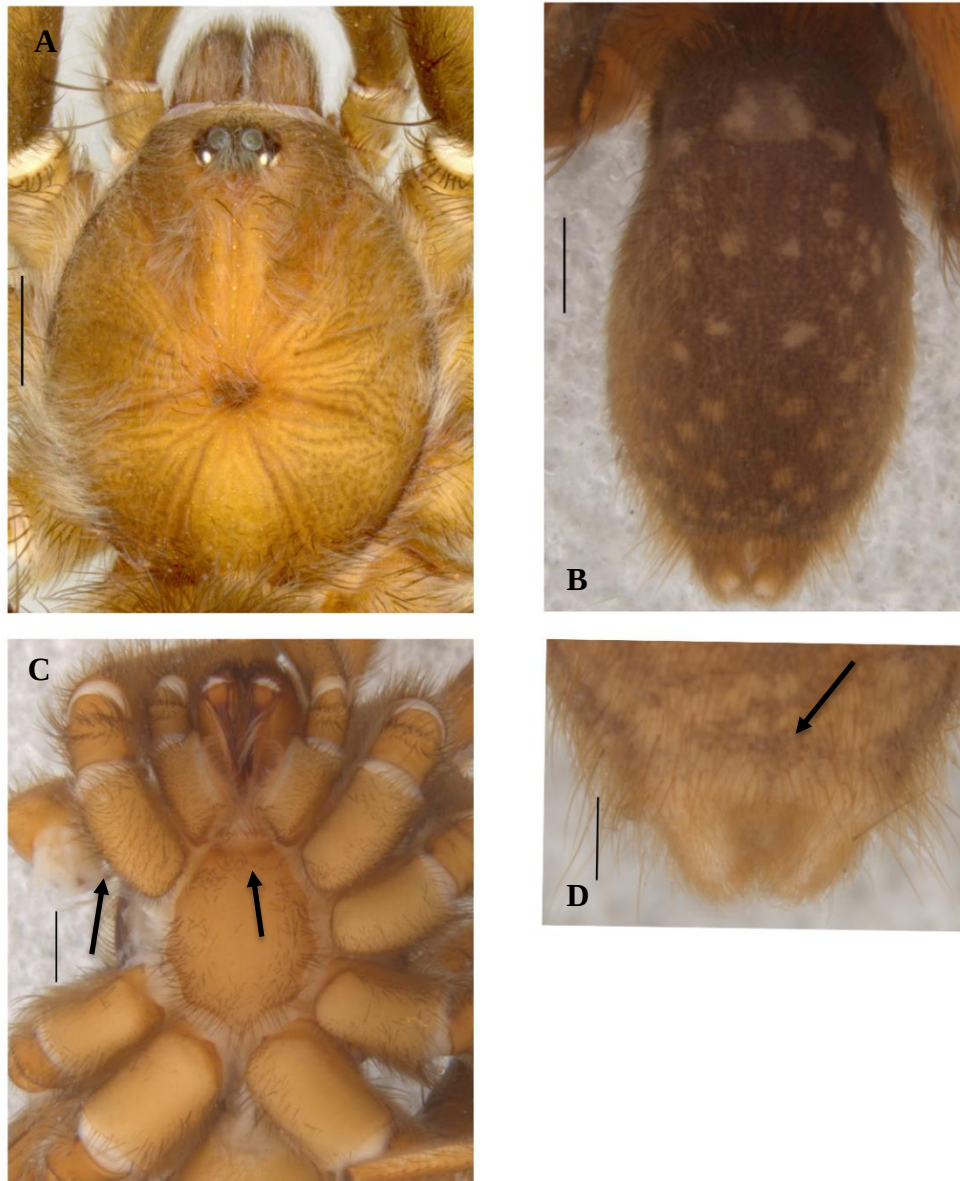


Figura 11. Macho. *Neodiplothele* sp. 1. IBSP 196106. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, setas indicando ausência de cúspides no lábio e na coxa da perna I, vista ventral. D, fiandeiras, seta indicando ausência do par mediano posterior, vista ventral. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,5 mm.

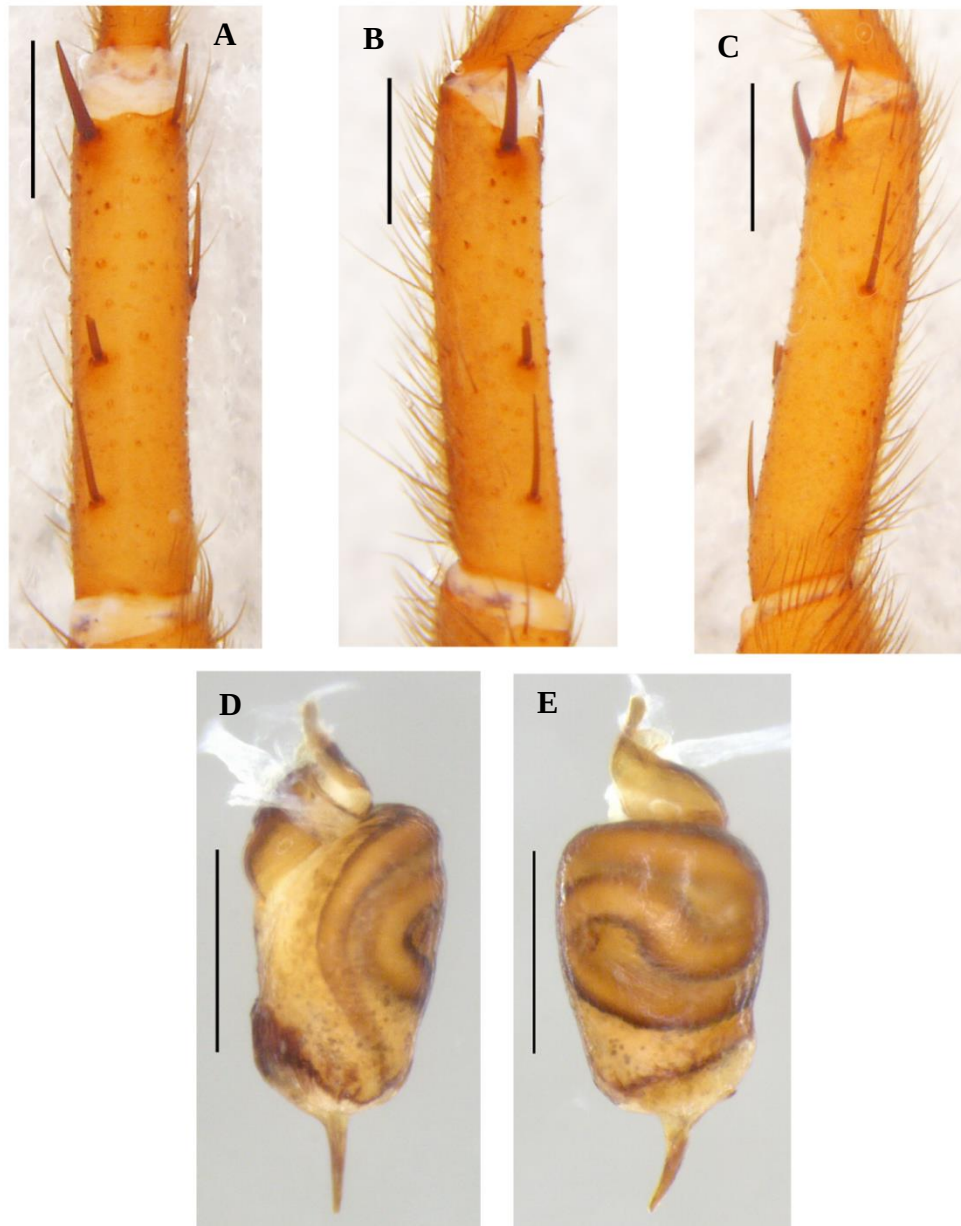


Figura 12. Macho. *Neodiplothele* sp. 1. IBSP 196106. (A-C) Apófise tibial direita. A, vista ventral. B, vista retrolateral. C, vista prolateral. (D-E) Bulbo direito. D, vista prolateral. E, vista retrolateral. Escalas: A-C = 1 mm. D-E = 0,5 mm.

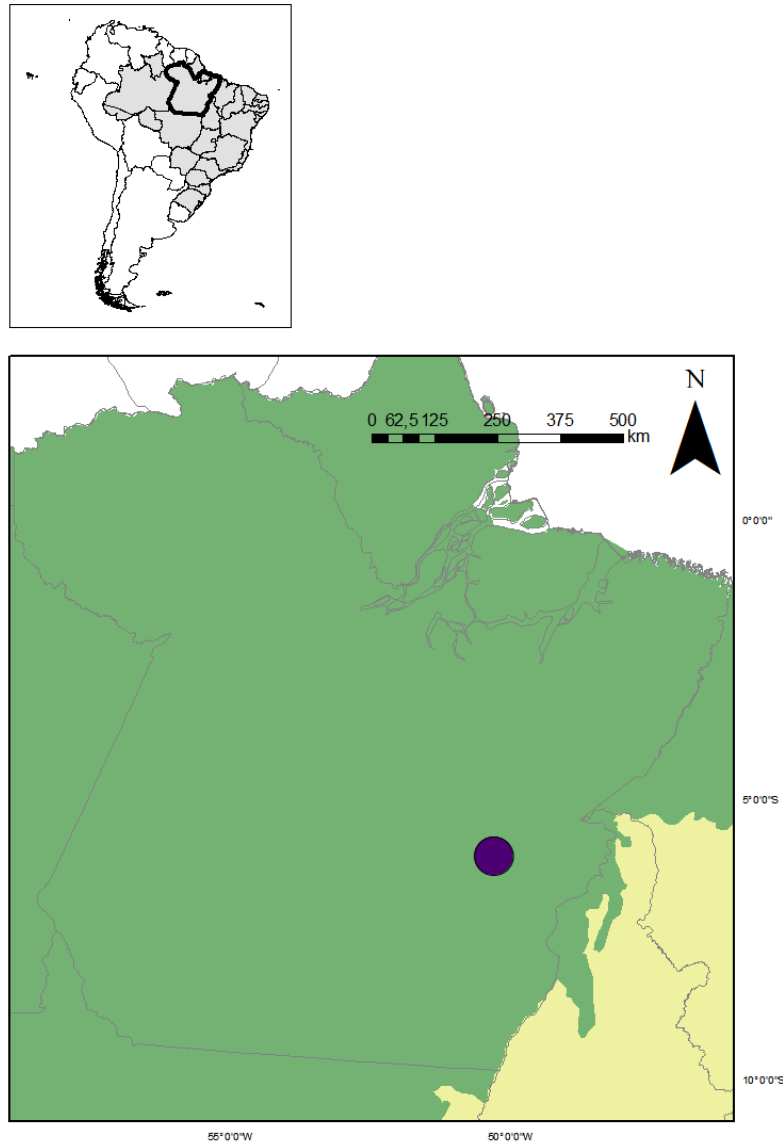


Figura 13. Mapa mostrando registro de ocorrência de *Neodiplothele* sp. 1 para o meio hipógeo (círculo).

Neodiplothele sp. 2

(Figura 14)

Material examinado: Brasil. **Bahia**. São Desidério: id. G. F. Rossi, 1♀, (ISLA 46. 985) (Figura 15).

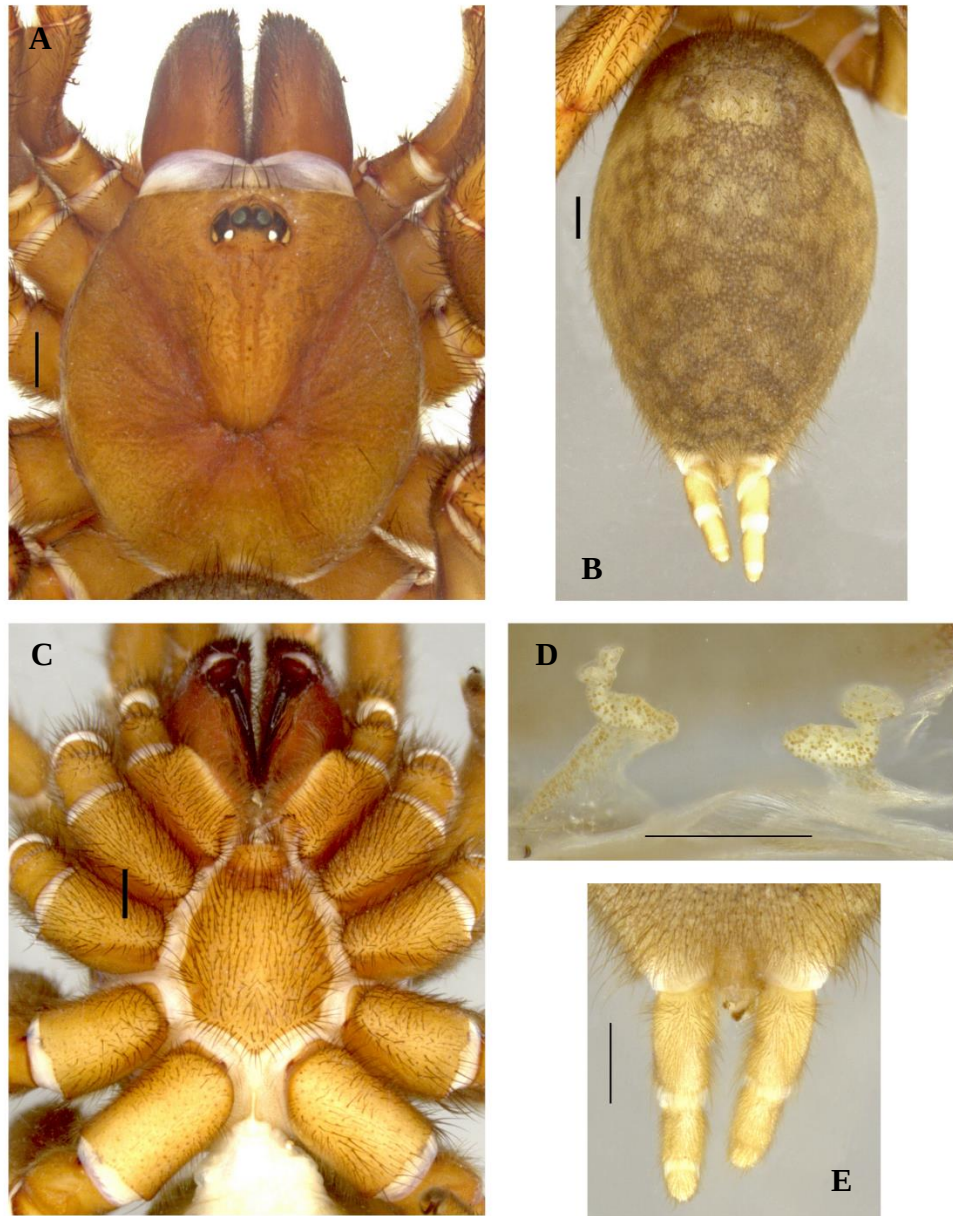


Figura 14. Fêmea. *Neodiplothele* sp. 2. ISLA 46.985. (A-E) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. E, fiandeiras, vista ventral. Escalas: A-C e E = 1 mm. D = 0,5 mm.

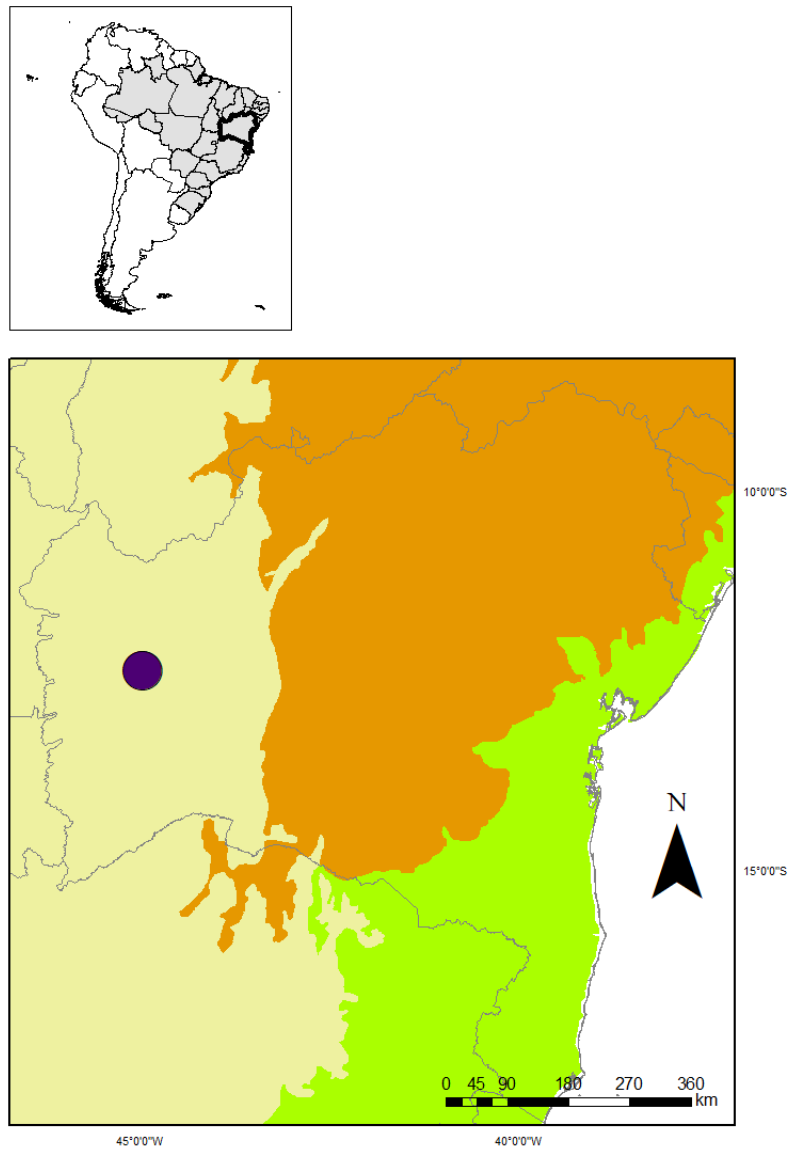


Figura 15. Mapa mostrando registro de ocorrência de *Neodiplothele* sp. 2 para o meio hipógeo (círculo).

***Neodiplothele irregularis* Mello-Leitão, 1917**

(Figura 16)

Neodiplothele irregularis Mello-Leitão, 1917: 77, figs 19-21; Mello-Leitão, 1923: 111, figs 28-31; Raven, 1985: 102, figs 120-123; Gonzalez-Filho, Lucas & Brescovit, 2015: 226, figs 1-5, 12, 17-25.

Neodiplothele leonardosi Mello-Leitão, 1939: 171; Gonzalez-Filho, Lucas & Brescovit, 2015: 226 (sin.).

Material examinado: Brasil. **Bahia**. Paripiranga: Caverna do Escondidinho, 10°38'13.5"S 37°52'40.1"W, id. G. F. Rossi, 23.XI.2014, J. E. Gallão; M. P. Bolfarini, 1♀, (LES).

Distribuição: Brasil, estados da Bahia, Ceará, Paraíba, Pernambuco, Piauí e Sergipe (Figura 17).



Figura 16. Fêmea. *Neodiplothele irregularis*. LES. (A-C) A, prossoma e opistossoma, vista dorsal. B, prossoma, vista ventral. C, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-B = 1 mm. C = 0,1 mm.

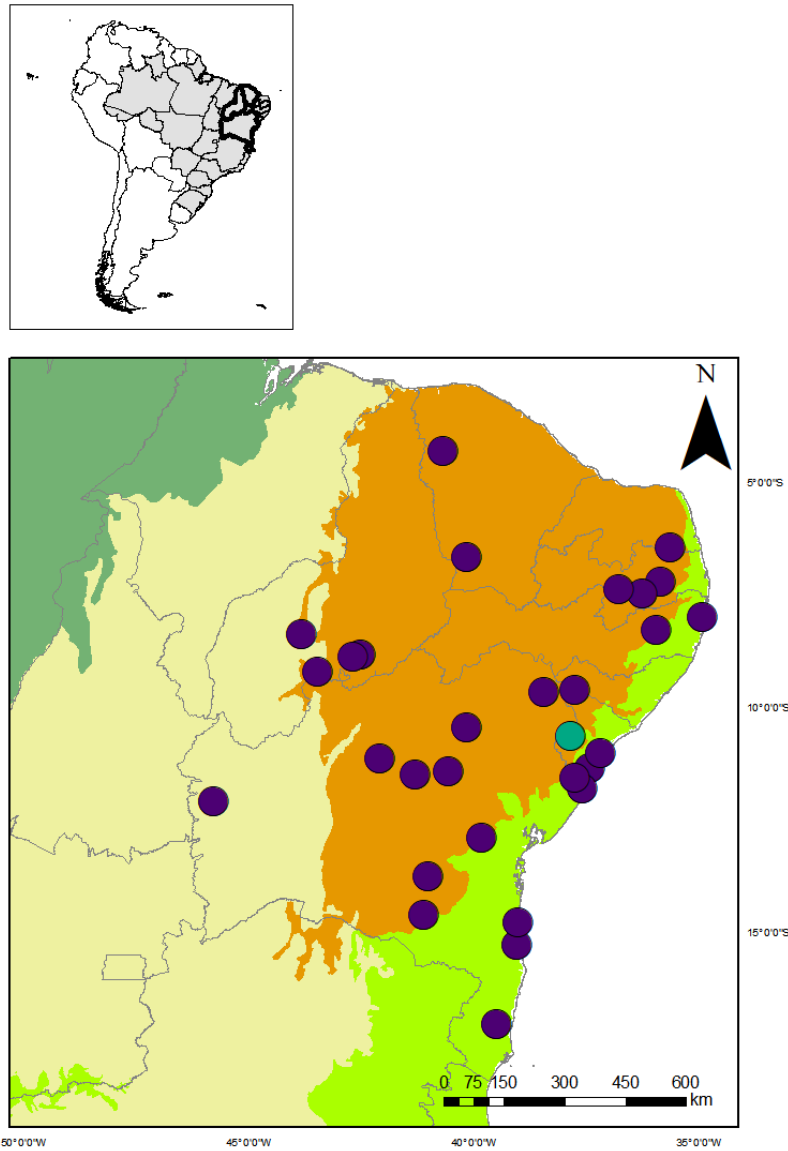


Figura 17. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Neodiplothele irregularis* na literatura (círculo roxo) e novo registro, sendo este, inédito para o meio hipógeo (círculo verde).

***Neodiplothele martinsi* Gonzalez-Filho, Lucas & Brescovit, 2015**

(Figura 18)

Neodiplothele martinsi Gonzalez-Filho, Lucas & Brescovit, 2015: 233, figs 16, 52-63.

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais.** Mariana: Gruta Furnas I, 20°22'40"S, 43°24'57"W, id. H. M. O. Gonzalez-Filho, 10.IV.2002, F. Tulio, 2j, (IBSP 165125).

Distribuição: Brasil, estados da Bahia, Espírito Santo e Minas Gerais (Figura 19).



Figura 18. Jovem. *Neodiplothele martinsi*. IBSP 165125. (A-C) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. Escalas: A-C = 1 mm.

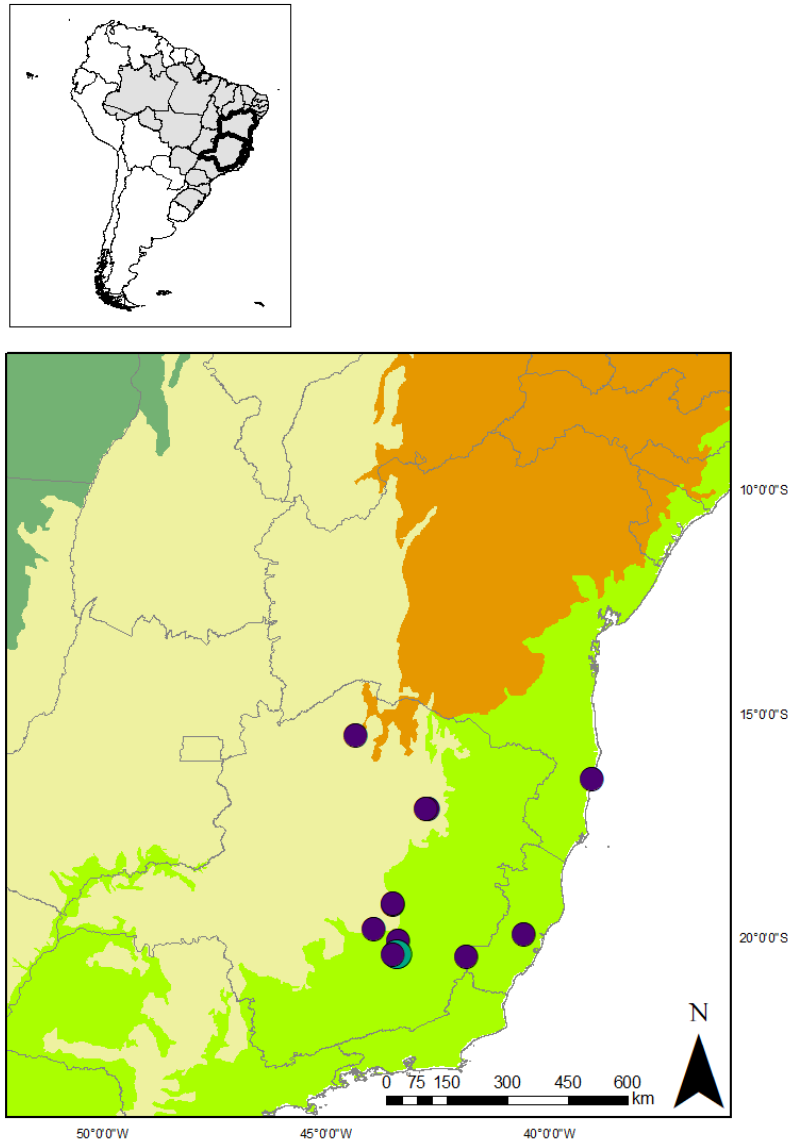


Figura 19: Mapa mostrando registros de ocorrência de *Neodiplothele martinsi* na literatura para o meio epígeo (círculo roxo) e hipógeo (círculo verde) (examinado).

Nota: Foram observados jovens de *Neodiplothele* sp. para: Brasil. **Bahia.** Serra do Ramalho: Gruna do Cocho, 13°36.927'S 43°46.194'W, id. J. P. L. Guadanucci, 30.V.2012, M. E. Bichuette; N. Hattori; J. E. Gallão, 1j, (LES). **Minas Gerais.** Diamantina: Lapa dos Pombos, 18°17'27.3"S 43°31'06.9"W, id. J. P. L. Guadanucci, 06.IX.2013, R. Fonseca-Ferreira, M. E. Bichuette, J. E. Gallão, 1j, (LES). Itacarambi: Lapa da Onça, 14°15.217'S 44°22.792'W, id. J. P. L. Guadanucci, 24.X.2013, M. E. Bichuette, 1j, (LES). **Pará.** Curionópolis: Caverna SL-91,

5°57'33.5452"S 49°38'8.819"W, 2.VII.2010, Col. Carste, 1j, (ISLA 47.031). Parauapebas: Caverna GEM-1188, 6°6'23.404"S 50°8'8.232"W, 21.VIII.2010, Col. Carste, 2j, (ISLA 47.012) (Figura 20).

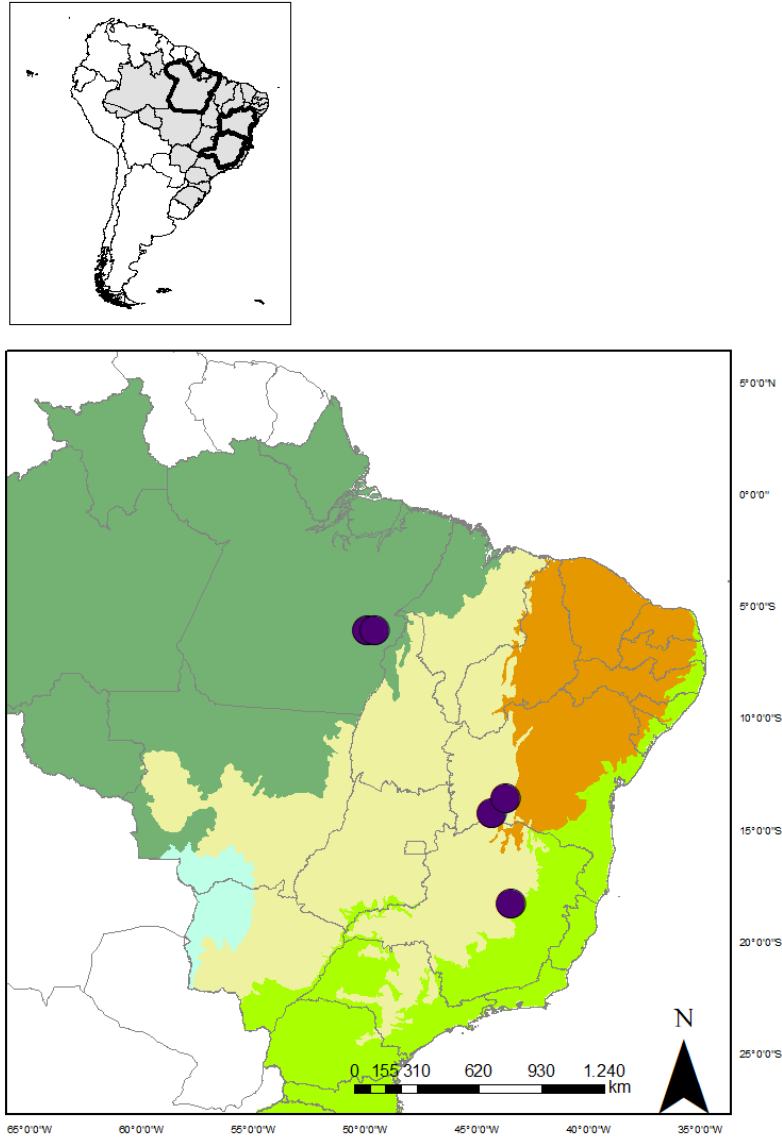


Figura 20: Mapa mostrando registros de ocorrência de *Neodiplothele* sp. para o meio hipógeo (círculo).

aff. *Neodiplothele* sp. 1

(Figura 21)

Material examinado: Brasil. **Pará**. Canaã dos Carajás: Caverna 34, 22-28.IX.2010, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1♀, (IBSP 175394). Parauapebas: Caverna N5S_0014 (GEM-

1051), 6°6'20.758"S 50°8'2.375"W, id. G. F. Rossi, 14-23.X.2009, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1♀, (IBSP 176105); Caverna N5S_0063 (GEM-1078), 6°6'13.766"S 50°8'8.794"W, id. G. F. Rossi, 15-21.IX.2009, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1♀, (IBSP 175345); Caverna N8_0003 (GEM-1804), 6°10'6.074"S 50°9'32.000"W, id. G. F. Rossi, 02-29.IV.2015, Carste et al., 1j, (IBSP 196103); Caverna N8_0008 (GEM-1809), 6°10'5.274"S 50°9'32.260"W, id. H. M. O. Gonzalez-Filho, 17.VII-04.VIII.2014, Carste et al., 1♀, (IBSP 196107); Caverna N8_0025 (GEM-1826), 6°10'29.196"S 50°9'4.176"W, id. G. F. Rossi, 17.VII-04.VIII.2014, Carste et al., 1♀, (IBSP 196104) (Figura 22).

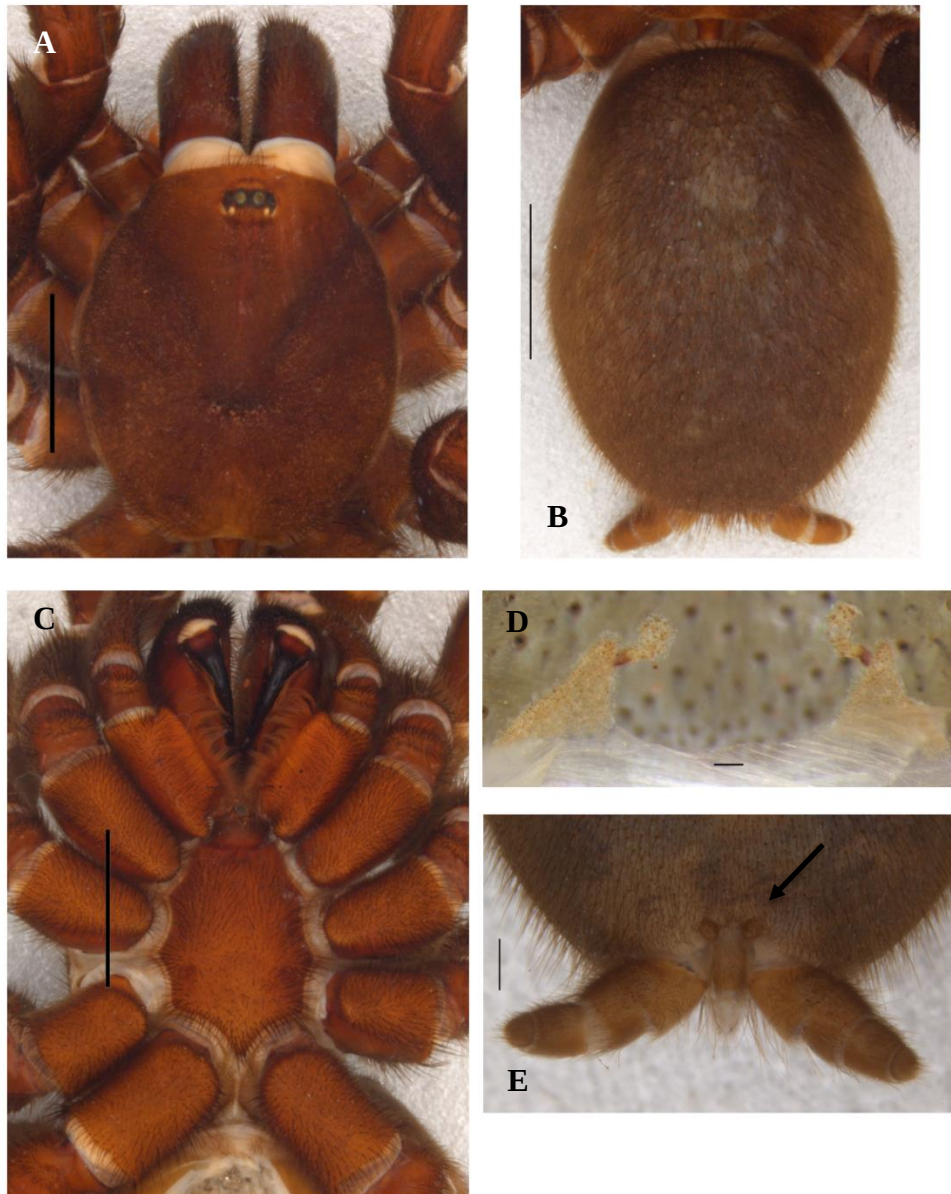


Figura 21. Fêmea. aff. *Neodiplothele* sp. 1. IBSP 196107. (A-E) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. E, fiandeiras, seta indicando o par mediano posterior reduzido, vista ventral. Escalas: A-C = 5 mm. D = 0,1 mm. E = 1 mm.

Nota: Foi observado jovem de aff. *Neodiplothele* sp. para: Brasil. **Minas Gerais.** Barão de Cocais: Caverna BRU 0014, id. G. F. Rossi, III. 2013, 1j, (ISLA 4.676) (Figura 22).

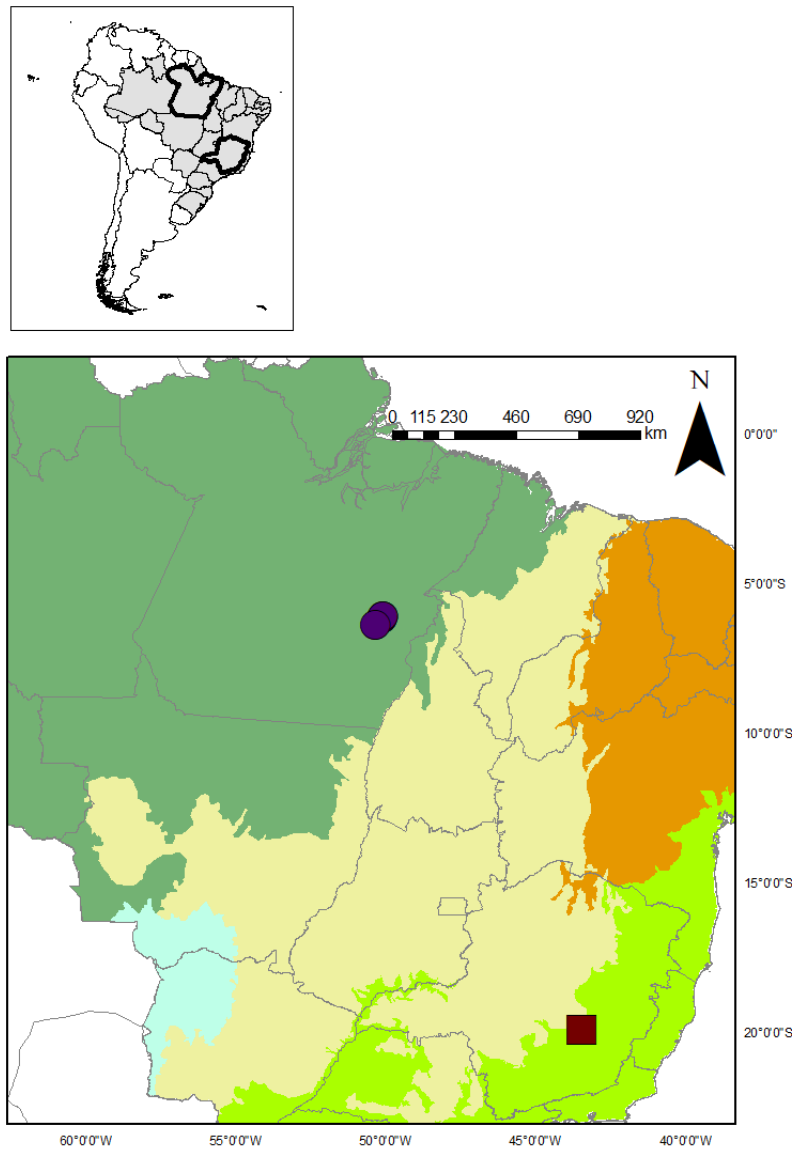


Figura 22. Mapa mostrando registros de ocorrência de aff. *Neodiplothele* sp. 1 (círculo) e aff. *Neodiplothele* sp. para o meio hipógeo (quadrado).

CYRTAUCHENIIDAE Simon, 1889

APOROPTYCHINAE Simon, 1889

Fufius Simon, 1888

Fufius auricomus (Simon, 1891)

(Figuras 23, 24 e 25)

Hapalothele auricomus Simon, 1891: 305.

Fufius auricomus F. O. P. Cambridge, 1896: 750, pl. 35, figs 4, 6, 8, 16.

Material examinado: Brasil. **Pará.** Curionópolis: Caverna SL-40, 5°58'40.872"S 49°37'54.667"W, id. G. F. Rossi, 27.I.2011, Col. Carste, 1♀, (ISLA 47.028). Parauapebas: Caverna N2_0026 (GEM-2061), 6°3'16.386"S 50°14'23.483"W, 26.IX-17.X.2012, Equipe Carste col., 1♂, (IBSP 174053); Caverna N4E_0022 (GEM-1100), 6°2'1.794"S 50°10'4.013"W, 20.X-01.XI.2006, R. Andrade et al. col., 1♀, (IBSP 175019).

Distribuição: Brasil, estado do Pará (Figura 26).

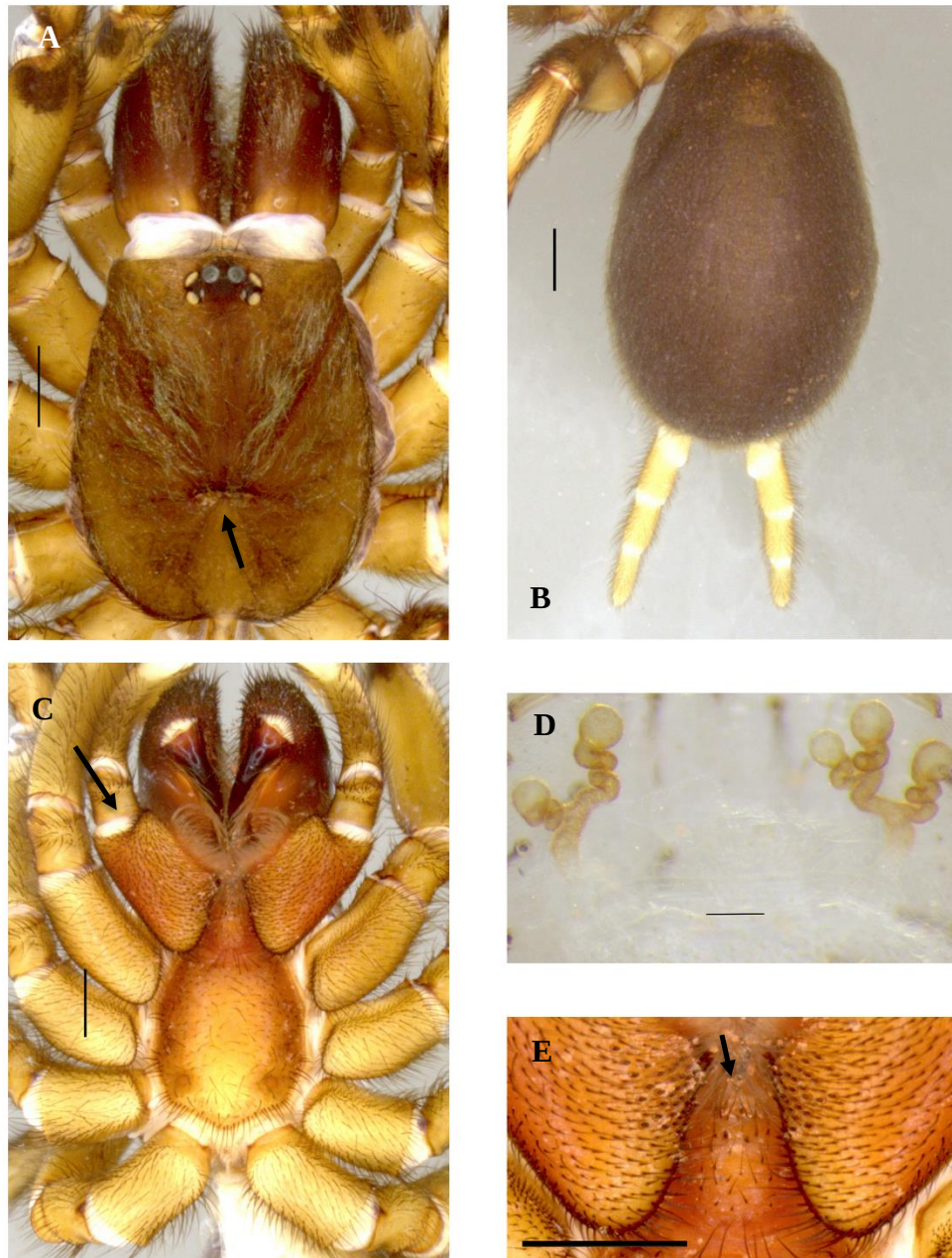


Figura 23. Fêmea. *Fufius auricomus*. IBSP 175019. (A-E) A, prossoma, seta indicando fóvea ampla e recurva, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, seta indicando maxila quase retangular, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. E, seta indicando lábio mais longo do que largo, vista ventral. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm. E = 2 mm.



Figura 24. Macho. *Fufius auricomus*. IBSP 174053. (A-C) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. Escalas: A-C = 1 mm.

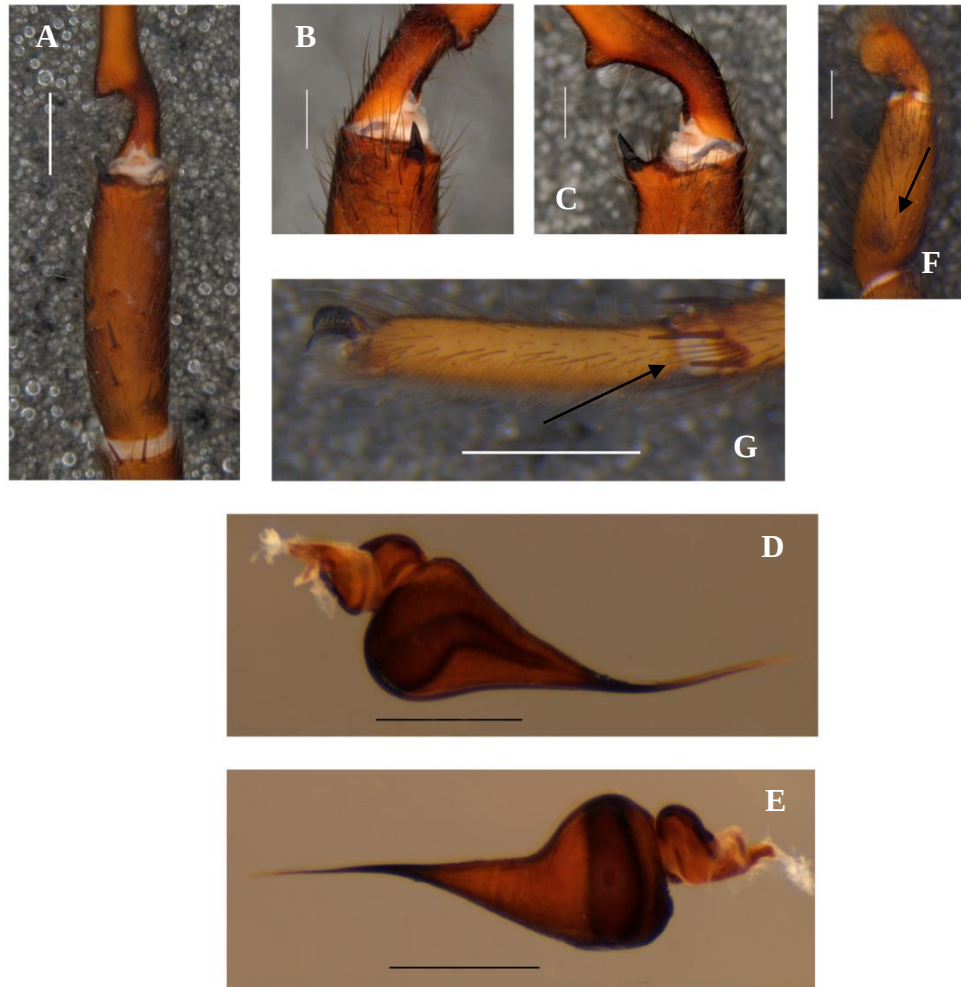


Figura 25. Macho. *Fufius auricomus*. IBSP 174053. (A-C) Apófise tibial direita. A, vista ventral. B, vista retrolateral. C, vista prolateral. (D-E) Bulbo direito. D, vista prolateral. E, vista retrolateral. F, palpo direito, seta indicando manchas. G, perna esquerda metatarso IV, seta indicando espinhos, vista retrolateral. Escalas: A-C e G = 1 mm. D-F = 0,5 mm.

Nota: Segundo Simon (1891), a espécie ocorre no estado do Pará, mas não há menção da localidade e por isso esse ponto não consta no mapa.

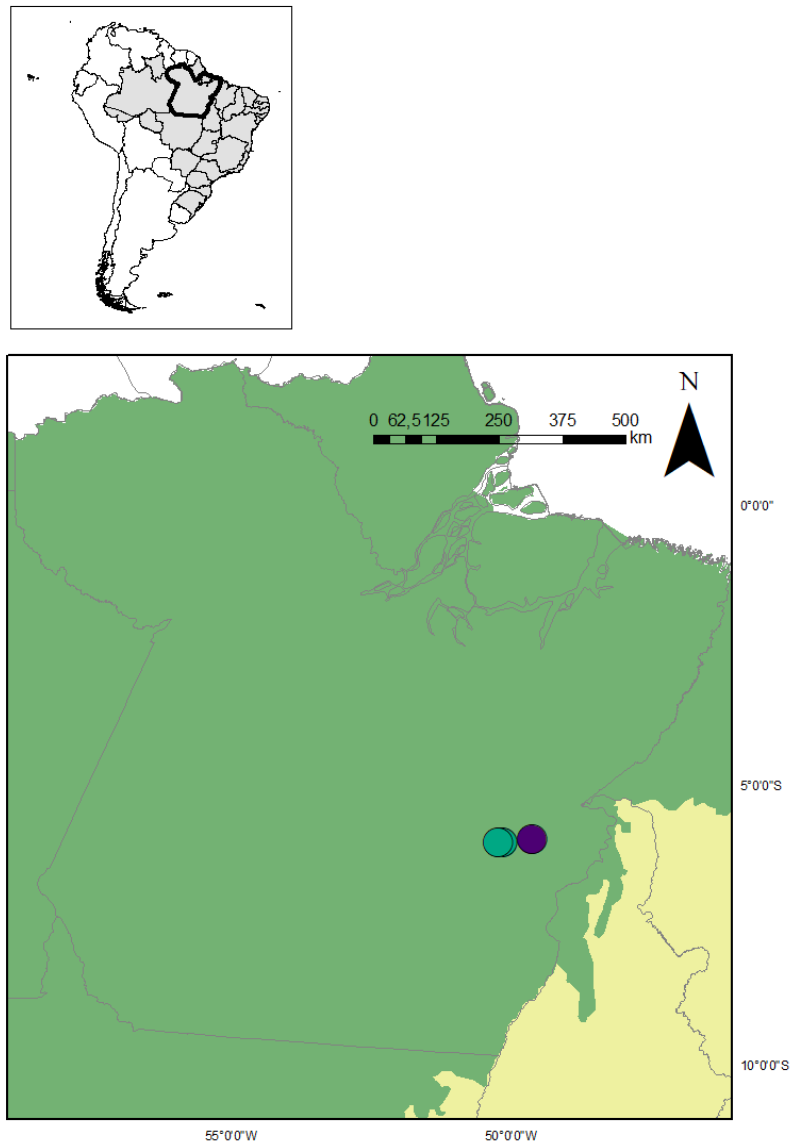


Figura 26. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Fufius auricomus* na literatura para o meio hipógeo (círculo verde) (examinado) e novo registro para este meio (círculo roxo).

DIPLURIDAE Simon, 1889

DIPLURINAE Simon, 1889

***Diplura* C. L. Koch, 1850**

***Diplura* sp. 1**

(Figuras 27 e 28)

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Itabirito: Caverna MP-007, 20°12'41.026"S 43°51'12.564"W, id. G. F. Rossi, 28.III.2012, Col. Carste, 1♂, (ISLA 47.006) (Figura 31).

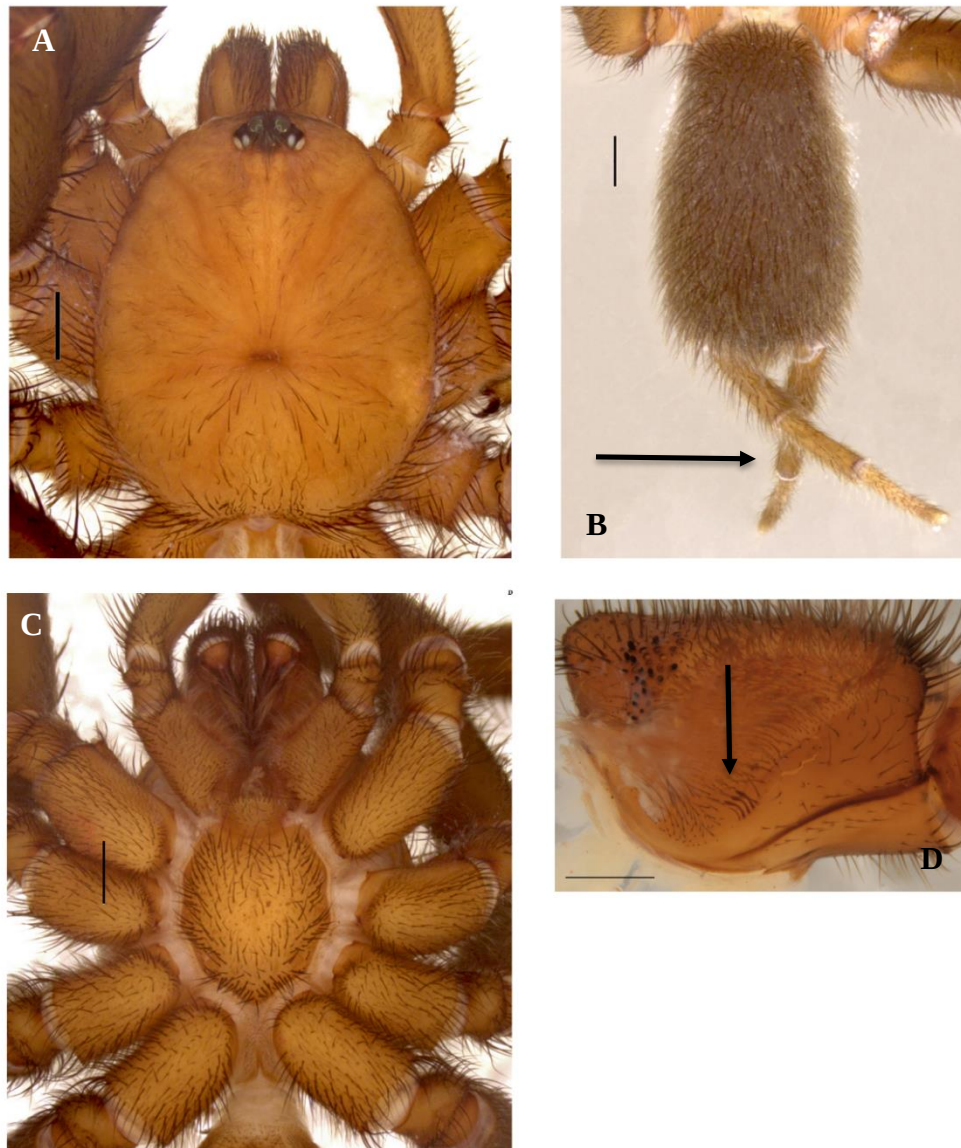


Figura 27. Macho. *Diplura* sp. 1. ISLA 47.006. (A-C) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, seta indicando fiandeiras laterias posteriores compridas, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. IBSP 196105. D, maxila, seta indicando lira, vista prolateral. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,5 mm.

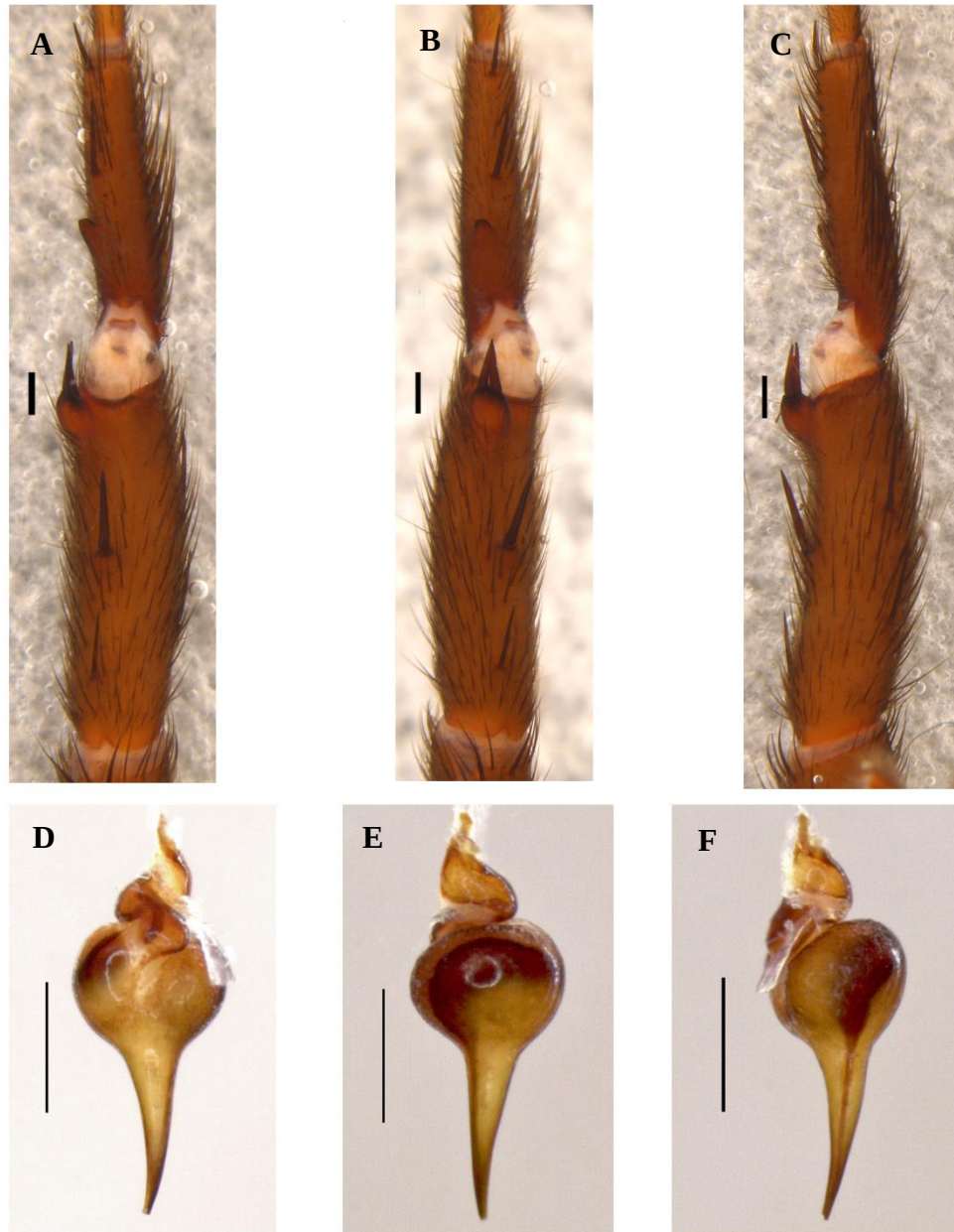


Figura 28. Macho. *Diplura* sp. 1. ISLA 47.006. (A-C) Ápofise tibial direita. A, vista ventral. B, vista retrolateral. C, vista prolateral. (D-F) Bulbo direito (êmbolo quebrado). D, vista prolateral. E, vista retrolateral. F, vista ventral. Escalas: A-F = 0,5 mm.

***Diplura* sp. 2**

(Figura 29)

Material examinado: Brasil. **Pará.** Parauapebas: Caverna SB_0129 (GEM-1597), 6°21'14.857"S 49°59'11.206"W, id. G. F. Rossi, 20-26.VI.2013, C. A. R. Souza et al. col., 1♀, (IBSP 174017) (Figura 31).

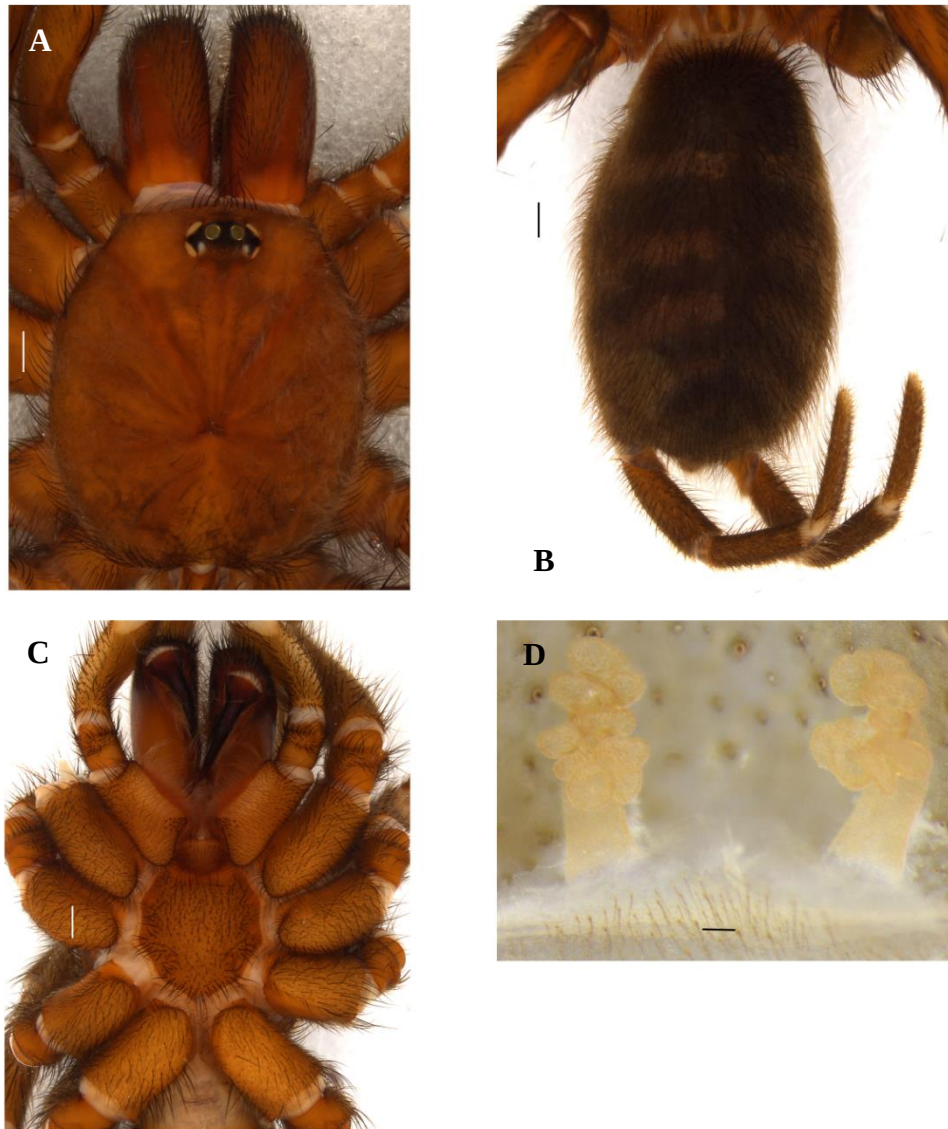


Figura 29. Fêmea. *Diplura* sp. 2. IBSP 174017. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm.

***Diplura* sp. 3**

(Figura 30)

Material examinado: Brasil. **Pará.** Parauapebas: Caverna N4E_0070 (GEM-1536), 6°5'13.348"S 50°7'37.999"W, id. G. F. Rossi, 24-30.VII.2009, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1j/1♀, (IBSP 175346); Caverna N8_0033 (GEM-2049), 6°10'0.221"S 50°9'14.000"W, id. G. F. Rossi, 02-29.IV.2015, Carste et al., 1♀, (IBSP 196105) (Figura 31).

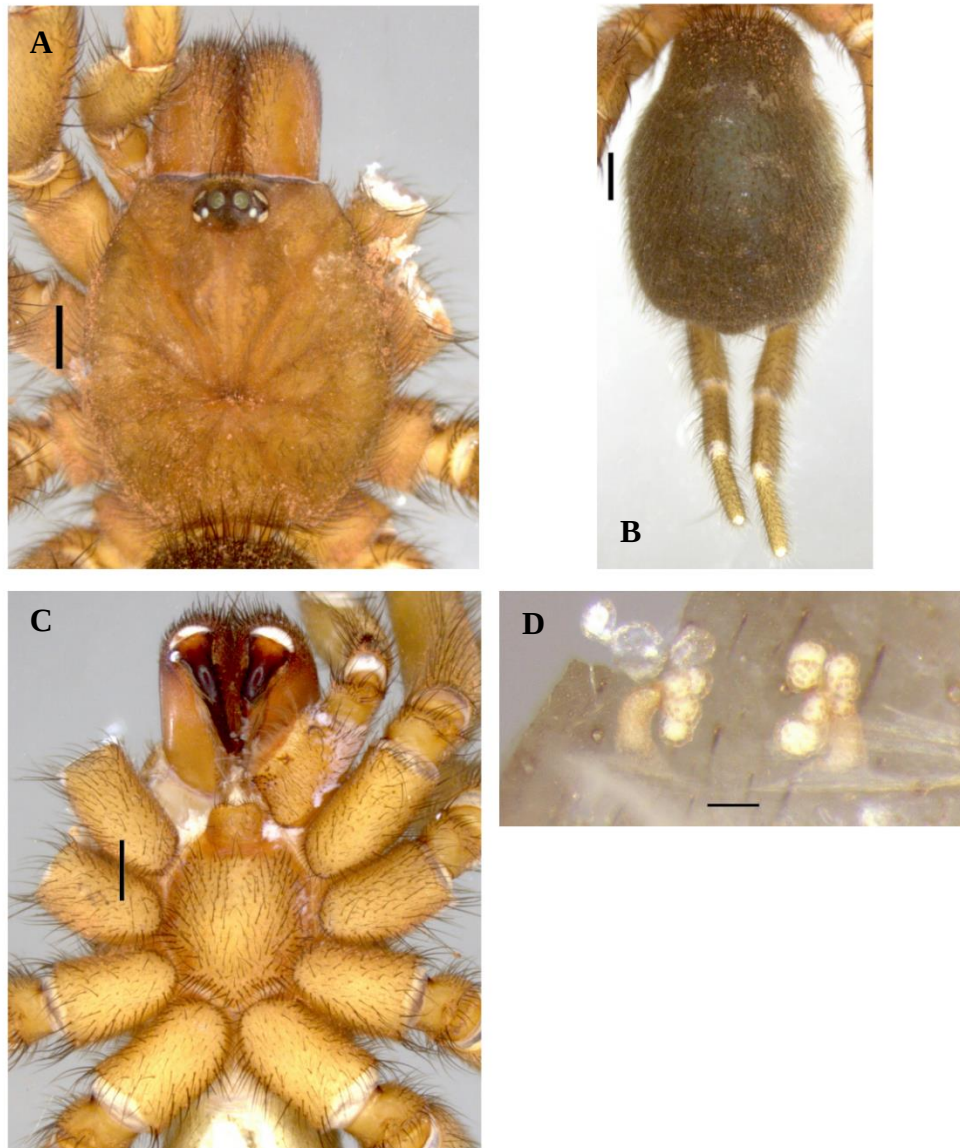


Figura 30. Fêmea. *Diplura* sp. 3. IBSP 196105. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm.

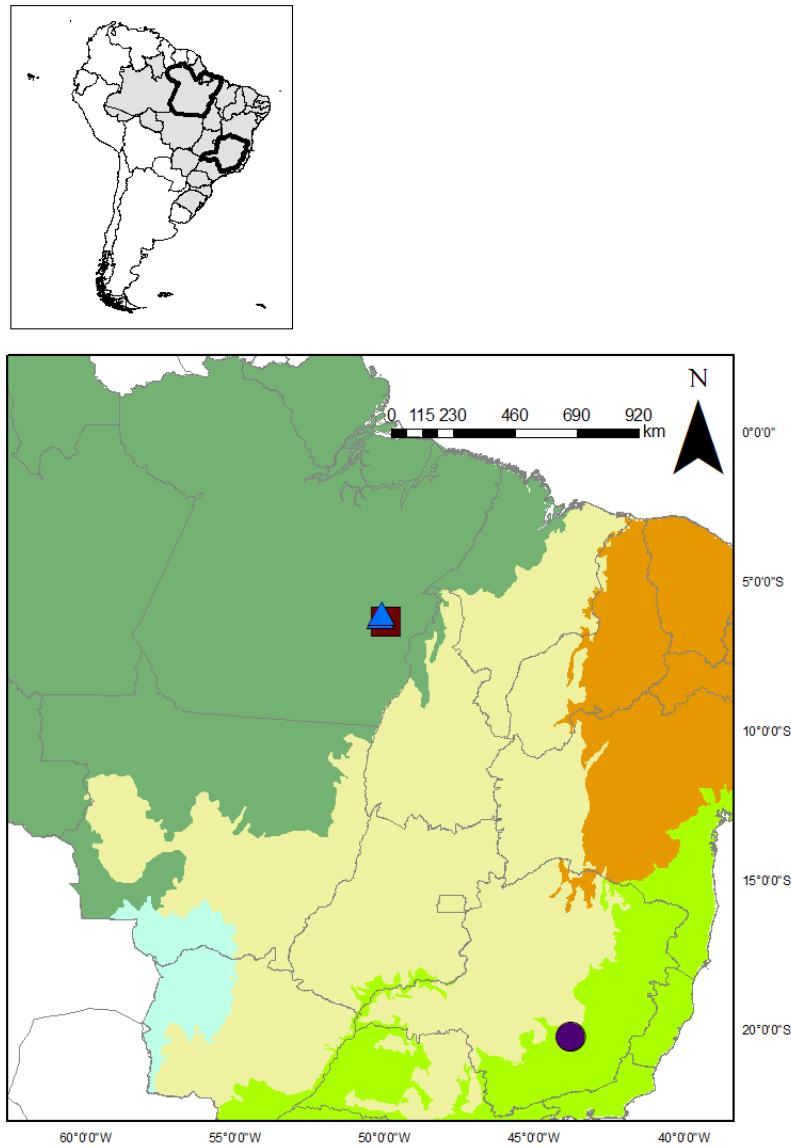


Figura 31. Mapa mostrando registro de ocorrência de *Diplura* sp. 1 (círculo) para o meio hipógeo. Quadrado e triângulo representam, respectivamente, registros de *Diplura* sp. 2 e *Diplura* sp. 3 na literatura para o meio hipógeo (examinados).

***Diplura sanguinea* (F. O. Pickard-Cambridge, 1896)**

(Figura 32)

Melodeus sanguineus F. O. P. Cambridge, 1896: 758, pl. 33, figs 1, 4, 7, pl. 35, fig. 1.

Diplura sanguinea Raven: 1985: fig. 159.

Material examinado: Brasil. **Pará.** Altamira: Caverna Pedra da Cachoeira, 3°18'43.020"S 52°20'28.020"W, 03.IV.2011, M. E. Bichuette; J. E. Gallão; D. R. Pedroso; D. Monteiro-Neto, 1j/1♀, (LES 4079). Parauapebas: Caverna N1_0153, 6°2'43.332"S 50°16'19.301"W, id. G. F. Rossi, 02-29.IV.2015, Carste et al., 1j, (IBSP 196101); Caverna N4E_0013 (GEM-976), 6°2'19.028"S 50°9'39.107"W, id. G. F. Rossi, 20.X-01.XI.2006, R. Andrade et al. col., 1♀, (IBSP 174982).

Distribuição: Brasil, estado do Pará (Figura 33).

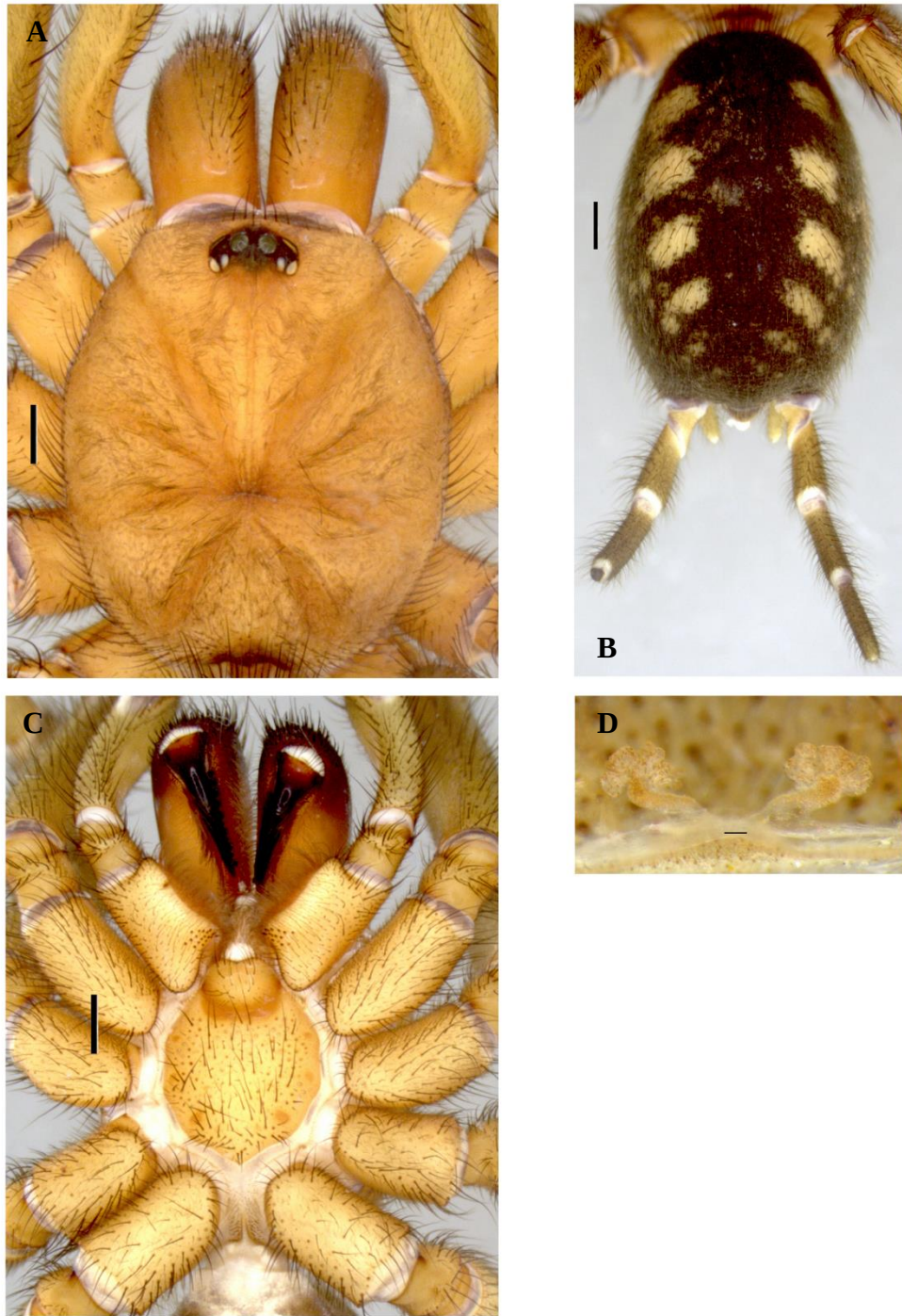


Figura 32. Fêmea. *Diplura sanguinea*. IBSP 196101. (A-C) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. LES 4079. D, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm.

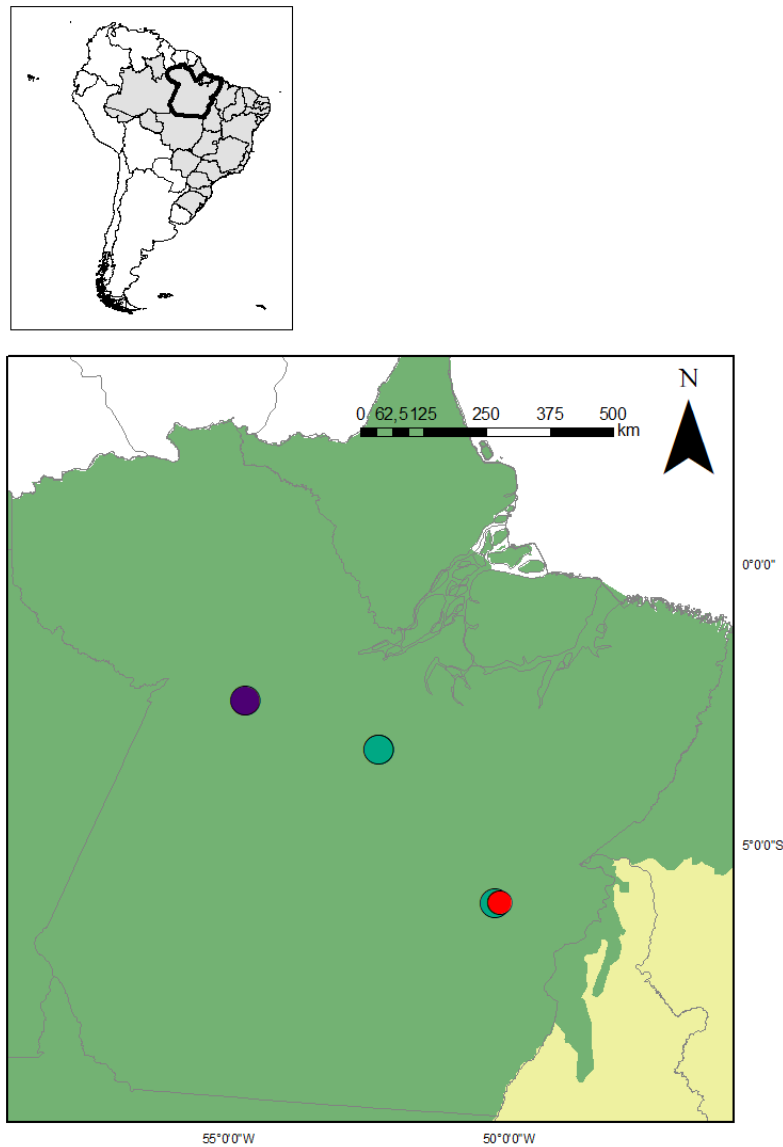


Figura 33. Mapa mostrando registro de ocorrência de *Diplura sanguinea* na literatura para o meio epígeo (círculo roxo) e hipógeo (círculo vermelho) (examinado) e novos registros para este meio (círculo verde).

Nota: O gênero carece de revisão taxonômica. Foram observados jovens de *Diplura* sp. para: Brasil. **Mato Grosso.** Nobres: Toca da Serra Rica, id. G. F. Rossi, 4.V.2015, M. E. Bichuette; Chagas Jr., 1j, (LES). **Pará.** Parauapebas: Caverna N4E_0070 (GEM-1536), 6°5'13.348"S 50°7'37.999"W, id. G. F. Rossi, 24-30.VII.2009, R. Andrade; Cizauskas et al. col., 1j, (IBSP 175346); Caverna N8_0025 (GEM-1826), 6°10'30.648"S 50°9'4.000"W, id. G. F. Rossi, 02-29.IV.2015, Carste et al., 1j, (IBSP 196099) (Figura 34).

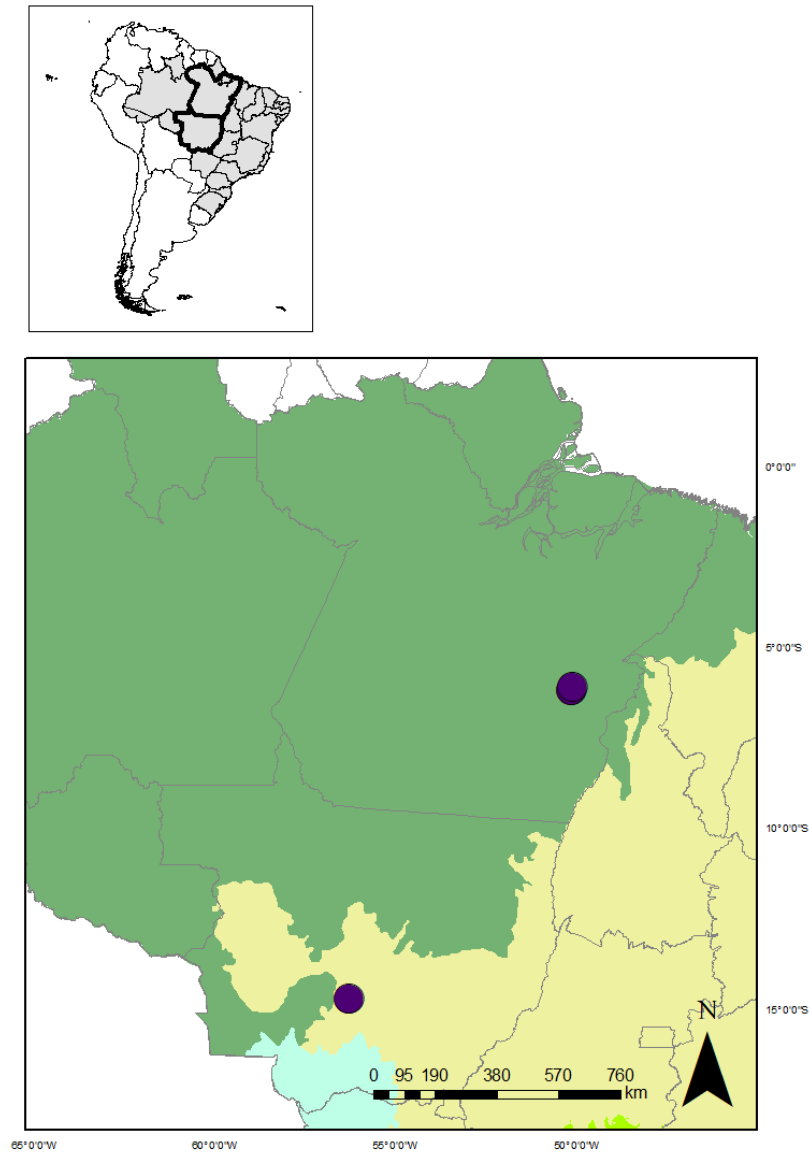


Figura 34. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Diplura* sp. para o meio hipógeo (círculo).

***Harmonicon* F. O. Pickard-Cambridge, 1896**

***Harmonicon* sp.**

(Figura 35)

Material examinado: Brasil. **Tocantins**. Dianópolis: Caverna da Areia, 11°39'2.999"S 46°43'21.000"W, id. R. P. Indicatti, 04-12.III.2008, F. Pellegatti-Franco et al. col., 1♀, (IBSP 97610) (Figura 36).

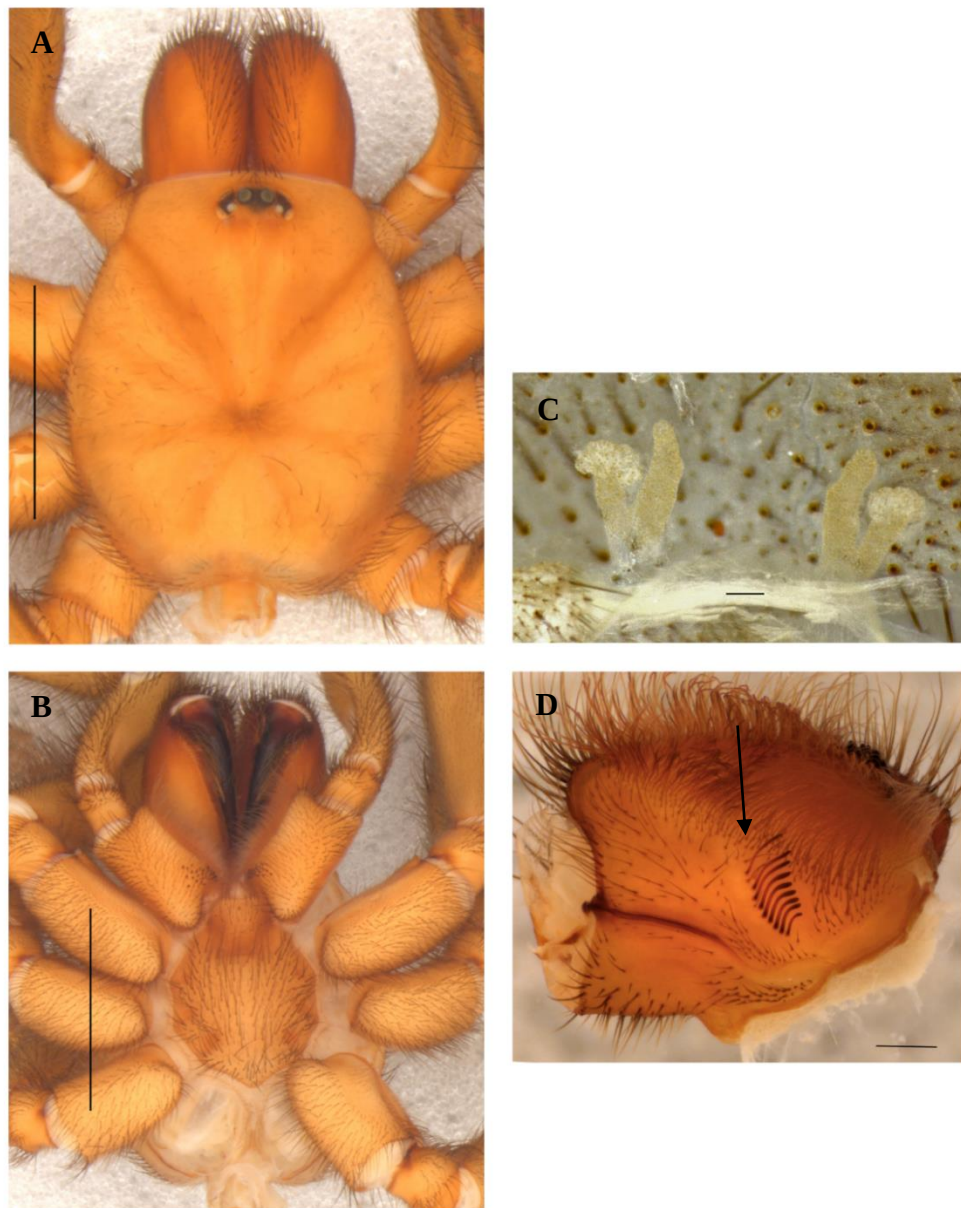


Figura 35. Fêmea. *Harmonicon* sp. IBSP 97610. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, prossoma, vista ventral. C, espermateca, vista dorsal. D, maxila, seta indicando lira, vista prolateral. Escalas: A-B = 5 mm. C = 0,1 mm. D = 0,5 mm.

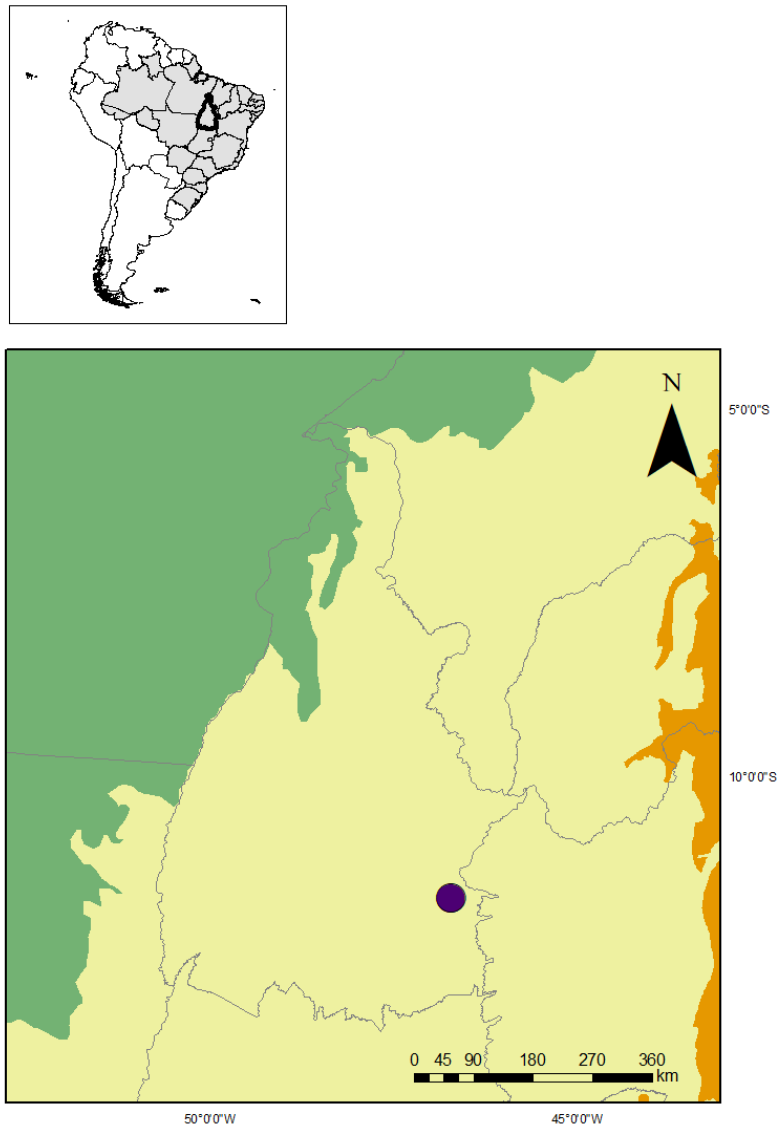


Figura 36. Mapa mostrando registro de ocorrência de *Harmonicon* sp. na literatura para o meio hipógeo (círculo) (examinado).

***Linothele* Karsch, 1879**

***Linothele* sp. 1**

(Figura 37)

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Rio Acima. Caverna VG-02, 20°9'9.999"S 43°49'8.000"W, id. G. F. Rossi, 02-10.VIII.2011, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1♀, (IBSP 179363) (Figura 38).



Figura 37. Fêmea. *Linothele* sp. 1. IBSP 179363. (A-E) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. E, detalhe do receptáculo esquerdo. Escalas: A-C = 1 mm. D-E = 0,1 mm.

Nota: Foi observado jovem de *Linothele* sp. para: Brasil. **Minas Gerais.** Conceição do Mato Dentro: Caverna SERP_0185, 19°6'40"S 43°19'51"W, id. G. F. Rossi, 26-28.V.2014, Soares et al. col., 1j, (IBSP 185834) (Figura 38).

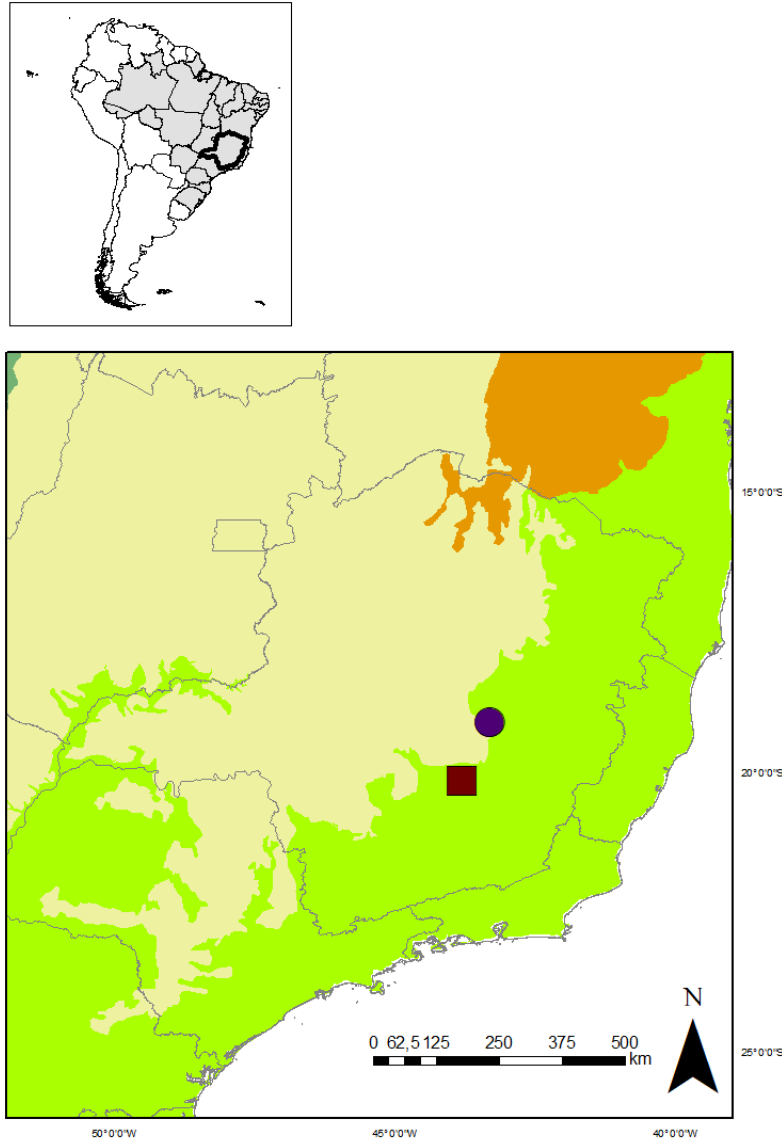


Figura 38. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Linothele* sp. 1 (quadrado) e *Linothele* sp. (círculo) para o meio hipógeo.

***Trechona* C. L. Koch, 1850**

***Trechona diamantina* Guadanucci, Fonseca-Ferreira, Baptista & Pedroso, 2016**

(Figura 39)

Trechona diamantina Guadanucci et al., 2016: 2489, figs 1a-i, 2a-d, 3.

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Diamantina: Gruta Monte Cristo, 18°17'49.3"S 43°33'30.7"W, id. J. P. L. Guadanucci, 04.VIII.2014, R. Fonseca-Ferreira, M. E. Bichuette, J. E. Gallão, 1j, (LES); Lapa dos Pombos, 18°17'11.8"S 43°32'0.6"W, 02.XI.2014, mesmos dados, 1j, (LES).

Distribuição: Brasil, estado de Minas Gerais (Figura 40).

Nota: A espécie é encontrada em quatro cavernas no município de Diamantina, Minas Gerais, Gruta do Salitre (18°16'46.7"S 43°32'9.6"W), Lapa do Manéu (18°16'20.5"S 43°46'57.1"W) e as duas citadas no material observado (GUADANUCCI et al., 2016). Para essa espécie não há registro em novas cavidades.

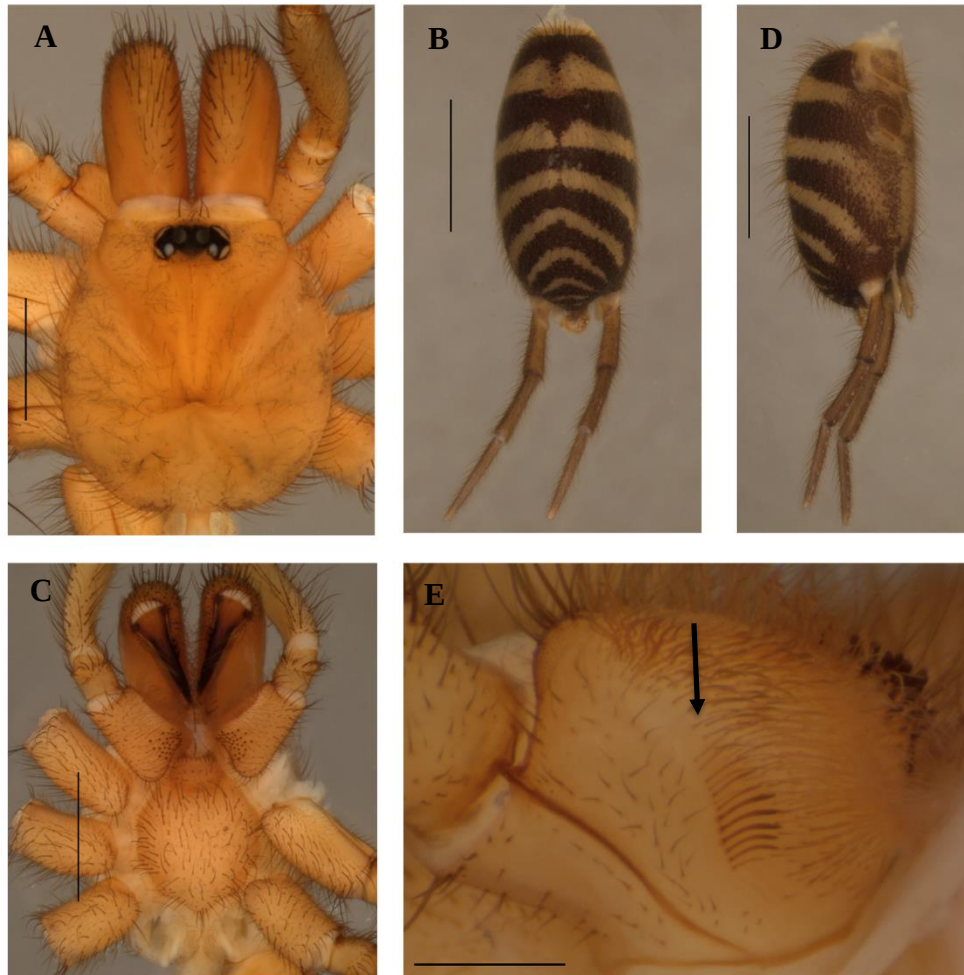


Figura 39. Jovem. *Trechona diamantina*. LES. (A-E) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, opistossoma, vista lateral. E, maxila, seta indicando lira, vista prolateral. Escalas: A-E = 1 mm.

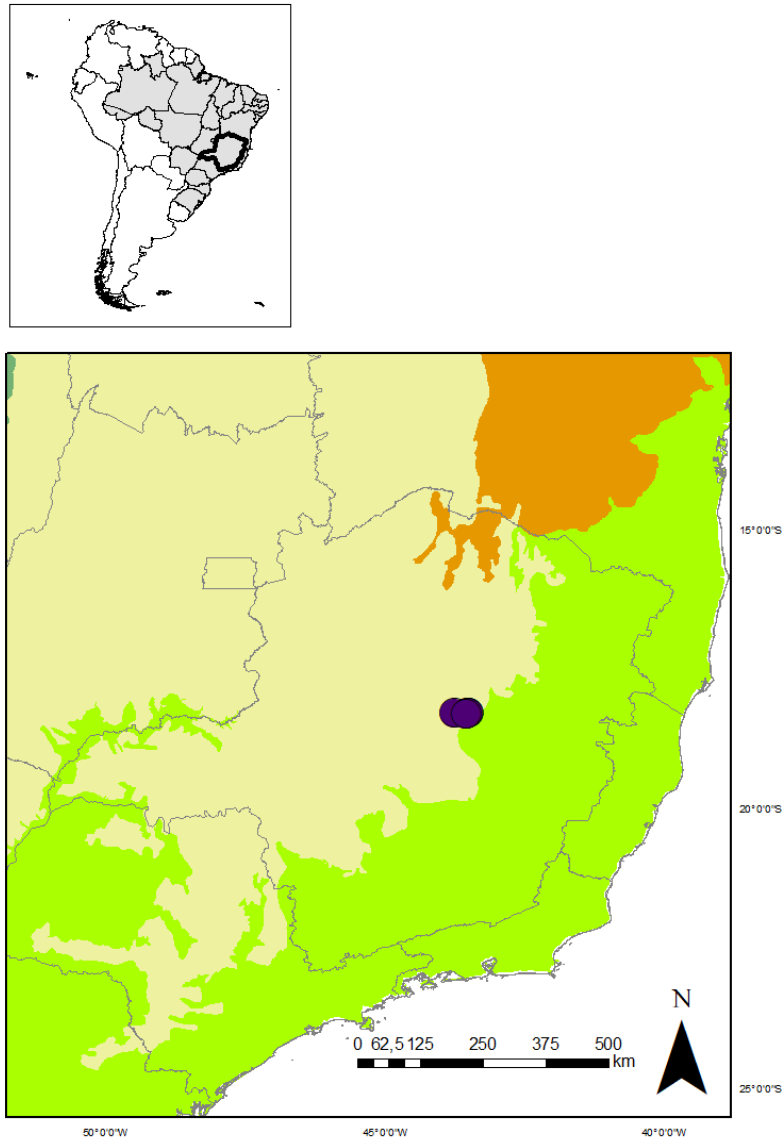


Figura 40. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Trechona diamantina* na literatura para o meio hipógeo (círculo).

ISCHNOTHELINAE F. O. P. Cambridge, 1897

***Ischnothele* Ausserer, 1875**

***Ischnothele annulata* Tullgren, 1905**

(Figuras 41, 42 e 43)

Ischnothele annulata Tullgren, 1905: 16; Coyle, 1995: 74, figs 35, 172-174, 177-202, 206-214.

Ischnothele indigens Vellard, 1924: 157, pl. 11, fig. 42; Coyle, 1995: 74 (sin.).

Ischnothele zorodes Mello-Leitão, 1943: 256; Coyle, 1995: 74 (sin.).

Ischnothele campestris Schiapelli & Gerschman, 1945: 173, pl. III; Coyle, 1995: 74 (sin.).

Ischnothele affinis Schiapelli & Gerschman, 1945: 174, pl. IV; Coyle, 1995: 74 (sin.).

Ischnothele cranwelli Gerschman & Schiapelli, 1948: 2, figs 1-3; Coyle, 1995: 74 (sin.).

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Presidente Olegário: Lapa da Fazenda São Bernardo, 30.IX.2013, T. Zepon; L. P. A. Resende; M. E. Bichuette; I. A. Ribeiro, 1♂, (LES 5566); Lapa Vereda da Palha, 18°15.313'S 46°07.561'W, 27.IX.2013, T. Zepon; L. P. A. Resende; M. E. Bichuette; I. A. Ribeiro, 1♀, (LES 5564).

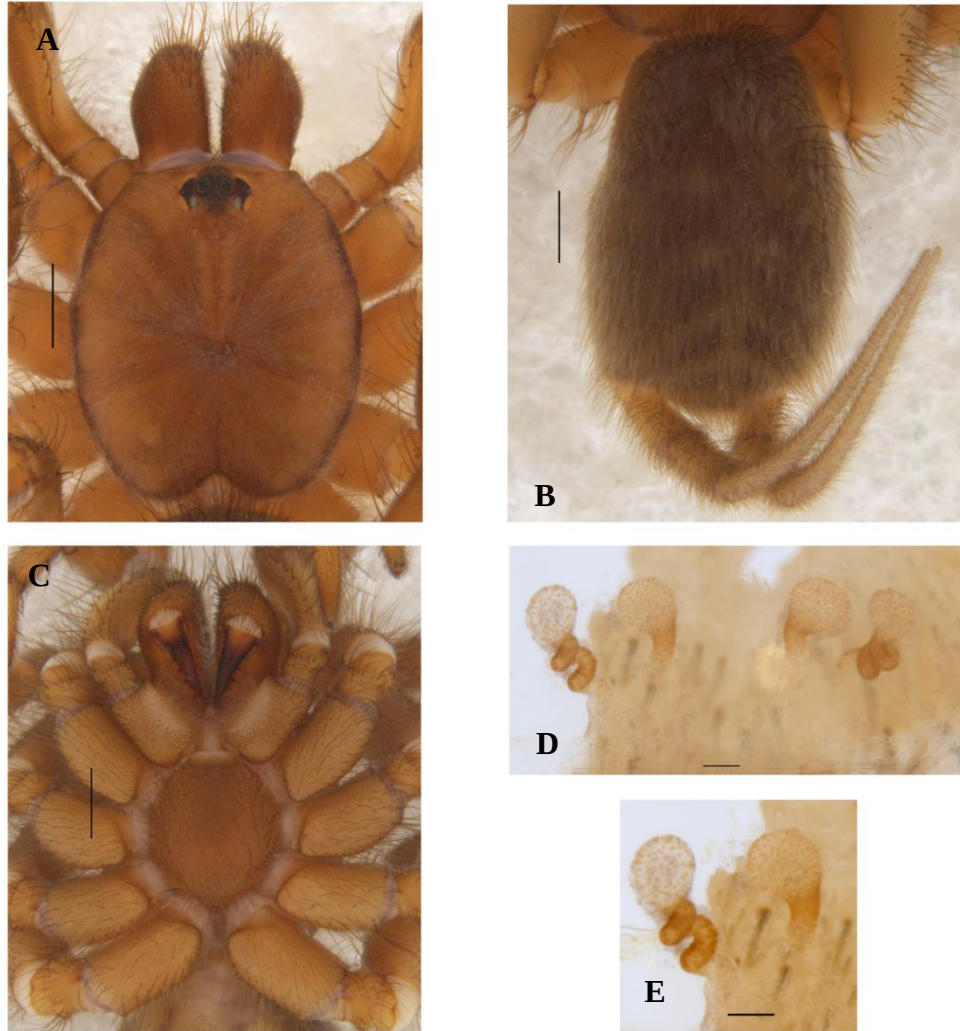


Figura 41. Fêmea. *Ischnothele annulata*. LES. (A-E) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. E, detalhe do receptáculo esquerdo. Escalas: A-C = 1 mm. D-E = 0,1 mm.

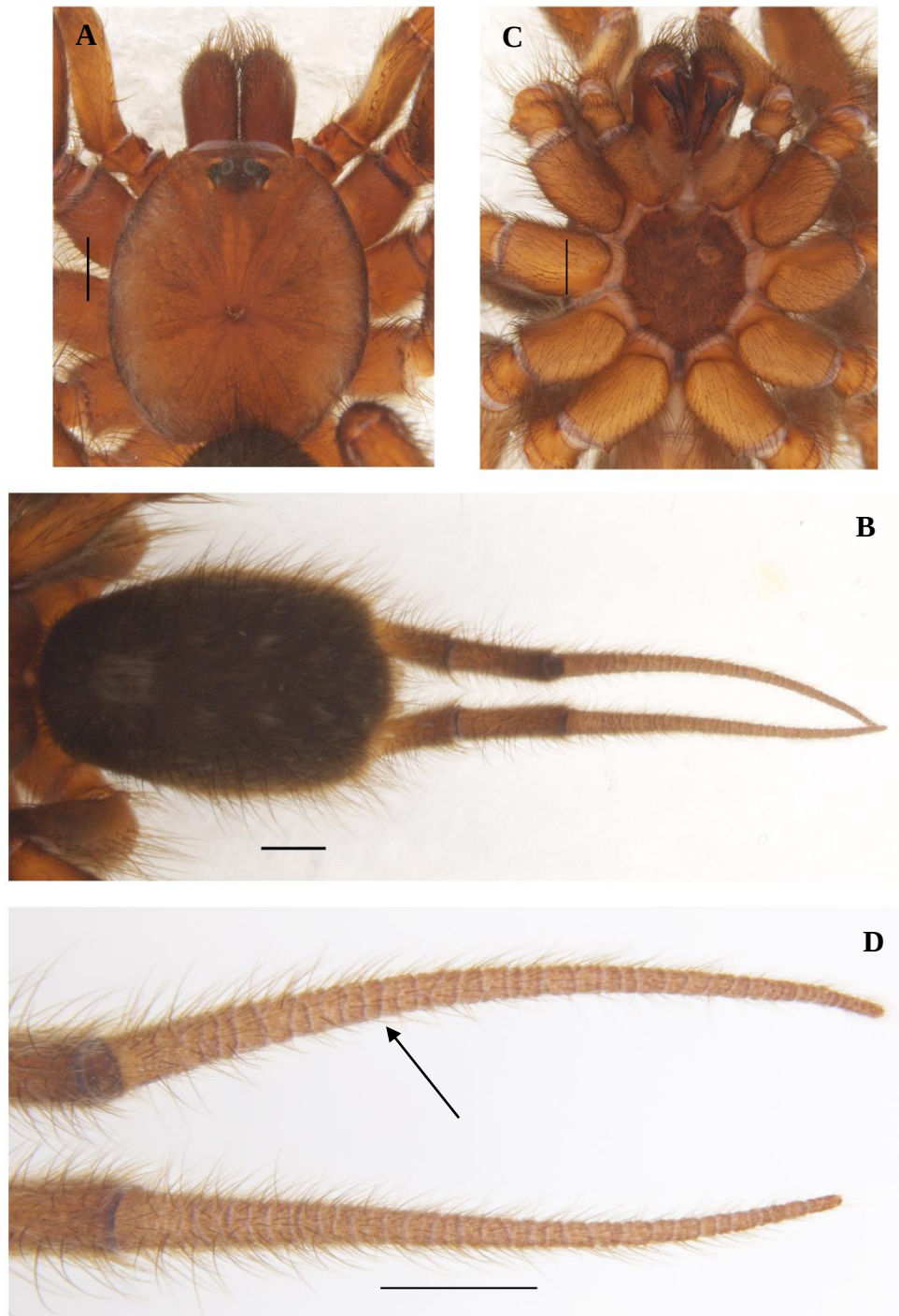


Figura 42. Macho. *Ischnothele annulata*. LES 5566. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, fiandeira lateral posterior, seta indicando pseudosegmentação. Escalas: A-D = 1 mm.

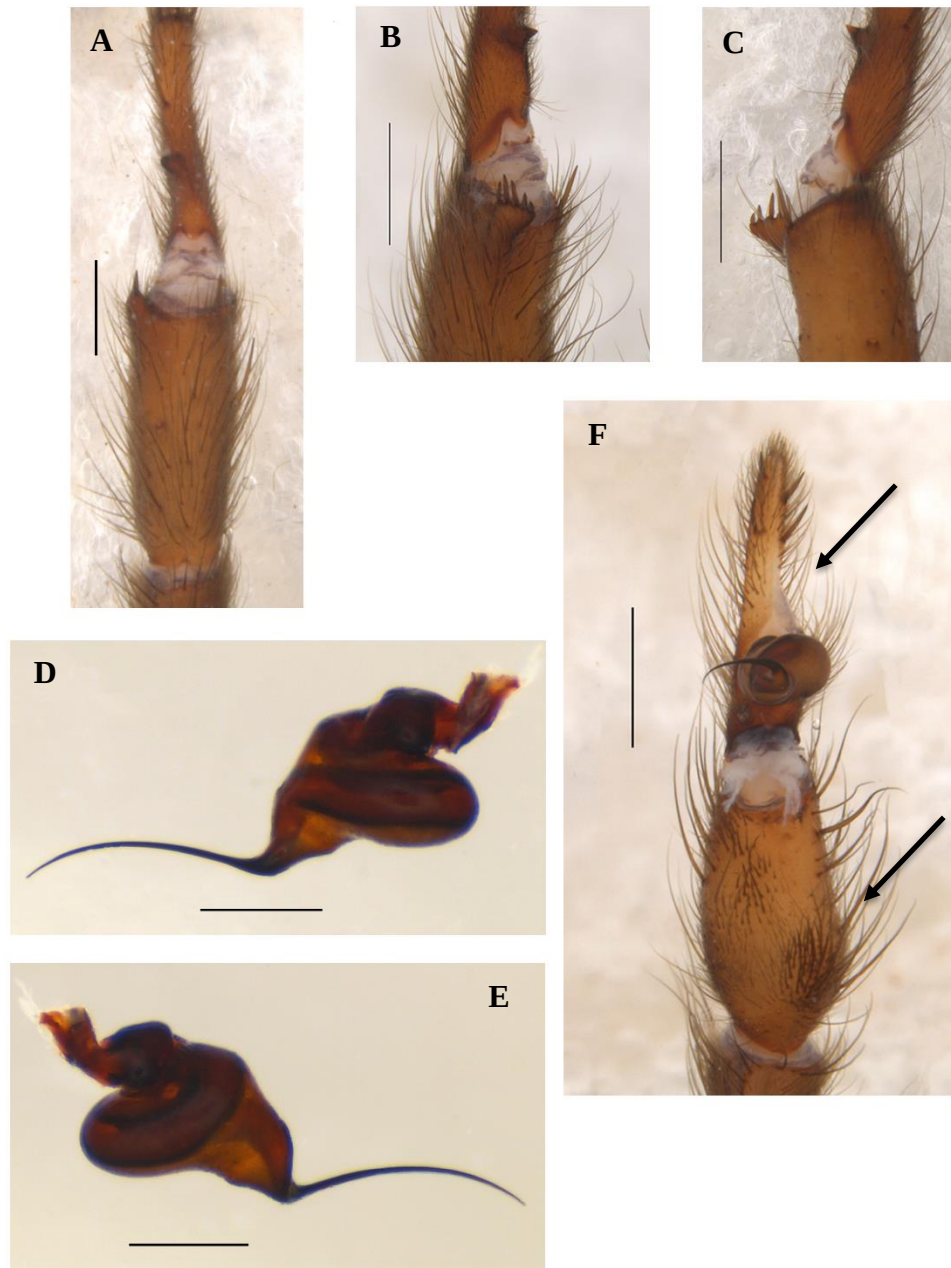


Figura 43. Macho. *Ischnothele annulata*. LES 5566. (A-C) Apófise tibial direita. A, vista ventral. B, vista retrolateral. C, vista prolateral. CAD. (D-E) Bulbo direito. D, vista prolateral. E, vista retrolateral. F, palpo direito, setas indicando címbio alongado e tíbia do palpo fortemente inchada, vista ventral. Escalas: A-C e F = 1 mm. D-E = 0,5 mm.

Nota: Algumas localidades disponíveis no artigo Coyle (1995) não dispunham de coordenadas e não foram localizadas nos *sites* de procura e por isso não constam no mapa de distribuição. As localidades são: **Argentina**: “38 km S Lucio V. Mansilla, highway 60, dense thorn scrub”; Alto Pilcomayo. **Bolívia**: “Arroyo La Coronada and road to Camiri, 20 km S Santa Cruz”. **Brasil**: Camarão, Município Mumbaco; Fazenda Monjolinho; Pirapitinga, Pirenópolis; Rio Oliveira, Pirenópolis; Barra do Tapirape; Chavantina; Diamantina (Mato Grosso). **Paraguai**: “Parque Nac. Defensores del Chaco, Madrejon, under a log”; Province unknown: Postillon.

Há novos registros de ocorrência para o meio epígeo: Material examinado: Brasil. **Bahia**. Andaraí: id. G. F. Rossi, XII.2015, Gallão; Schimonsky, 1♂/1♀/1j, (LES). Carinhanha: id. J. P. L. Guadanucci, 26.VII.2012, Bichuette; Gallão, 1♀, (LES). São Desidério: id. J. P. L. Guadanucci, 21.IV.2012, J. E. Gallão; C. S. Fernandes; D. M. V. Schimonsky, 9j, (LES); mesmos dados, id. J. P. L. Guadanucci, 31.X.2011, Bichuette; Gallão; Fernandes; Pedroso, 1♀, (LES). Serra do Ramalho: id. J. P. L. Guadanucci, 06-07.XII.2011, 4♀, (LES). **Goiás**. São Domingos: id. J. P. L. Guadanucci, 17.VI.2012, 1♀/1j, (LES). **Mato Grosso**. Araguainha: id. G. F. Rossi, 20.IX.2015, Bichuette; Schimonsky; Chagas Jr., 3♀, (LES); mesmos dados, 20.IX.2015, Bichuette; Schimonsky; Chagas Jr., 1♂, (LES). **Minas Gerais**. Jaíba: id. G. F. Rossi, 06. VIII. 2014, Bichuette; Gallão, 1♀, (LES). São João da Lagoa: id. G. F. Rossi, 05.VIII.2014, Bichuette; Gallão, 1♀/1j, (LES).

Distribuição: **Argentina**, província de Catamarca; Chaco; Córdoba; Formosa; Jujuy; La Rioja; Salta; San Luis; Santiago del Estero, **Bolívia**, departamento de Tarija, **Brasil**, estados da Bahia; Goiás; Mato Grosso; Minas Gerais; Rondônia; São Paulo, **Paraguai**, departamento de Boquerón; Concepción (Figura 44).

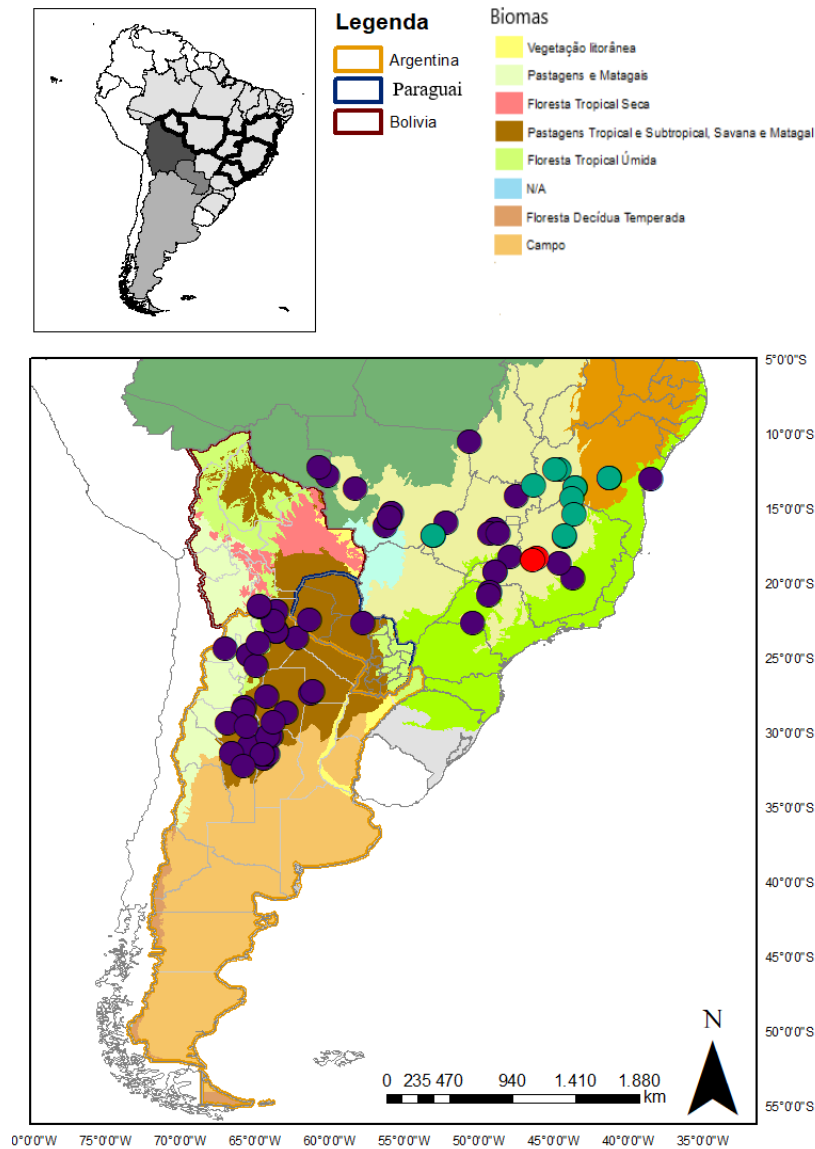


Figura 44. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Ischnothele annulata* na literatura (círculo roxo). Registros novos, círculo verde – meio epígeo e círculo vermelho – meio hipógeo sendo estes inéditos.

Ischnothele guianensis (Walckenaer, 1837)

(Figura 45)

Mygale guianensis Walckenaer, 1837: 231.

Pezionyx guianensis Taczanowski, 1874: 110.

Ischnothele siemensi F. O. P. Cambridge, 1896: 762, pl. 35, figs 7, 9, 15; Coyle, 1995: 66 (sin.).

Ischnothele guianensis: Coyle, 1995: 66, figs 1, 3, 6, 27, 40, 44, 49, 138-149, 153-171.

Material examinado: Brasil. **Pará**. Altamira: Caverna Pedra da Cachoeira, 3°18.717'S 52°20.467'W, id. G. F. Rossi, 03.IV.2011, M. E. Bichuette; J. E. Gallão; D. R. Pedroso; D. Monteiro-Neto, 4♀, (LES000004078).

Nota: Algumas localidades disponíveis no artigo Coyle (1995) não dispunham de coordenadas e não foram localizadas nos *sites* de procura e por isso não constam no mapa de distribuição. As localidades são: **Brasil**: “Rio Purus W of Sena Madureira at mouth of Furo do Juruá”; Alto Solimões; Rio Maputra, 10 mi S Equator. **Guiana**: Canje Ikuruwa River (forest savanna), 05'?'N, 57°50'W. **Guiana Francesa**: Road cut.

Distribuição: **Bolívia**, departamento del Beni; La Paz; Pando, **Brasil**, estados do Acre; Amapá; Amazonas; Pará, **Colômbia**, departamento Amazonas, **Guiana**, região de Alto Takutu–Alto Essequibo, **Guiana Francesa**, comuna francesa Maripasoula, **Peru**, região de Loreto; Madre de Dios; San Martin; Ucayali, **Suriname**, distrito de Brokopondo; Paramaribo; Sipaliwini (Figura 46).

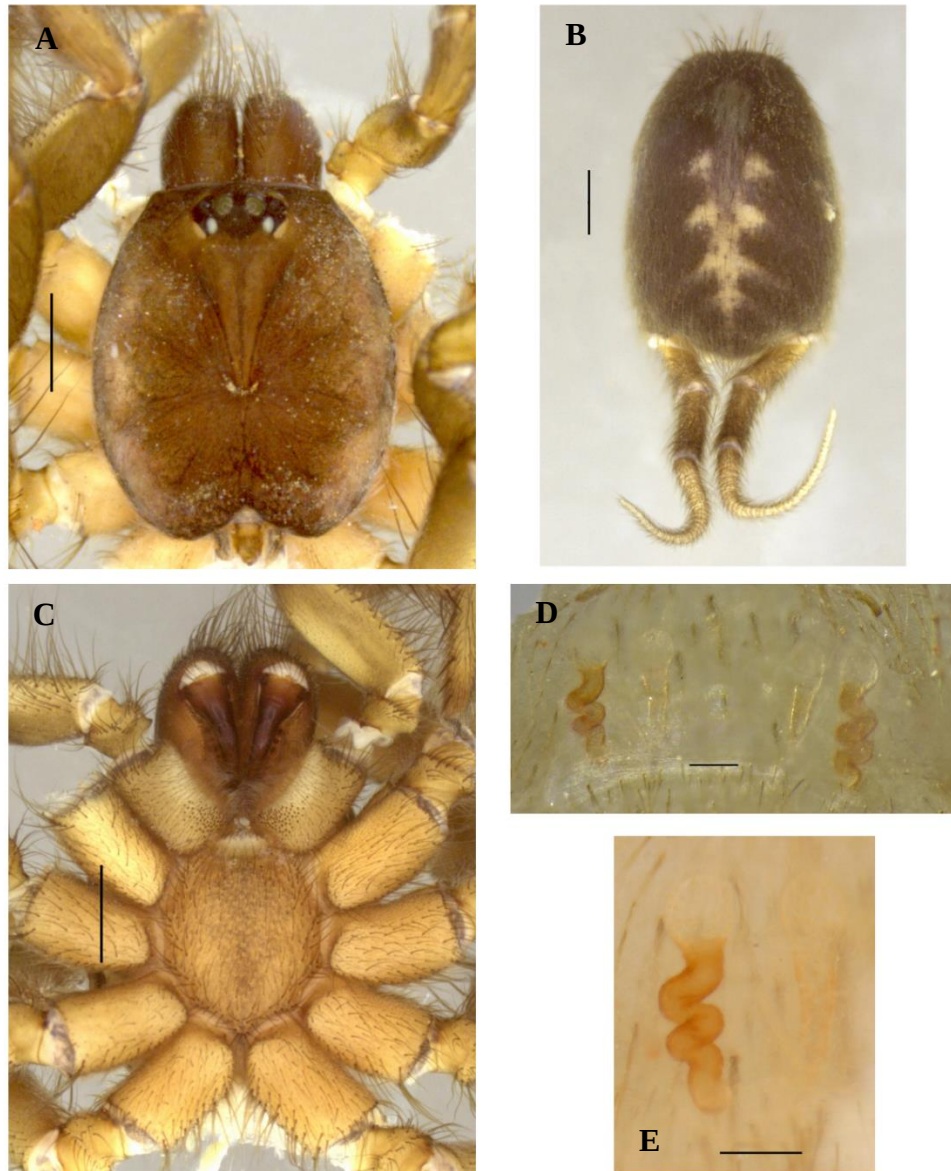


Figura 45. Fêmea. *Ischnothele guianensis*. LES000004078. (A-E) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal, E, detalhe do receptáculo esquerdo. Escalas: A-C = 1 mm. D-E = 0,1 mm.

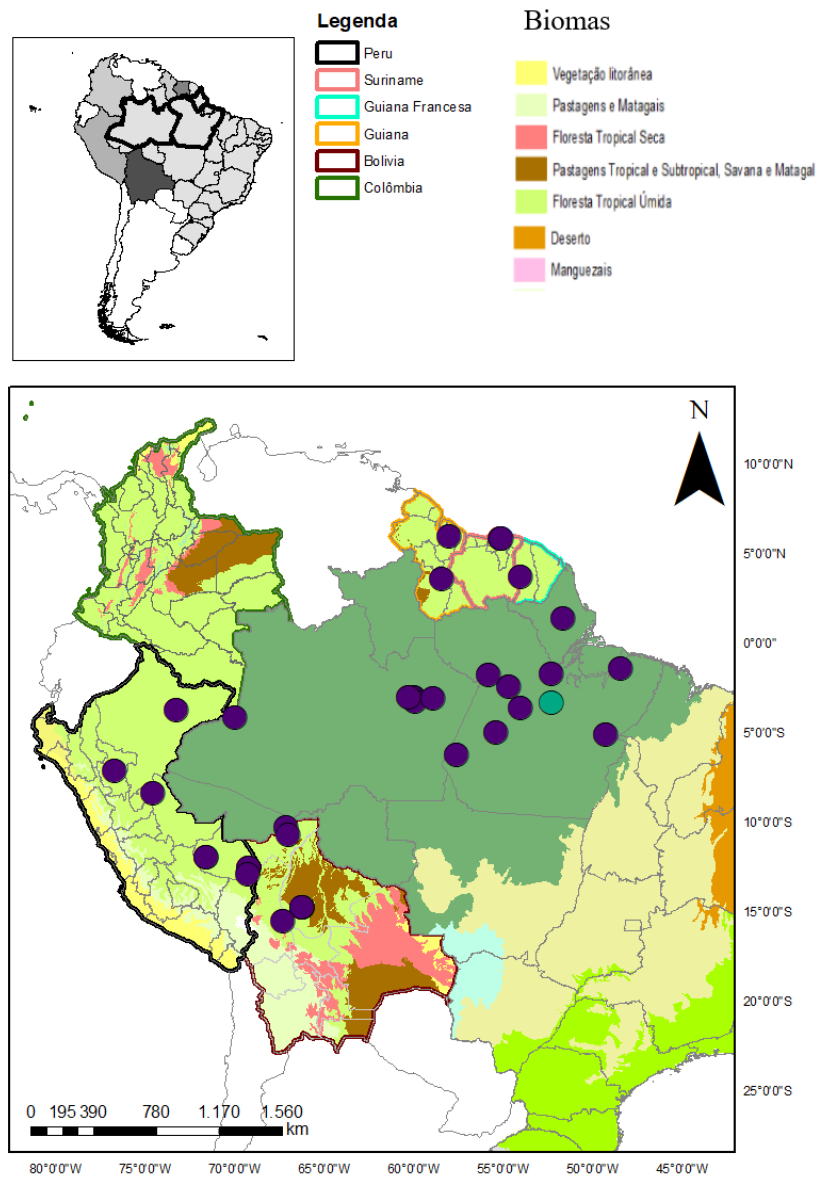


Figura 46. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Ischnothele guianensis* na literatura (círculo roxo) e novo registro, sendo este, inédito para o meio hipógeo (círculo verde).

HALONOPROCTIDAE Pocock, 1901

UMMIDIINAE Thorell, 1875

Ummidia Thorell, 1875

Ummidia sp. 1

(Figura 47)

Material examinado: Brasil. **Pará.** Parauapebas: Caverna N4WS_0055 (GEM-1834), 6°4'51.359"S 50°11'44.999"W, id. G. F. Rossi, 18.XI-01.XII.2010, F. P. Franco; C. A. R. Souza et al. col., 1♀, (IBSP 174015) (Figura 49).

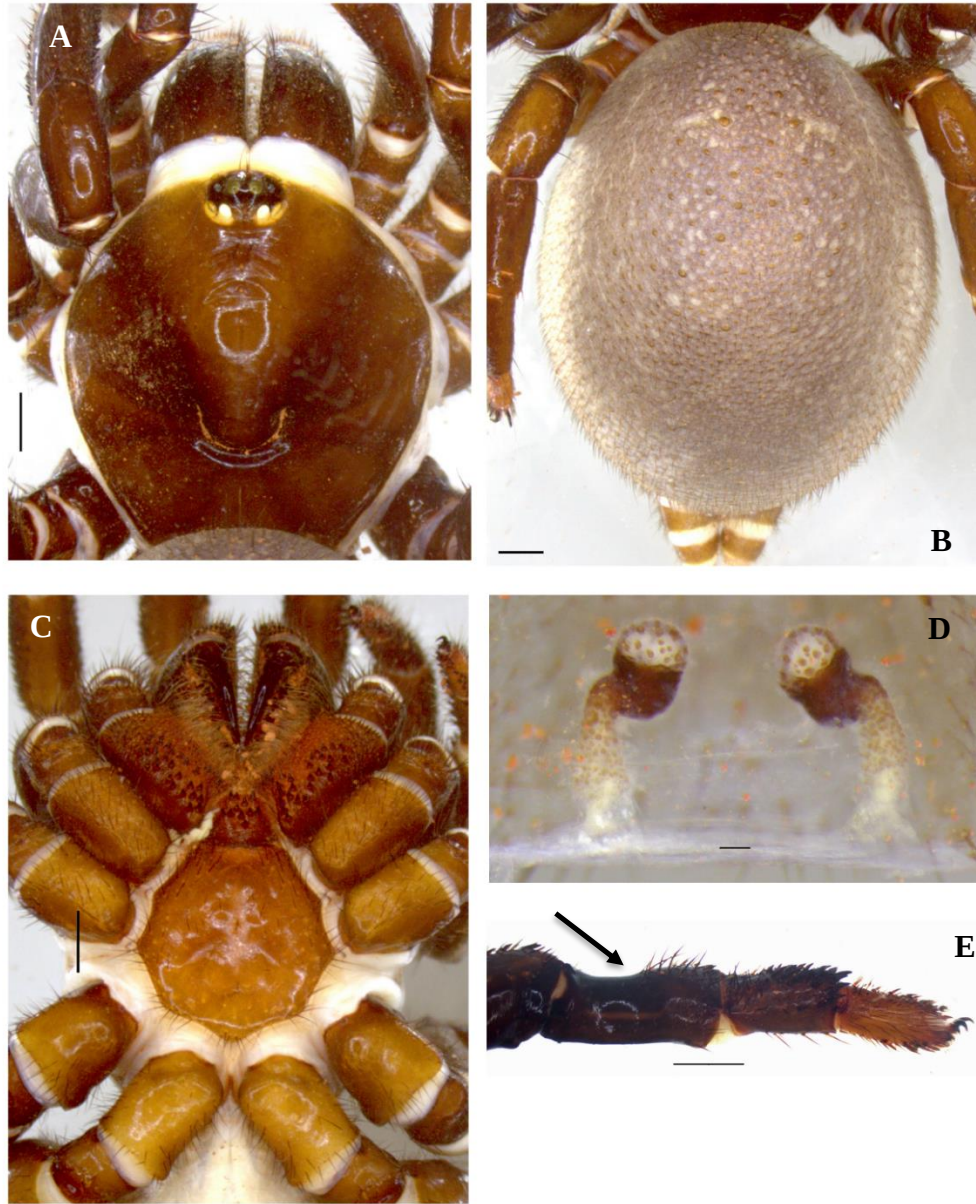


Figura 47. Fêmea. *Ummidia* sp. 1. IBSP 174015. (A-E) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal, E, tíbia III, seta indicando depressão dorsal, vista lateral. Escalas: A-C e E = 1mm. D = 0,1 mm.

***Ummidia* sp. 2**

(Figura 48)

Material examinado: **Minas Gerais.** Pains: Caverna A413SF, 20°22'6.960"S 45°39'35.280"W, id. G. F. Rossi, 01.IX.2014, F. Bondezan et al. col., 1♀, (IBSP 187700) (Figura 49).

Nota: É o único gênero da família com registros no Brasil e carece de revisão taxonômica.

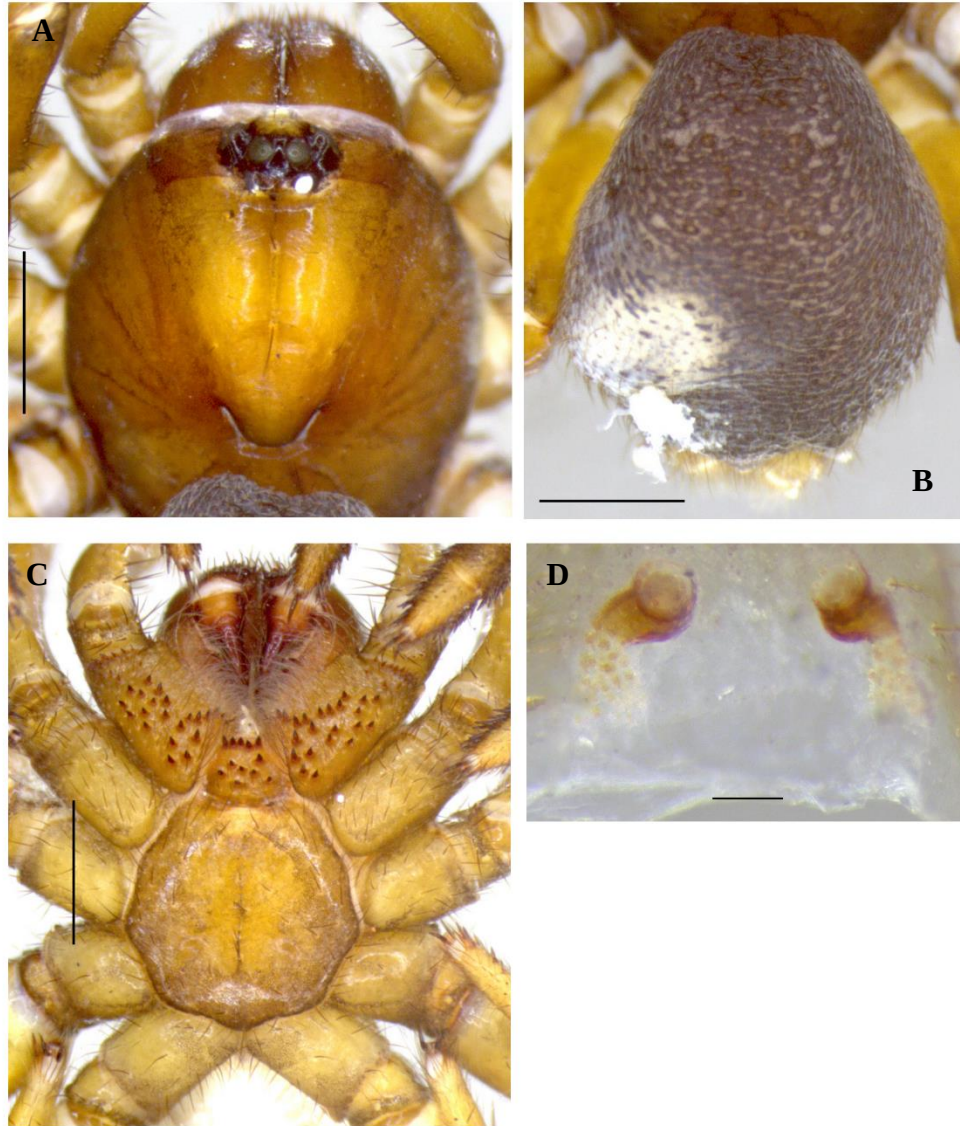


Figura 48. Fêmea. *Ummidia* sp. 2. IBSP 187700. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm.

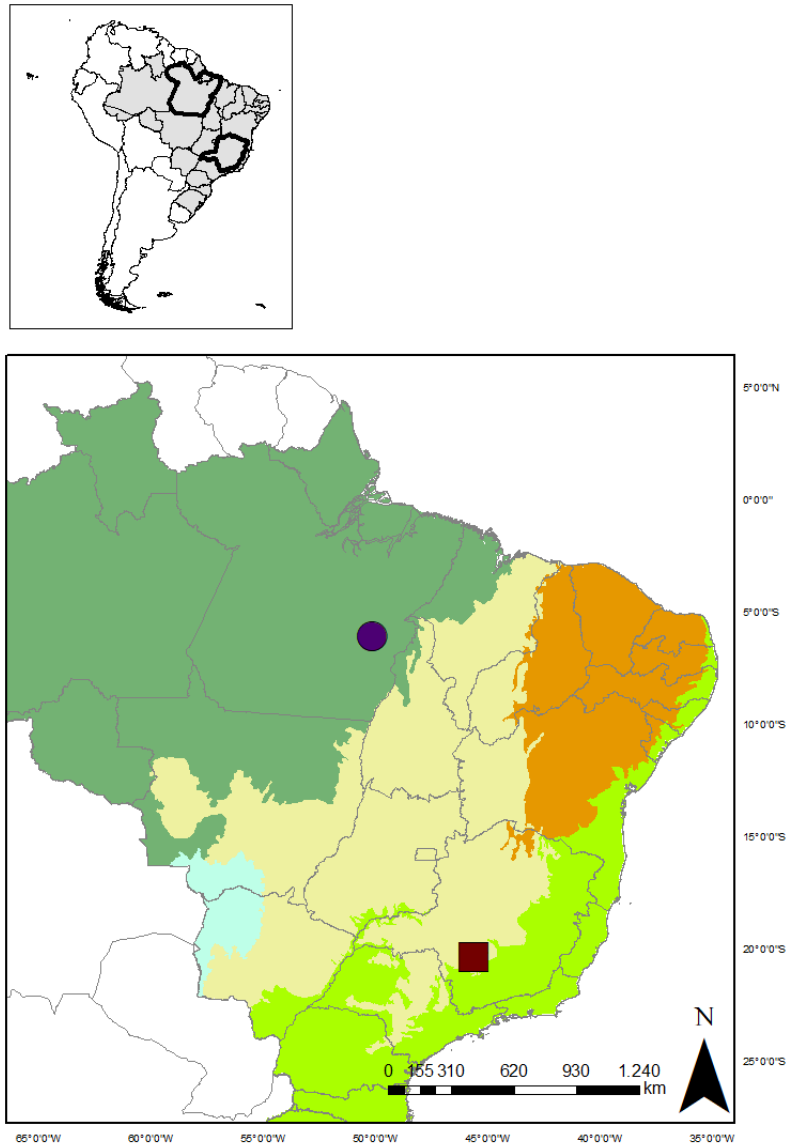


Figura 49. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Ummidia* sp. 1 (círculo) e *Ummidia* sp. 2 (quadrado) na literatura para o meio hipógeo (examinados).

IDIOPIDAE Simon, 1889

GENYSINAE Simon, 1903

Neecteniza Pocock, 1895

Neecteniza minima Goloboff, 1987

(Figura 50)

Neocteniza minima Goloboff, 1987a: 37, figs 6-7, 13-16, 20-24, 32-36.

Material examinado: Brasil. **Goiás**. Mambai: Grana da Tarimba, 14°24.738'S 46°10.506'W, id. G. F. Rossi, 29.IV.2013, Bichuette; Gallão; Schimonsky, 1♀, (LES00015323).

Distribuição: **Argentina**, província de Jujuy; Salta, **Bolívia**, departamentos de La Paz; Santa Cruz; **Brasil**, estado de Goiás (Figura 51).

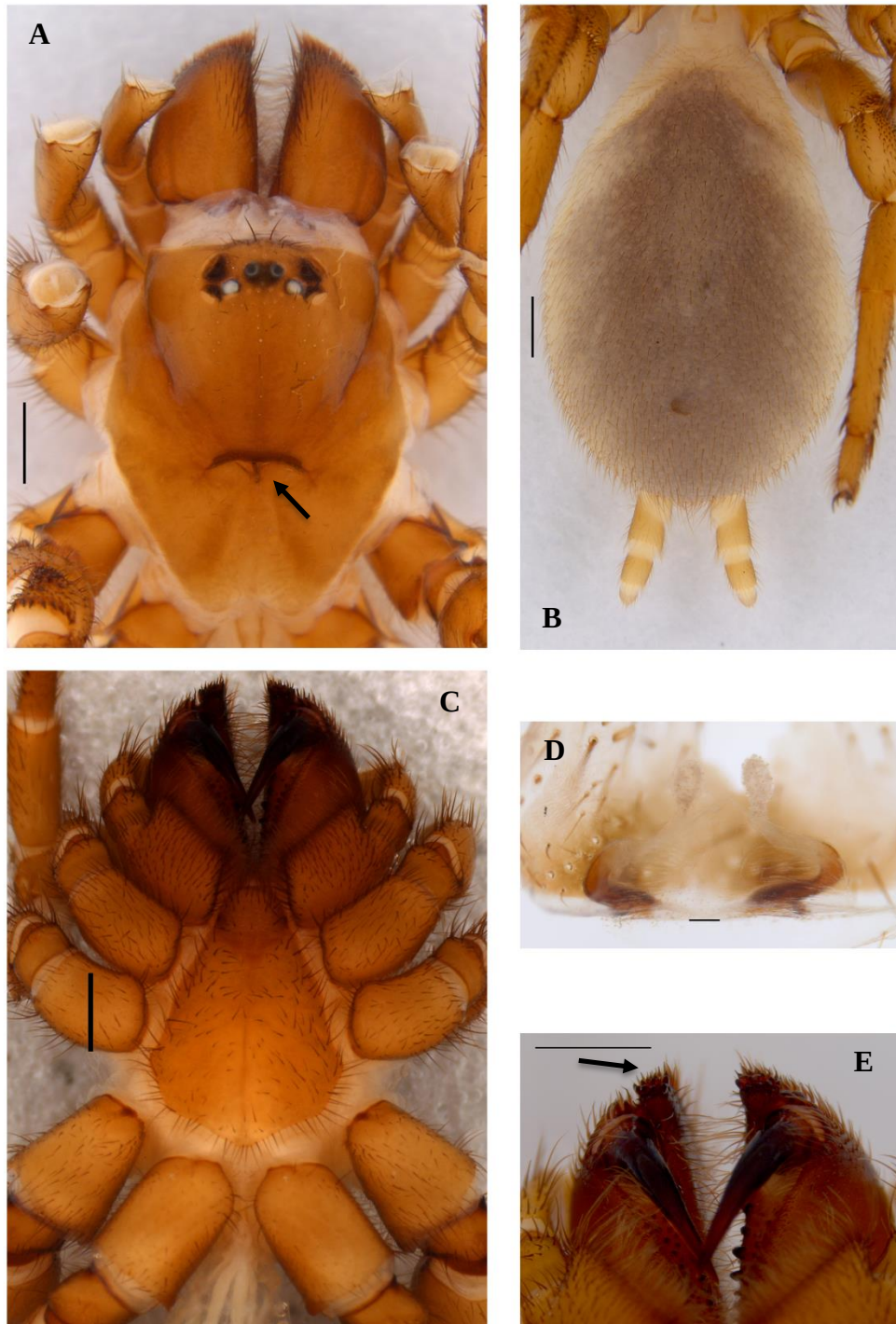


Figura 50. Fêmea. *Neocteniza minima*. LES00015323. (A-E) A, prossoma, seta indicando fóvea recurva e tripartida, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. E, quelíceras, seta indicando rastelo, vista ventral. Escalas: A-C e E = 1 mm. D = 0,1 mm.

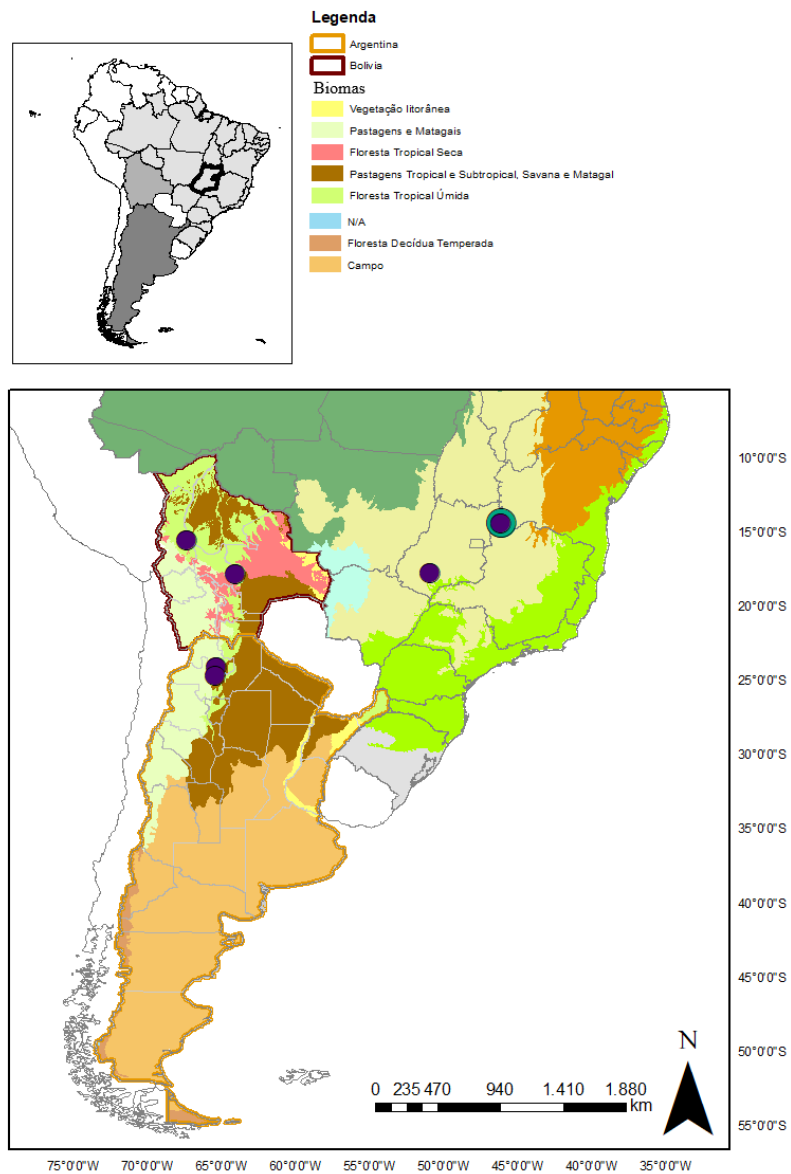


Figura 51. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Neotzeniza minima* na literatura para o meio epígeo (círculo roxo) e hipógeo (círculo verde).

IDIOPINAE Simon, 1889

Idiops Perty, 1833

Idiops sp. 1

(Figura 52)

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Monjolos: Toca do Geraldo, 18°16'43.31"S 44°06'10.96"W, id. J. P. L. Guadanucci, 30.X.2014, R. Fonseca-Ferreira; M. E. Bichuette; J. E. Gallão, 1♀, (LES) (Figura 53).

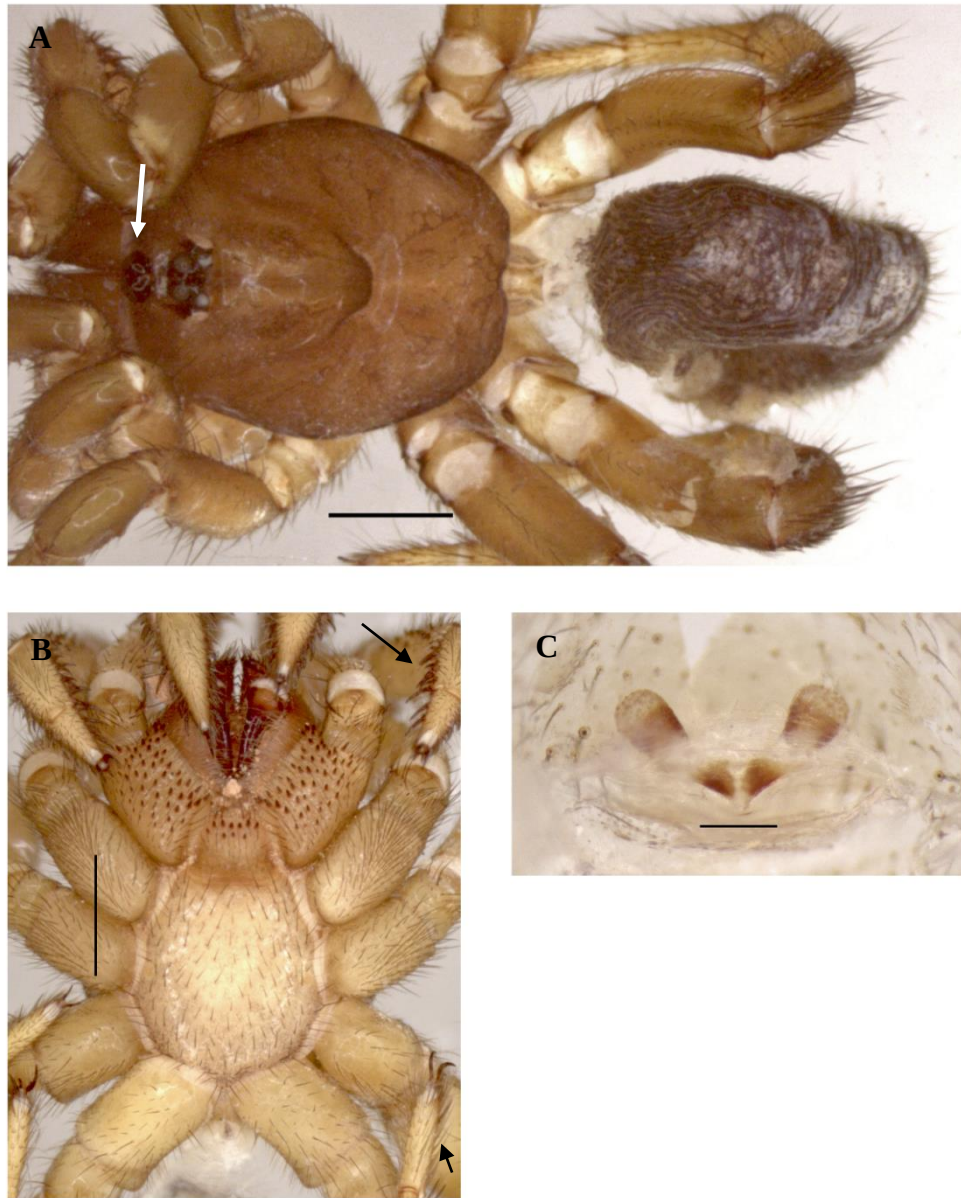


Figura 52. Fêmea. *Idiops* sp. 1. LES. (A-C) A, prossoma e opistossoma, seta indicando par lateral anterior de olhos deslocado para perto do clipeo, vista dorsal. B, prossoma, setas indicando espinhos laterais nas pernas anteriores e tarsos sem escópula, vista ventral. C, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-B = 1 mm. C = 0,1 mm.

Nota: O gênero carece de revisão taxonômica. Foram observados jovens de *Idiops* sp. para: Brasil. **Bahia.** Serra do Ramalho: Gruna Água Fina, 13°41'55.6"S 43°48'04.5"W, id. J. P. L. Guadanucci, 29.V.2012, M. E. Bichuette; N. Hattori; J. E. Gallão, 1j, (LES). **Minas Gerais.** Montes Claros: Lapa da Nessa II, 16°42.750'S 43°54.037'W, id. G. F. Rossi, III.2016, D. M. von Schimonsky; C. S. Fernandes; T. Zepon, 1j, (LES). **Pará.** Parauapebas: Caverna N1_0052 (GEM-1248), 6°1'37.715"S 50°16'32.999"W, id. G. F. Rossi, 24.II-13.III.2015, Carste et al. col., 1j, (IBSP 196078) (Figura 53).

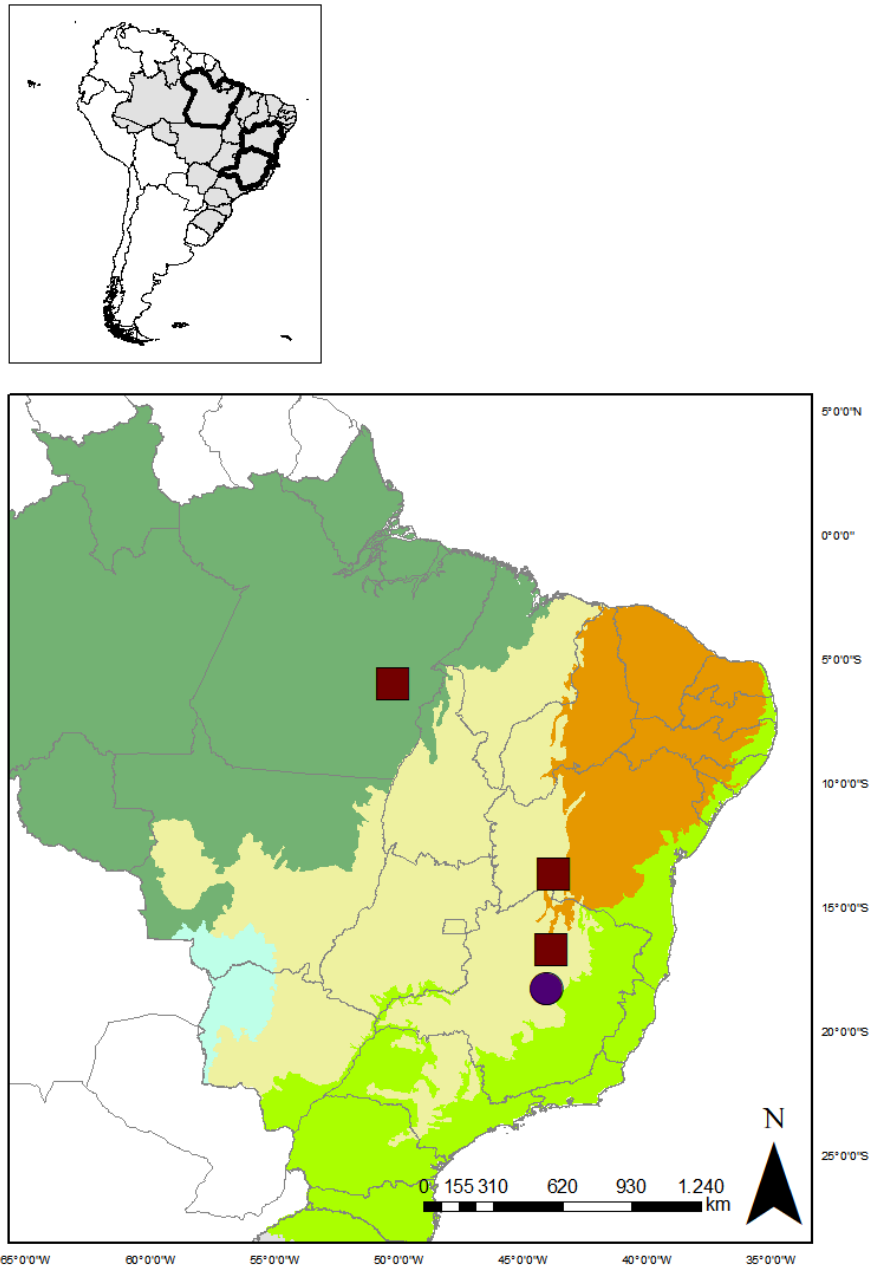


Figura 53. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Idiops* sp. 1 (círculo) e *Idiops* sp. (quadrado) para o meio hipógeo.

NEMESIIDAE Simon, 1889

DIPLOTHELOPSINAE Schiapelli e Gerschman, 1967

Chaco Tullgren, 1905

Chaco sp. 1

(Figura 54)

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais.** Barão de Cocais: Caverna RF_015, 19°55'19"S 43°29'43"W, id. G. F. Rossi, 22.VI-03.VII.2009, R. Bessi et al., 1♀, (IBSP 182811); Cavidade RF_104, id. G. F. Rossi, 20.I.2015, Ativo Ambiental, 1♀, (ISLA 15.534). Ouro Preto: Gruta da Igrejinha, 20°27'1.440"S 43°42'16.096"W, id. R. P. Indicatti, 02.VIII.2014, 1♀, (ISLA 47.021); Gr. Ponte de Pedra, 20°23.331'S 43°29.209'W, id. J. P. L. Guadanucci, 25.VII.2013, 1♀, (LES). Morro do Pilar: Caverna MC F C 10, 19°19'52.482"S 43°18'46.322"W, id. G. F. Rossi, 03-04.VI.2013, Carvalho et al., 1♀, (IBSP 196091) (Figura 57).

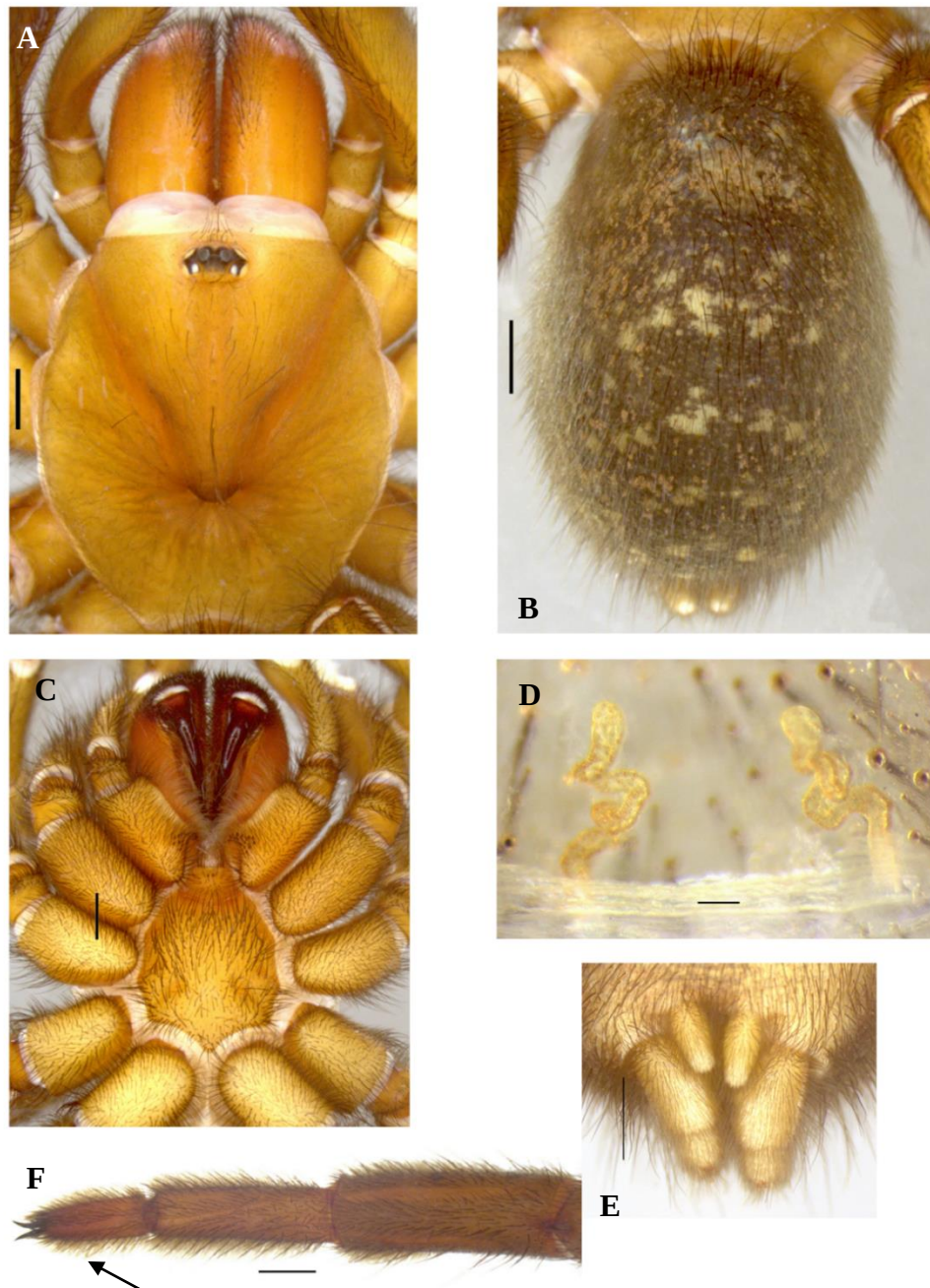


Figura 54. Fêmea. *Chaco* sp. 1. ISLA 47.021 (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. ISLA 15.534. E, fiandeiras, vista ventral. F, perna I, seta indicando escópula, vista dorsal. Escalas: A-C, E e F = 1 mm. D = 0,1 mm.

***Chaco* sp. 2**

(Figura 55)

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Mariana: Gruta FN-16, id. R. P. Indicatti, 30.IV-01.VII.2010, Andrade et al., 1♀, (IBSP 196088) (Figura 57).

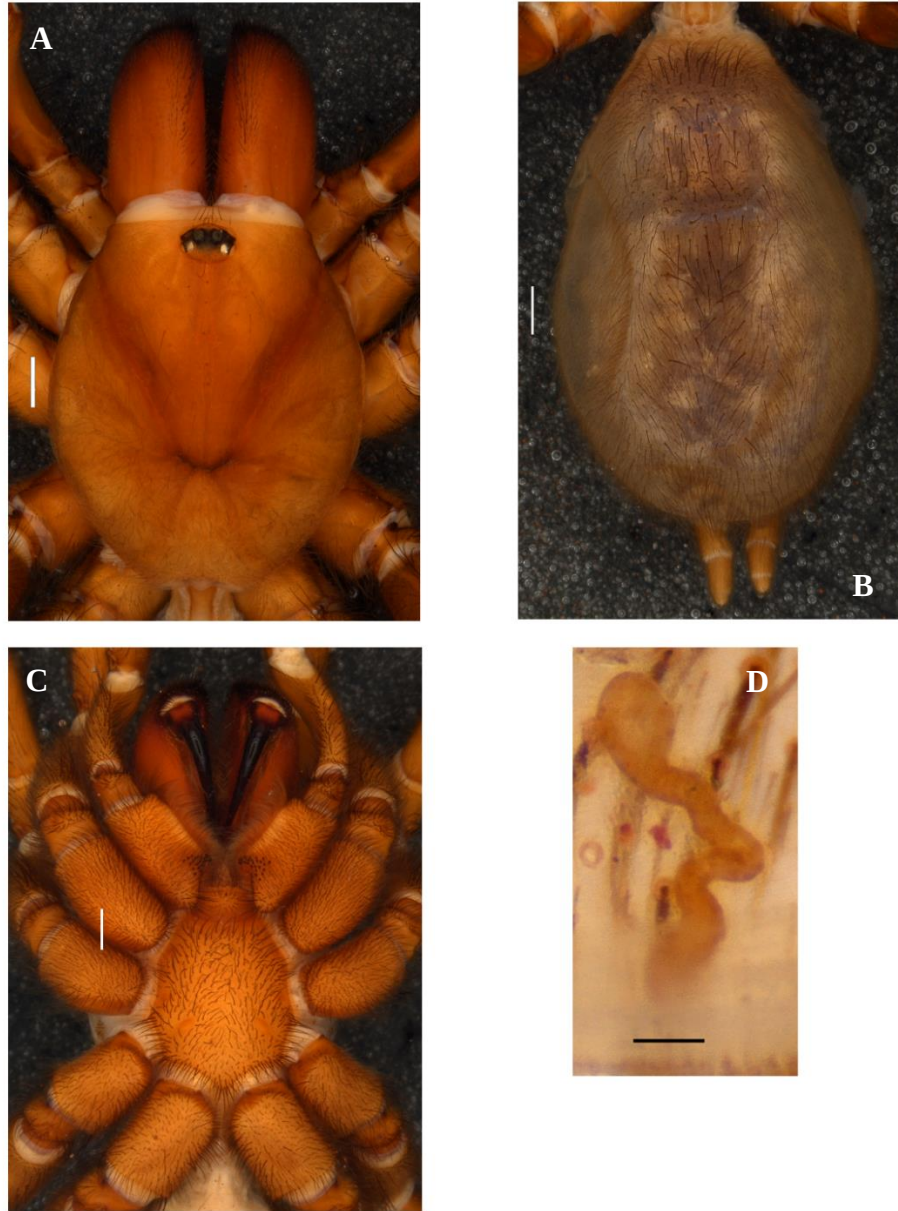


Figura 55. Fêmea. *Chaco* sp. 2. IBSP 196088. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm.

***Chaco* sp. 3**

(Figura 56)

Material examinado: Brasil. Gruta dos morcegos, id. R. P. Indicatti, 11.VII.2003, 1♀, (ISLA 47.044).

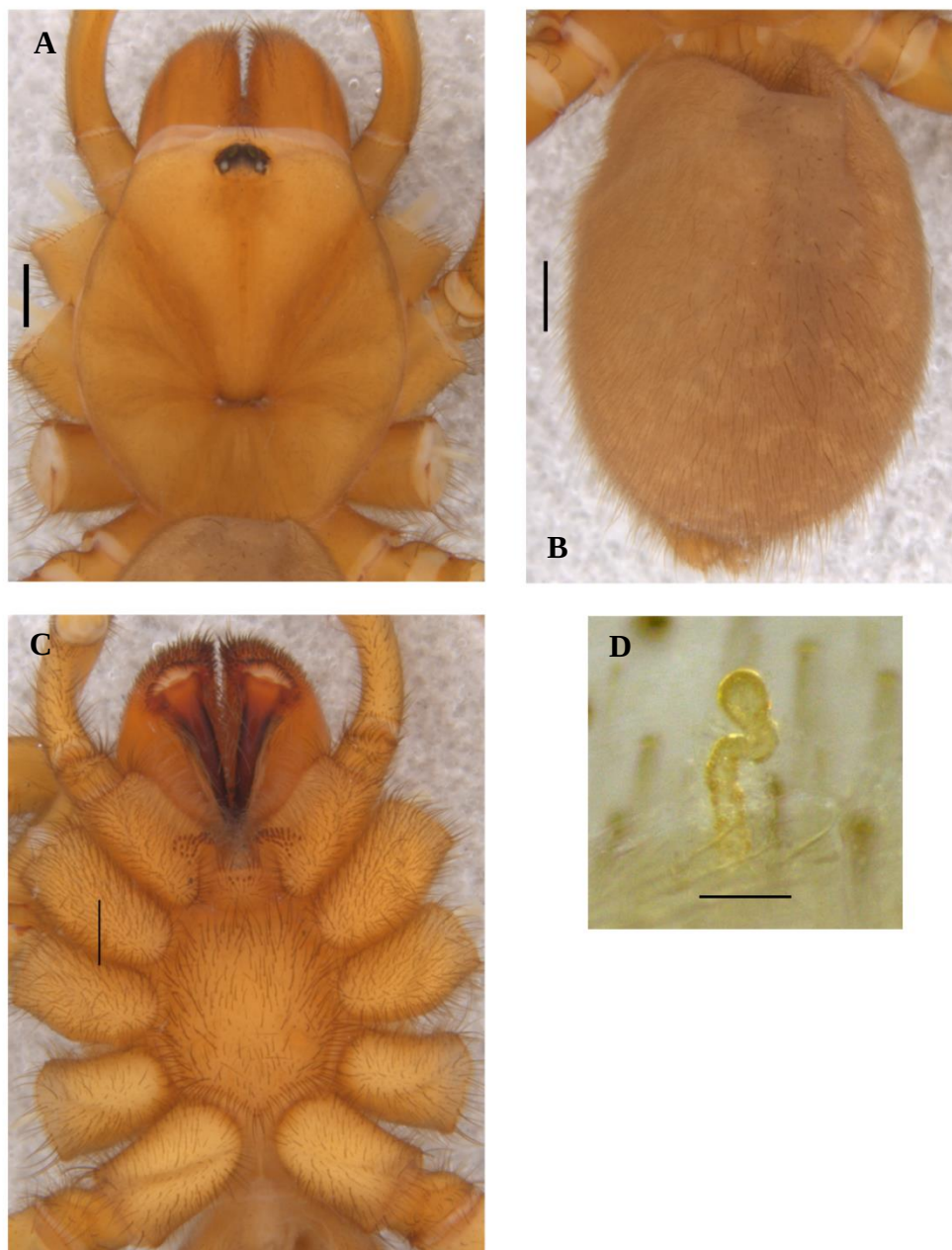


Figura 56. Fêmea. *Chaco* sp. 3. ISLA 47.044. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, lado esquerdo, vista dorsal. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm.

Nota: A espécie *Chaco* sp. 3 não apresenta o nome do município ou estado na qual se encontra e por isso não está no mapa. Foram observados jovens de *Chaco* sp. para: Brasil. **Goiás.** Posse: Gruta dos Revolucionários, 14°14'02.9"S 46°20'41.9"W, id. R. P. Indicatti, 3.V.2013, M. E. Bichuette; J. E. Gallão, D. M. Shimonsky; P. P. Rizzato; R. Borghezan, 1j, (LES). **Minas Gerais.** Itabirito: Caverna MP 08, 20°12'39.758"S 43°51'12.748"W, id. R. P. Indicatti, 2j, (ISLA 47.041). Diamantina: Lapa das Putas, 18°17'9.420"S 43°31'13.731"W, id. R. P. Indicatti, 07.IX.2013, M. E. Bichuette; R. Fonseca-Ferreira; J. E. Gallão, 1j, (LES LES0004473) (Figura 57).

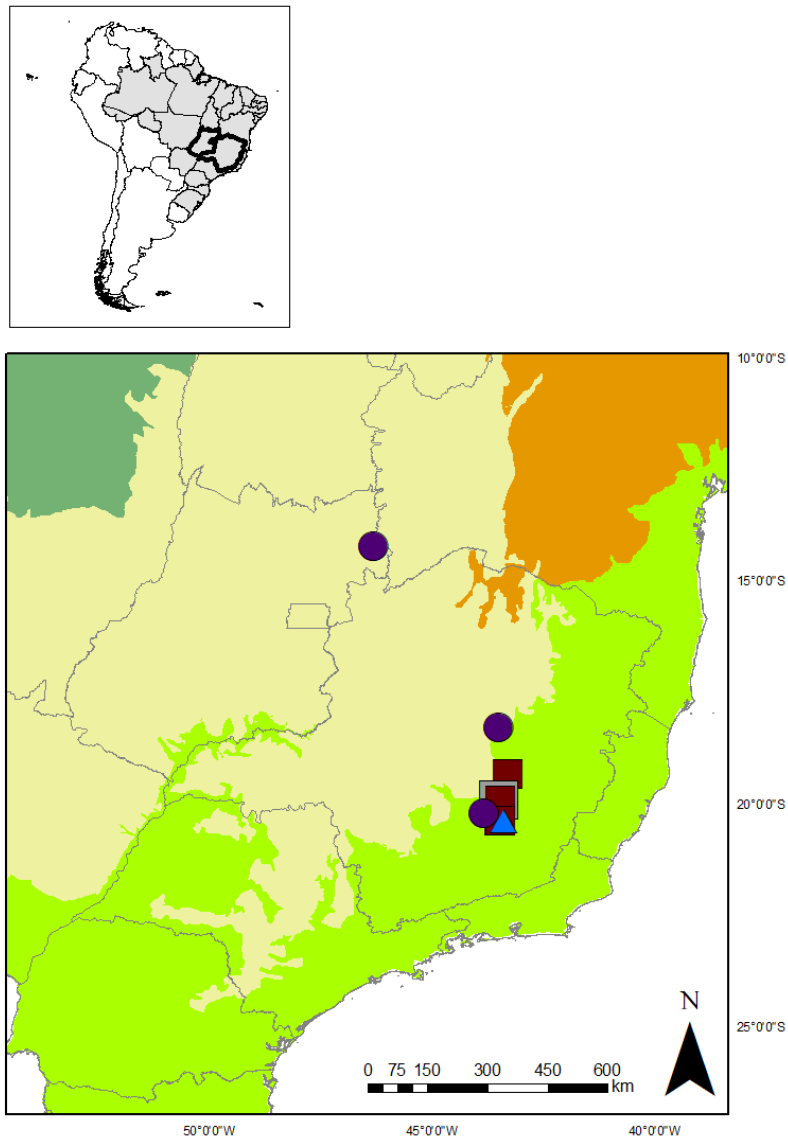


Figura 57. Mapa mostrando registro de ocorrência de *Chaco* sp. 1 na literatura para o meio hipógeo (quadrado cinza) (examinado), novos registros (quadrado vermelho), registros de *Chaco* sp. 2 (triângulo) e *Chaco* sp. (círculo) para esse meio.

***Lycinus* Thorell, 1894**

***Lycinus* sp. 1**

(Figuras 58 e 59)

Material examinado: Brasil. **Distrito Federal**. Brasília: Caverna Volks Clube, 15°52' 24.445"S 47°48'37.102"W, 14.III.2003, id. R. P. Indicatti, 1♂, (ISLA 47.004) (Figura 65).

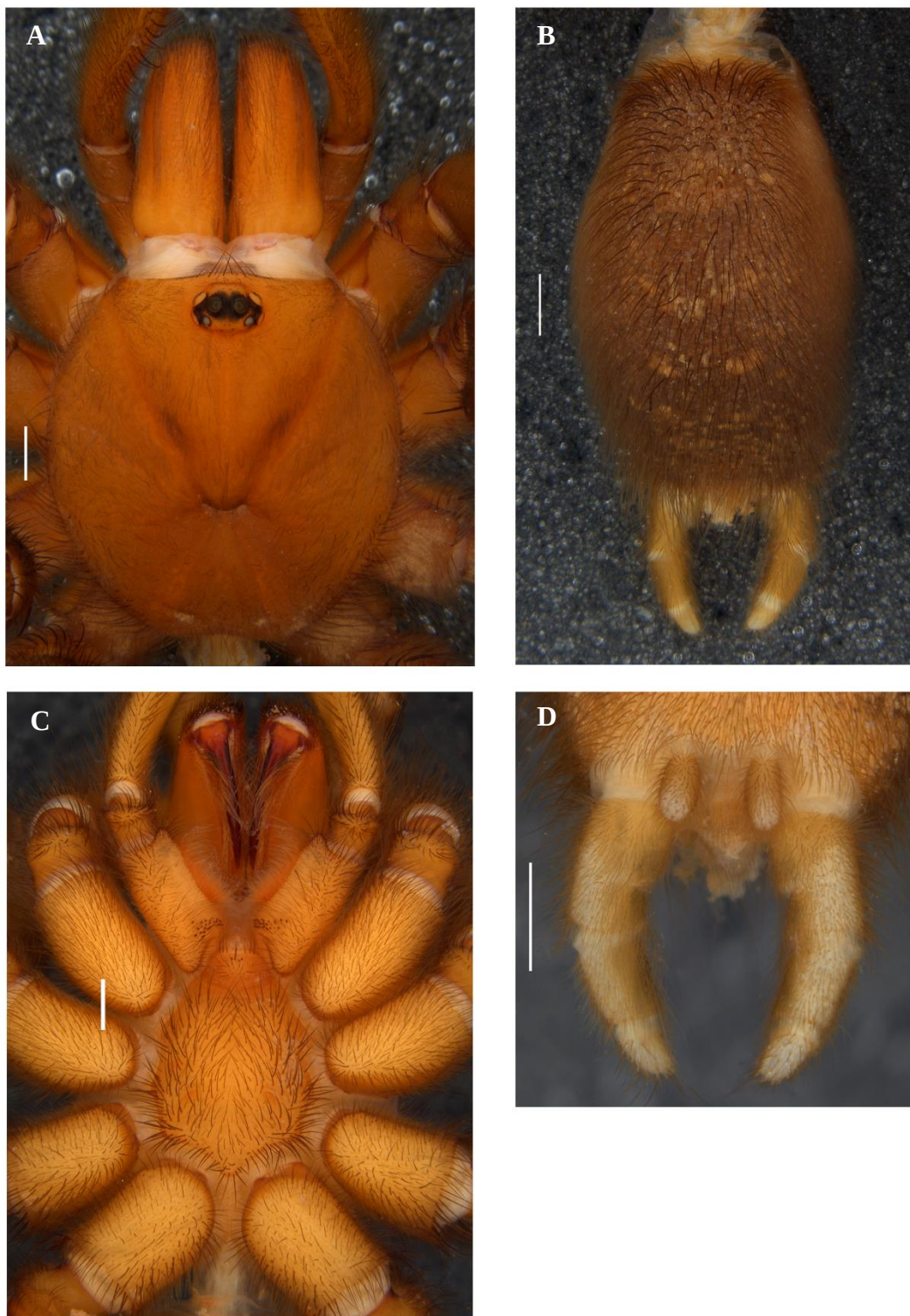


Figura 58. Macho. *Lycinus* sp. 1. ISLA 47.004. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, fiandeira, vista ventral. Escalas: A-D = 1 mm.

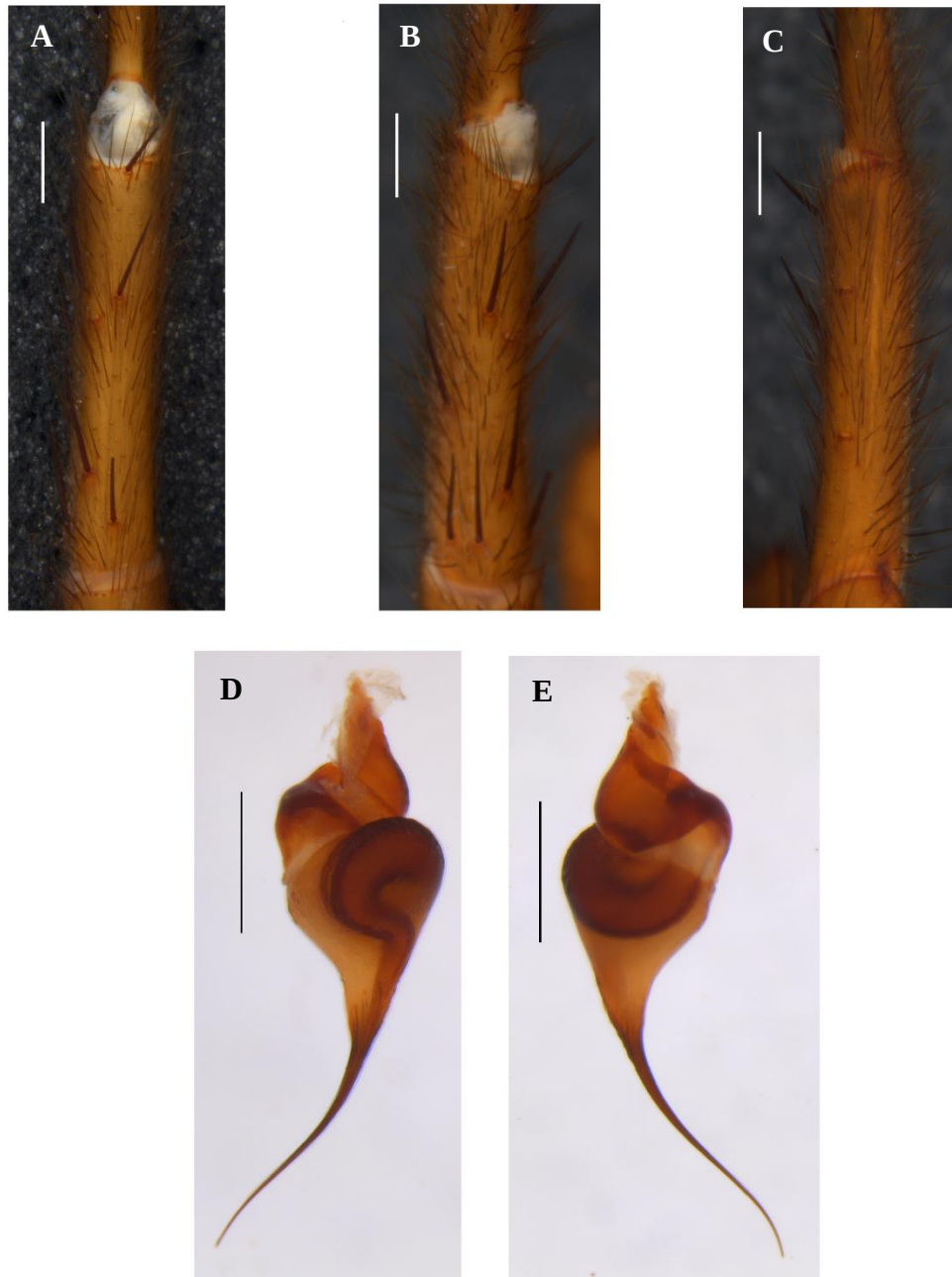


Figura 59. Macho. *Lycinus* sp. 1. ISLA 47.004. (A-E) Apófise tibial direita. A, vista ventral. B, vista retrolateral. C, vista prolateral. Bulbo direito. D, vista prolateral. E, vista retrolateral. Escalas: A-C = 1 mm. D-E = 0,5 mm.

***Lycinus* sp. 2**

(Figura 60)

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Barão de Cocais: Cavidade RF 86, id. R. P. Indicatti, 09.II.2015, Ativo Ambiental, 1♀, (ISLA 15532) (Figura 65).

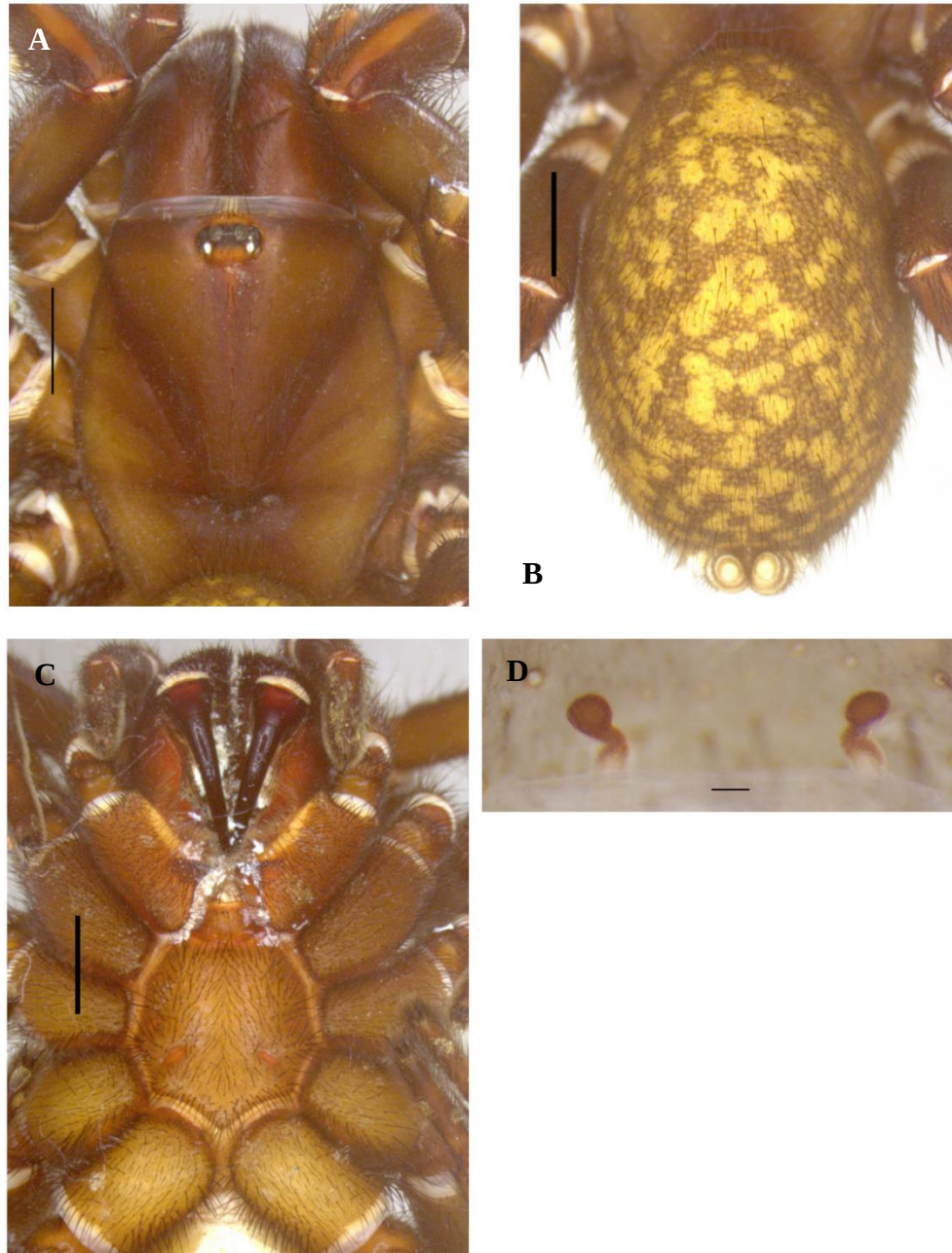


Figura 60. Fêmea. *Lycinus* sp. 2. ISLA 15.532. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-C = 2 mm. D = 0,1 mm.

***Lycinus* sp. 3**

(Figuras 61 e 62)

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Prudente de Moraes: Cave Gruta da Escrivânia I, id. R. P. Indicatti, 23.VI.2015, F. Bondezan et al. col., 1♂, (IBSP 187369) (Figura 65).



Figura 61. Macho. *Lycinus* sp. 3. IBSP 187369. (A-C) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. Escalas: A-C = 1 mm.

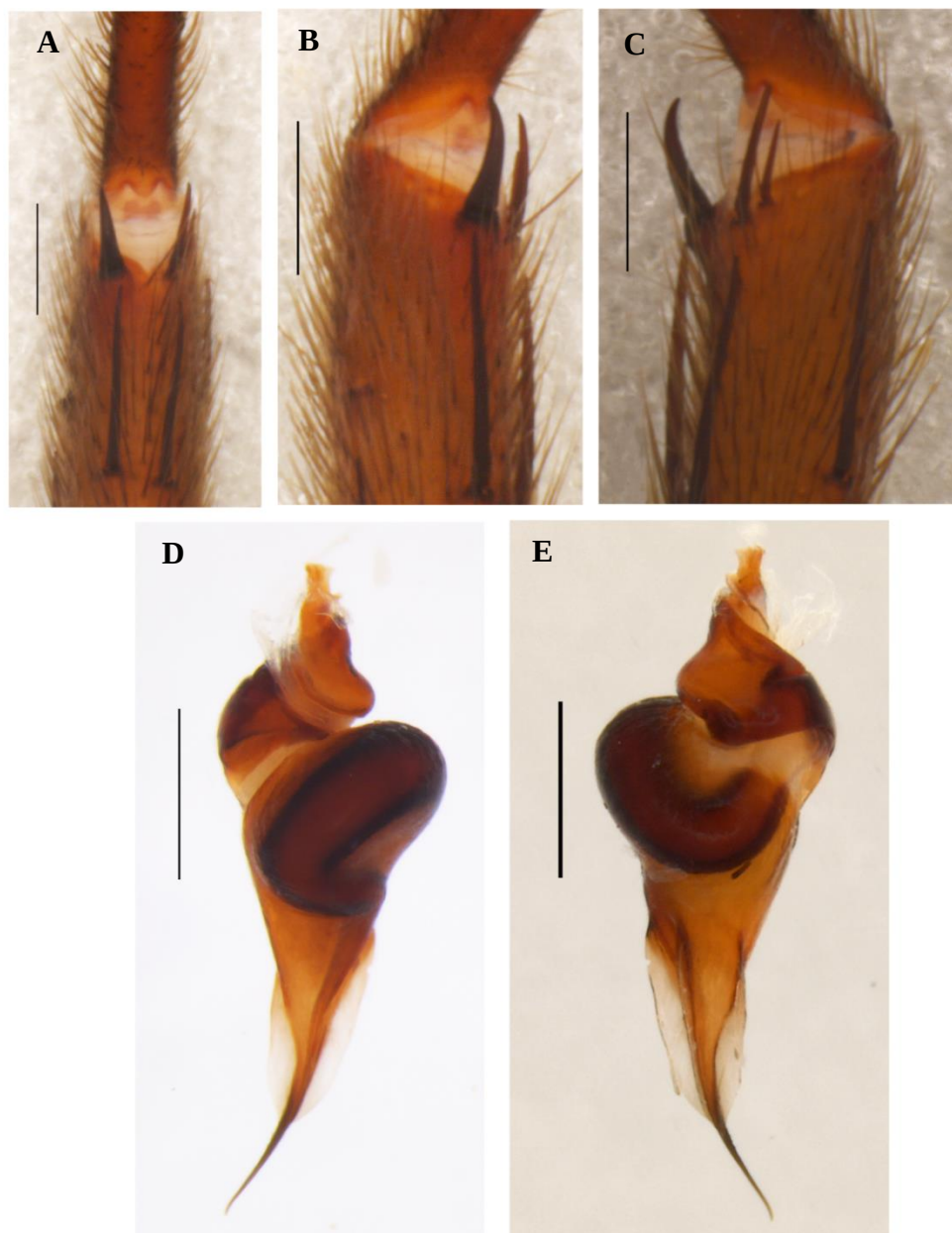


Figura 62. Macho. *Lycinus* sp. 3. IBSP 187369. (A-C) Apófise tibial direita. A, vista ventral. B, vista retrolateral. C, vista prolateral. (D-E) Bulbo direito. D, vista prolateral. E, vista retrolateral. Escalas: A-C = 1 mm. D-E = 0,5 mm.

***Lycinus* sp. 4.**

(Figuras 63 e 64)

Material examinado: Brasil. **Distrito Federal.** Brasília: Caverna Volks Clube, 15°52' 24.445"S 47°48'37.102"W, id. R. P. Indicatti, 14.III.2003, 1♂, (ISLA 47.003) (Figura 65).

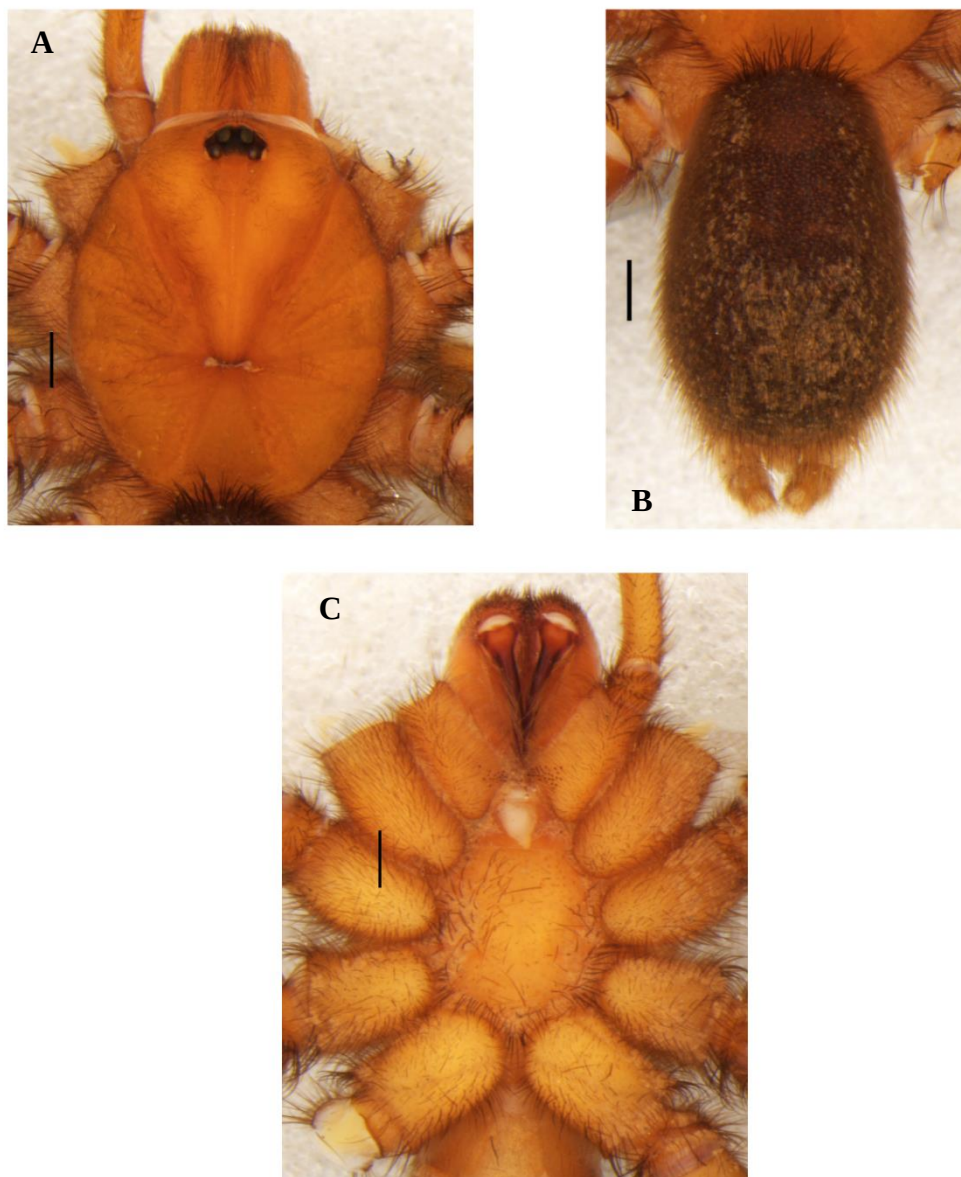


Figura 63. Macho. *Lycinus* sp. 4. ISLA 47.003. (A-C) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. Escalas: A-C = 1 mm.

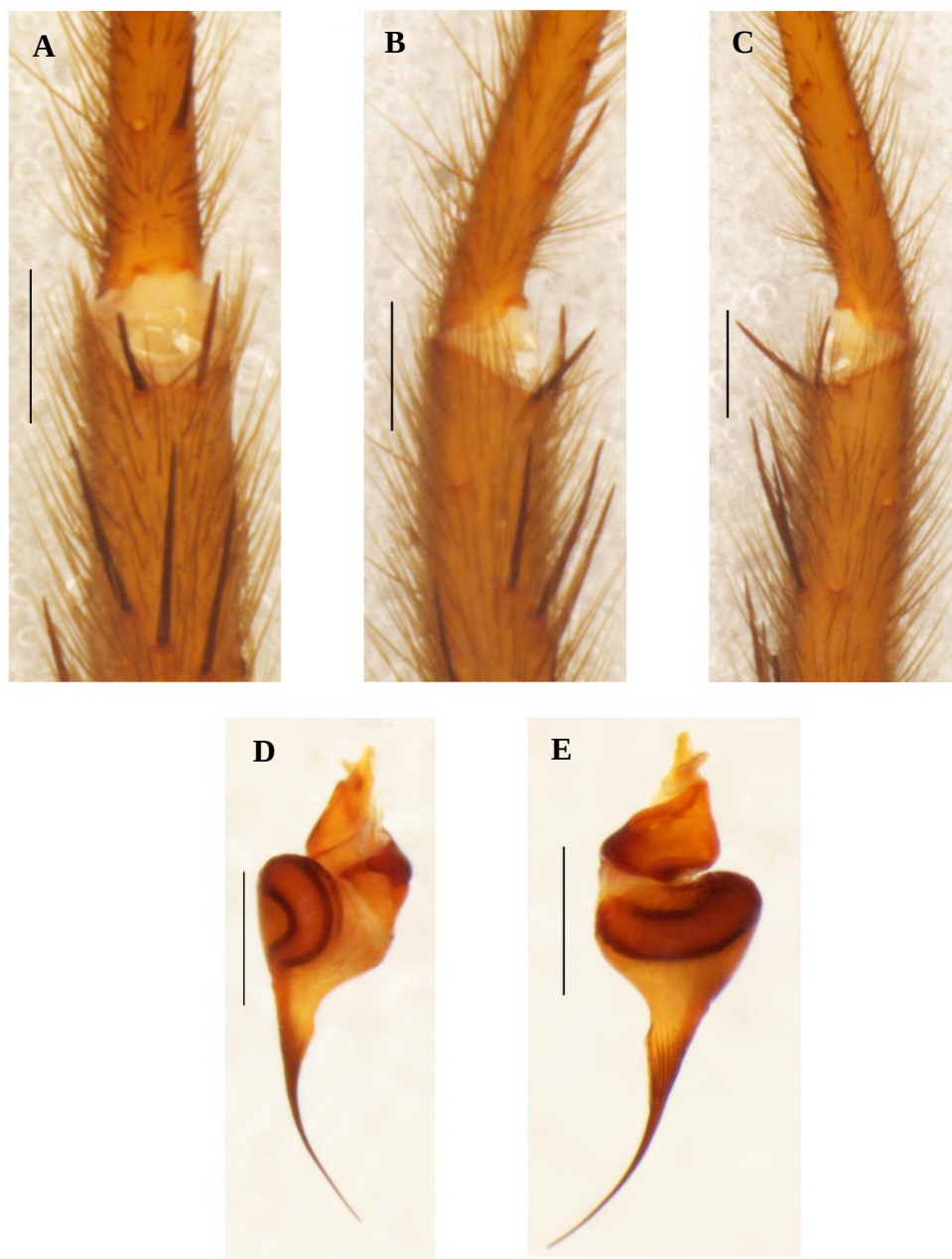


Figura 64. Macho. *Lycinus* sp. 4. ISLA 47.003. (A-C) Apófise tibial direita. A, vista ventral. B, vista retrolateral. C, vista prolateral. (D-E) Bulbo esquerdo. D, vista prolateral. E, vista retrolateral. Escalas: A-C = 1 mm. D-E = 0,5 mm.

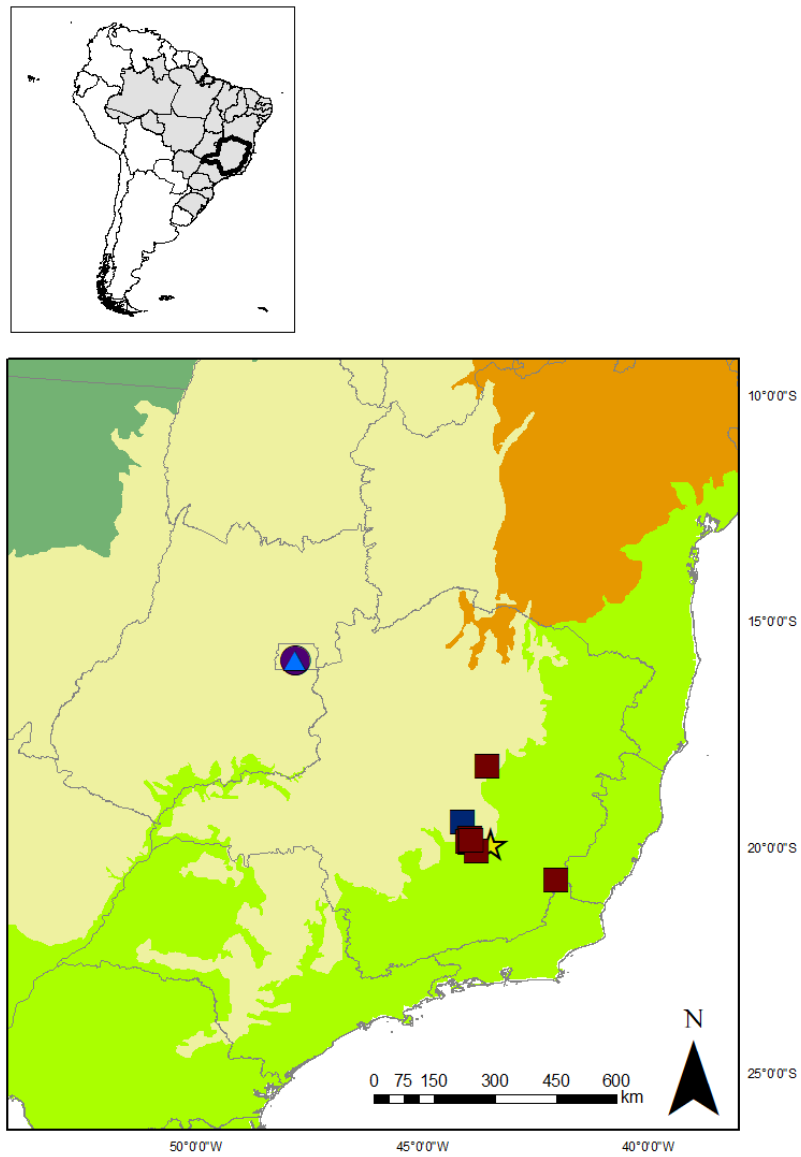


Figura 65. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Lycinus* sp. 1 (círculo), *Lycinus* sp. 2 (estrela) e *Lycinus* sp. 4 (triângulo) para o meio hipógeo. Quadrado vermelho refere-se a registros de ocorrência da espécie *Lycinus* sp. 3 para o meio epígeo obtidos por comunicação pessoal e quadrado azul registro obtido na literatura para o meio hipógeo (examinado).

PYCNOTHELINAE Chamberlin, 1917

Prorachias Mello-Leitão, 1924

(Figura 66)



Figura 66. Fêmea. *Prorachias* sp. IBSP 182965. (A-E) A-B, perna I, setas indicando escópula, vista lateral. C, palpo direito, setas indicando espinhos, vista ventral. D, quelíceras, seta indicando rastelo, vista ventral. E, fiandeiras, vista ventral. A-B, D e E = 1 mm. C = 0,5 mm.

***Prorachias* sp. 1**

(Figura 67)

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Tiradentes: Caverna Casa da Pedra, 21°8'22.578"S 44°11'11.303"W, id. G. F. Rossi, 25.II.2014, 1♀, (ISLA 47.023). São João Del Rei: Gruta da Casa de Pedra (Gruta Irabussu), 21°8'7"S 44°11'13"W, id. G. F. Rossi, 04-07.I.2011, L. M. Cordeiro, 1♀, (IBSP 182965) (Figura 68).



Figura 67. Fêmea. *Prorachias* sp. 1. IBSP 182965. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm.

Nota: Foi observado jovem de *Prorachias* sp. para: Brasil. **Minas Gerais**. Congonhas: Caverna C09, id. G. F. Rossi, 26.II.2013, 1j, (ISLA 4.944) (Figura 68).

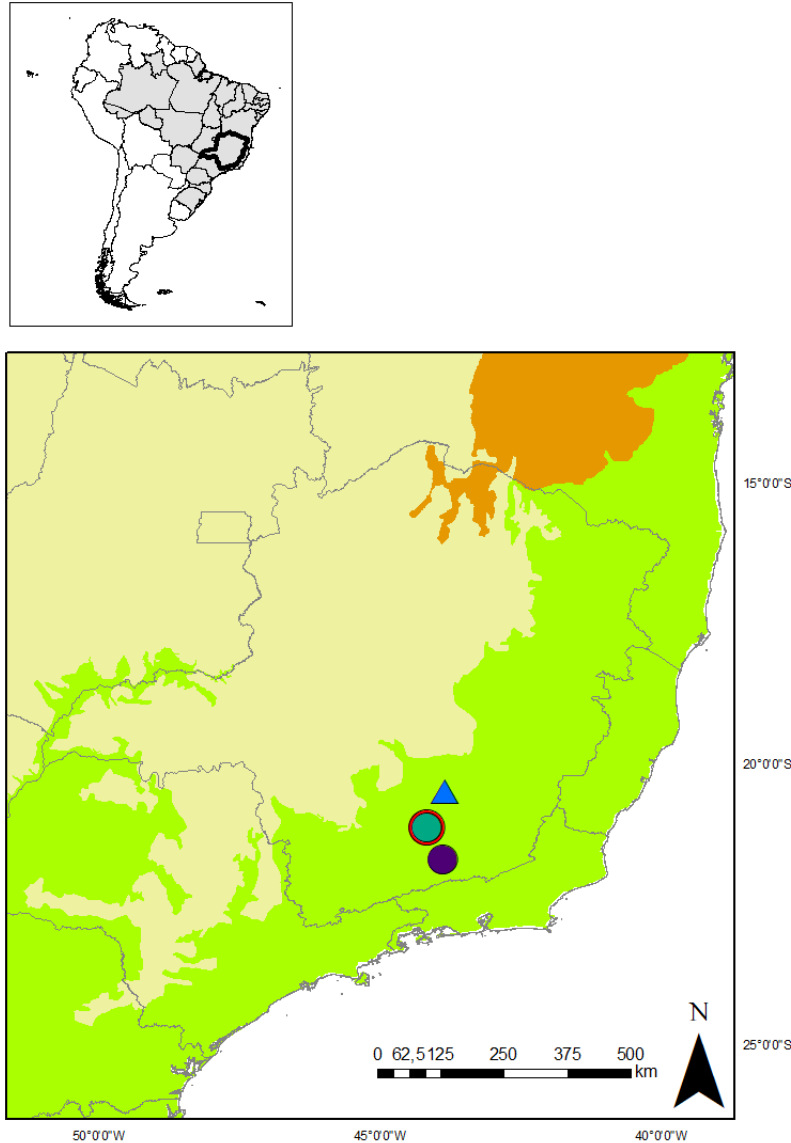


Figura 68. Mapa mostrando registro de ocorrência de *Prorachias* sp. 1 na literatura para para o meio hipógeo (círculo vermelho) (examinado), novo registro para este meio (círculo verde), pontos obtidos por comunicação pessoal para o meio epígeo (círculo roxo). Registro de *Prorachias* sp. para o meio hipógeo (triângulo).

***Prorachias bristowei* Mello-Leitão, 1924**

(Figura 69)

Prorachias bristowei Mello-Leitão, 1924: 184; Lucas, Indicatti & Fukami, 2005: 2, figs 1-5, 8-10.

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais.** Mariana: Caverna GER-0047, 20°17'38.163"S 43°22'19.754"W, id. G. F. Rossi, 27.IV-07.V.2015, Eq. Carste, 1♀, (IBSP 196092). Matosinhos: Caverna MOC-53, 19°33'25.984"S 43°59'55.132"W, 01-09.VIII.2011, F. P. Franco; C. A. R. Souza et al. col., 1♀, (IBSP 179785); Caverna MOC-137, 19°33'9.173"S 44°0'55.424"W, 04-15.IV.2011, F. P. Franco; C. A. R. Souza et al. col., 1j, (IBSP 179781). Pains: Caverna SM_228, 1♀, (IBSP 185677); Gruta Trincheira do Vietnã, 20°17'10.781"S 45°47'36.049"W, 25.I.2008, E. O. Machado; J. P. P. P. Barbosa col., 1j/1♀, (IBSP 118710).

Distribuição: Brasil, estados de Goiás, Minas Gerais, Rio de Janeiro e São Paulo (Figura 70).

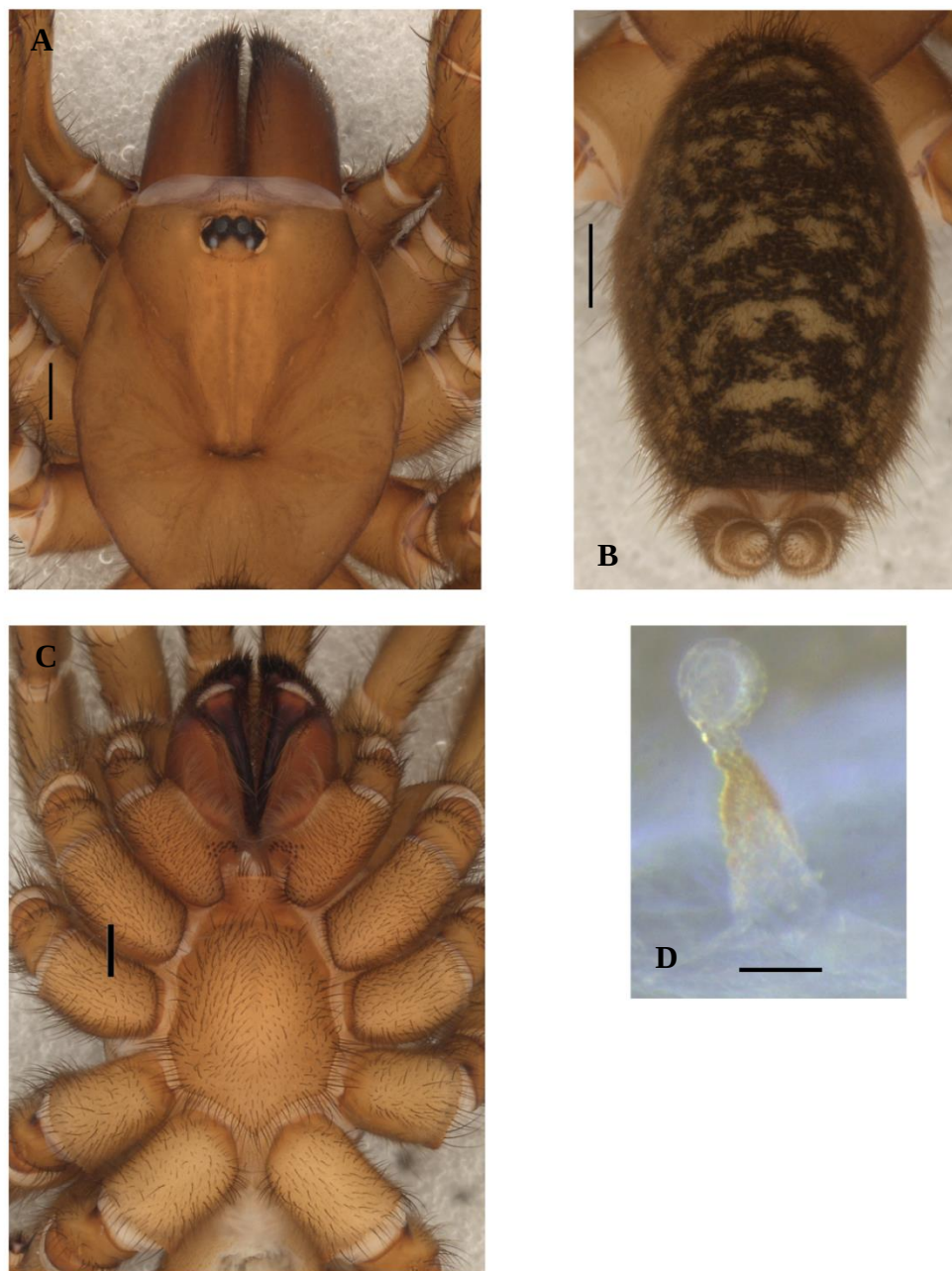


Figura 69. Fêmea. *Prorachias bristowei*. IBSP 196092. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, lado esquerdo, vista dorsal. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm.

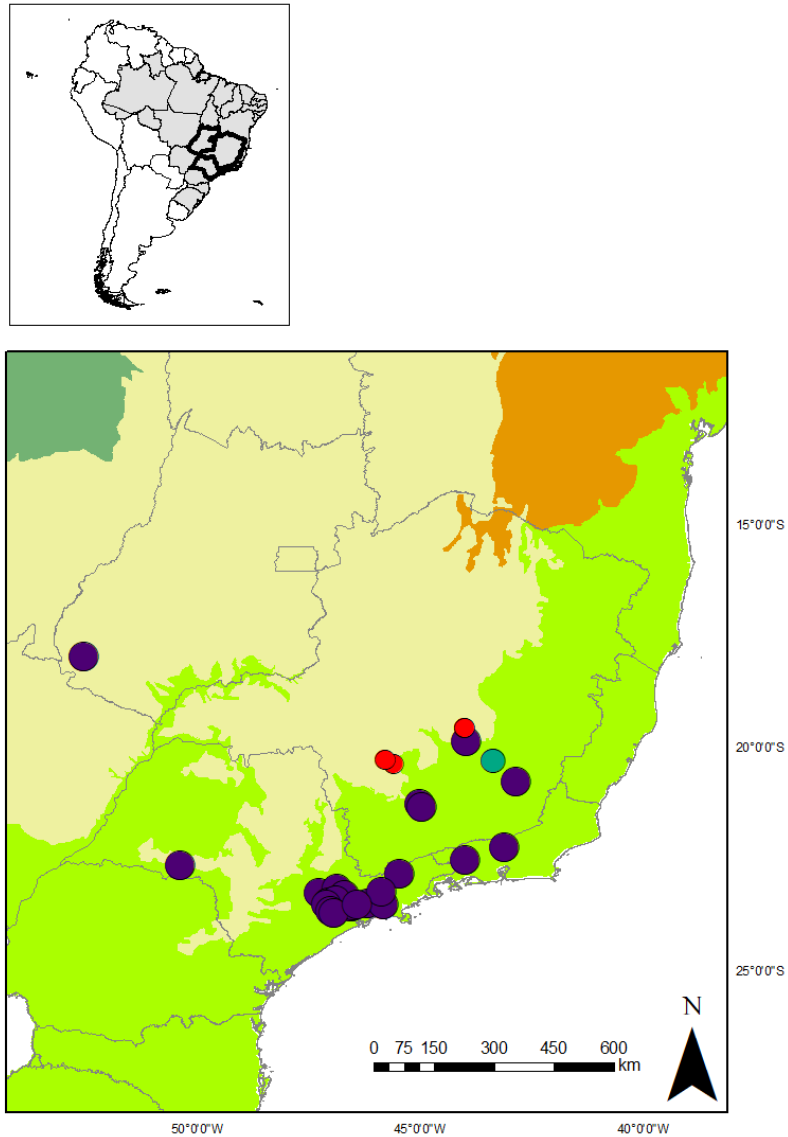


Figura 70. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Prorachias bristowei* na literatura para o meio epígeo (círculo roxo) e hipógeo (círculo vermelho) (examinados) e novo registro para este meio (círculo verde).

***Rachias* Simon, 1892**

(Figura 71)



Figura 71. Fêmea. *Rachias* sp. LES. (A-C) A, palpo direito, setas indicando espinhos, vista ventral. B, palpo esquerdo, setas indicando espinhos, vista ventral. C, fiandeiras, vista ventral. Escalas: A-C = 0,5 mm.

***Rachias* sp.**

(Figura 72)

Material examinado: Brasil. **São Paulo**. Iporanga: Caverna Guaxica, id. J. P. L. Guadanucci, 03.III.2014, M. E. Bichuette; J. E. Gallão, 1♀, (LES) (Figura 73).

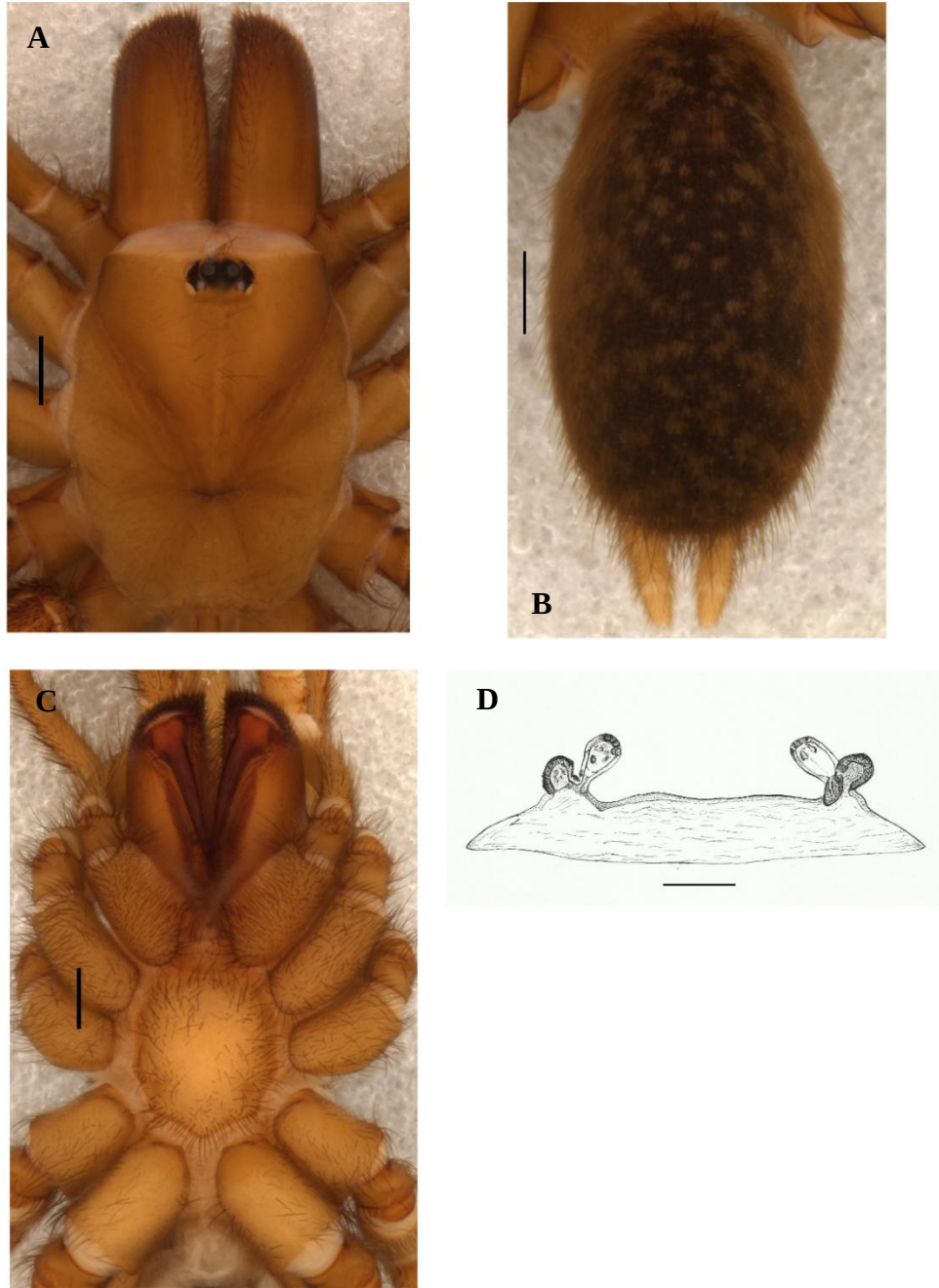


Figura 72. Fêmea. *Rachias* sp. LES. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm. Desenho D: Beatriz Garcia.

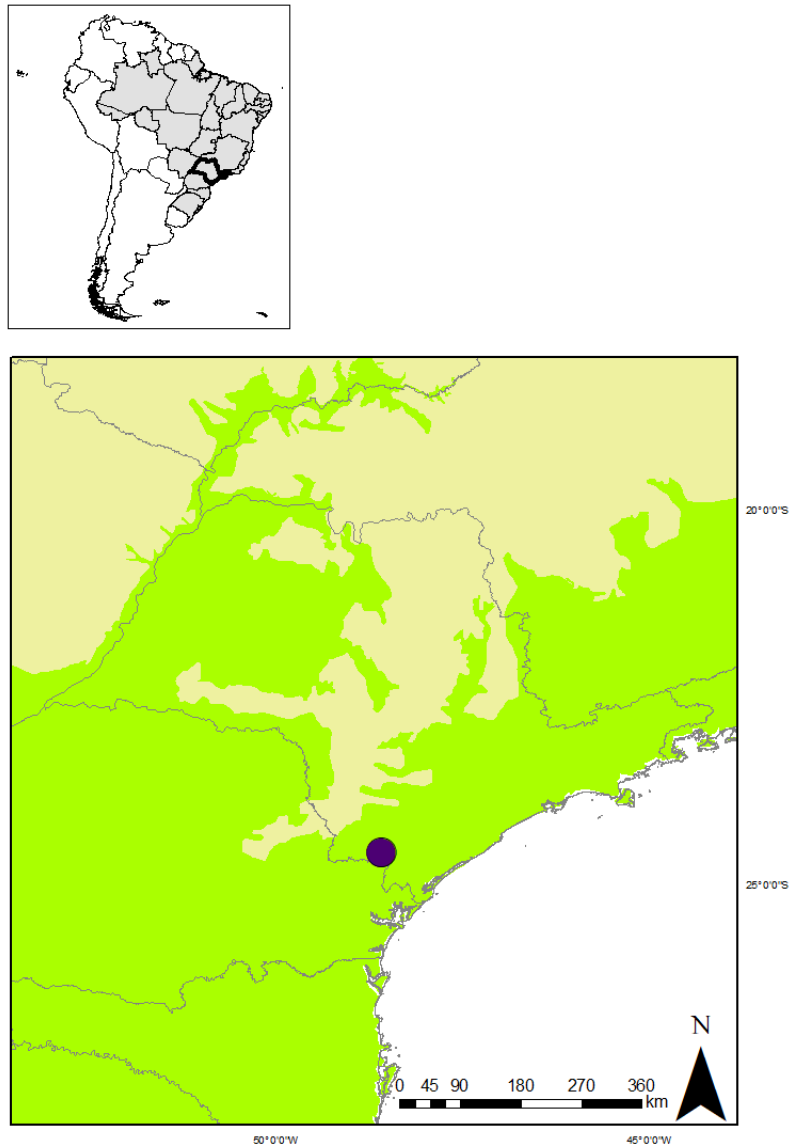


Figura 73. Mapa mostrando registro de ocorrência de *Rachias* sp. para o meio hipógeo (círculo).

***Stenoterommata* Holmberg, 1881**

***Stenoterommata* sp. 1**

(Figuras 74 e 75)

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Caeté: Caverna APOL_0015, 20°3'27.000"S 43°41'26.002"W, id. R. P. Indicatti, 30.VI-15.VII.2011, Equipe Carste col., 1♂, (IBSP 179699) (Figura 79).



Figura 74. Macho. *Stenoterommata* sp. 1. IBSP 179699. (A-C) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. Escalas: A-C = 1 mm.

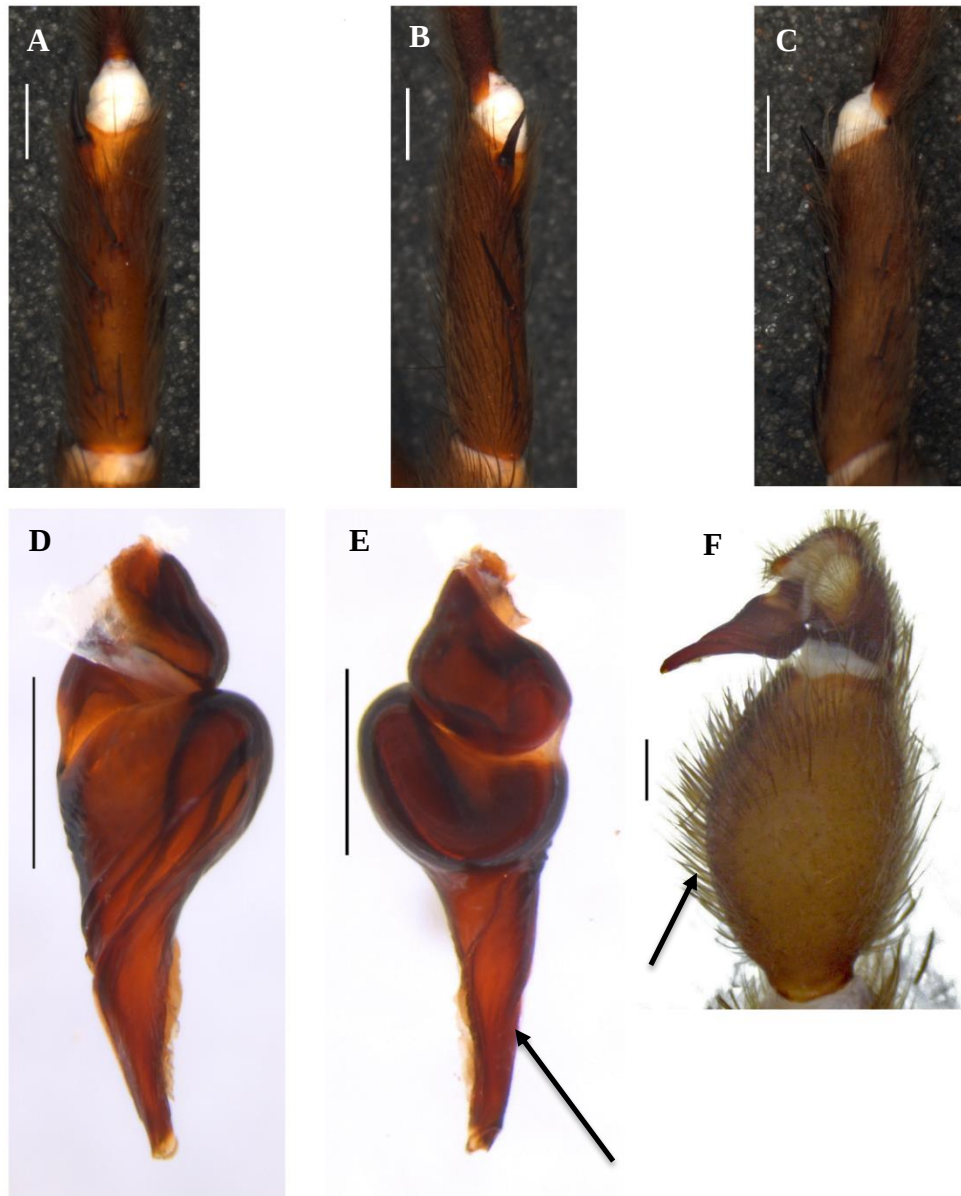


Figura 75. Macho. *Stenoterommata* sp. 1. IBSP 179699. (A-C) Apófise tibial direita. A, vista ventral. B, vista retrolateral. C, vista prolateral. (D-E) Bulbo direito. D, vista prolateral. E, seta indicando quilha, vista retrolateral. F, seta indicando tíbia do palpo arredondada. Escalas: A-C = 1 mm. D-F = 0,5 mm.

***Stenoterommata* sp. 2**

(Figura 76)

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais.** Conceição do Mato Dentro: Caverna CSF-73 S, 18°59'43.770"S 43°23'29.588"W, id. R. P. Indicatti, 07-09.IV.2015, Carste et. al., 1♀, (IBSP 196086); Caverna SPT-0078, 19°8'15.209"S 43°24'19.296"W, 26.VI-13.X.2016, Eq. Carste, 1♀, (IBSP 196108); Caverna SPT-0185, 19°9'47.862"S 43°16'4.555"W, id. G. F. Rossi, 16-26.I.2017, Eq. Carste, 1j, (IBSP 196100); Caverna SPT-0548, 19°10'10.744"S 43°15'49.291"W, 26.VII-13.X.2016, Eq. Carste, 1♀, (IBSP 196110); Caverna SPT-0589, 19°10'24.686"S 43°15'51.505"W, 16-26.I.2017, Eq. Carste, 1j/1♀, (IBSP 196097). Matozinhos: Caverna MOC-N1, 19°32'57.001"S 44°0'49.000"W, id. R. P. Indicatti, 04-15.IV.2011, F. P. Franco; C. A. R. Souza et al. col., 1♀, (IBSP 179779). Morro do Pilar: Caverna MP-12, 19°6'57.375"S 43°24'59.257"W, id. R. P. Indicatti, 12-24.IX.2011, 1♀, (IBSP 180405); MP-14, 19°9'59.447"S 43°16'15.420"W, 12-24.IX.2011, R. Andrade; G. P. Perroni et al. col., 1♀, (IBSP 180406). Rio Acima: Gruta Morgan, 20°73"S 43°38'56"W, 02.V.2013, Marcos P. A. Oliveira col., 1♀, (IBSP 181834) (Figura 79).

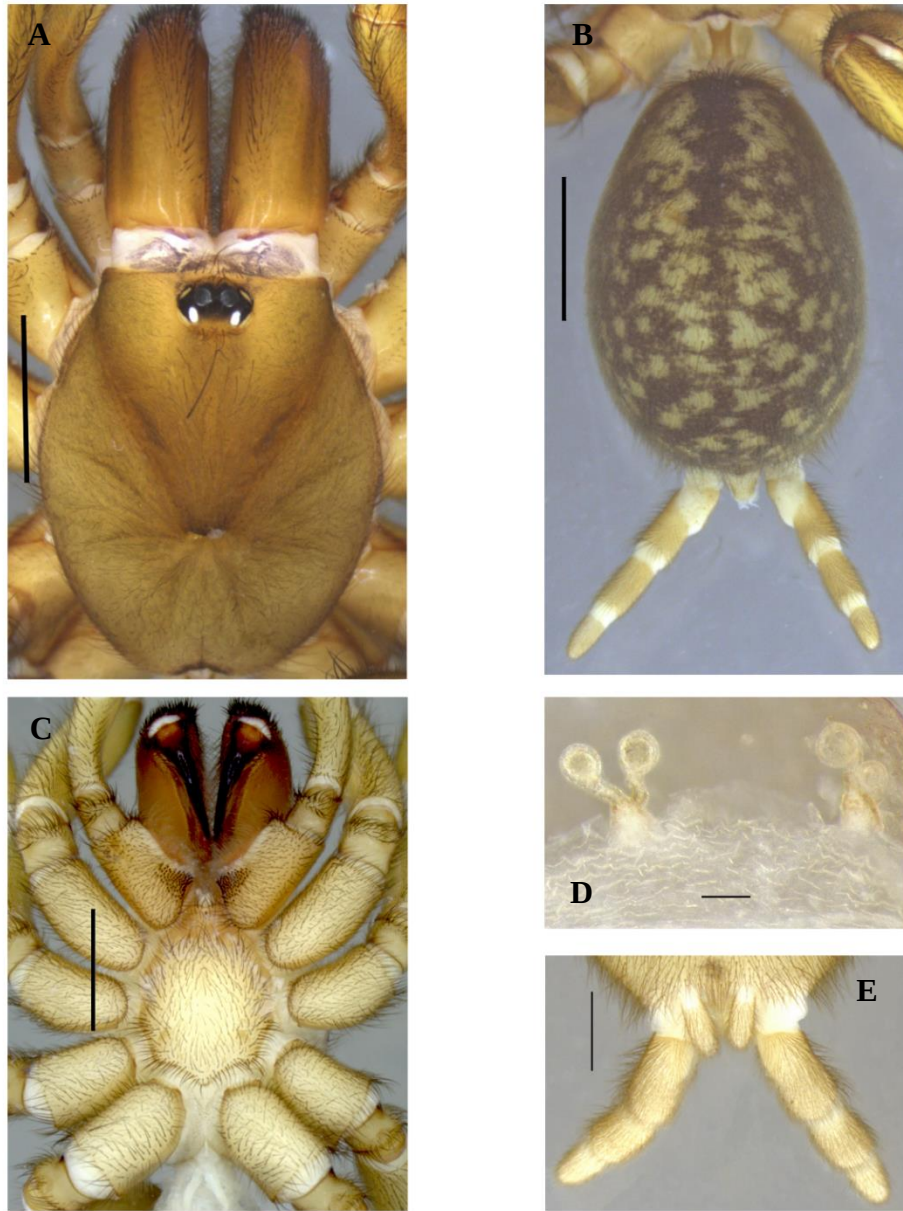


Figura 76. Fêmea. *Stenoterommata* sp. 2. IBSP 196100. (A-C) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. IBSP 196110. (D-E) D, espermateca, vista dorsal. E, fiandeiras, vista ventral. Escalas: A-C = 2 mm. D = 0,1 mm. E = 1 mm.

***Stenoterommata* sp. 3**

(Figura 77)

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Nova Lima: Caverna TAQ-R-18, id. R. P. Indicatti, 1♀, (ISLA 46.998). Rio Acima: Caverna AP-28, 20°2'44"S 43°40'57"W, id. R. P. Indicatti, 19-23.VII.2008, R. Bessi et al., 1j/1♀, (IBSP 184213) (Figura 79).

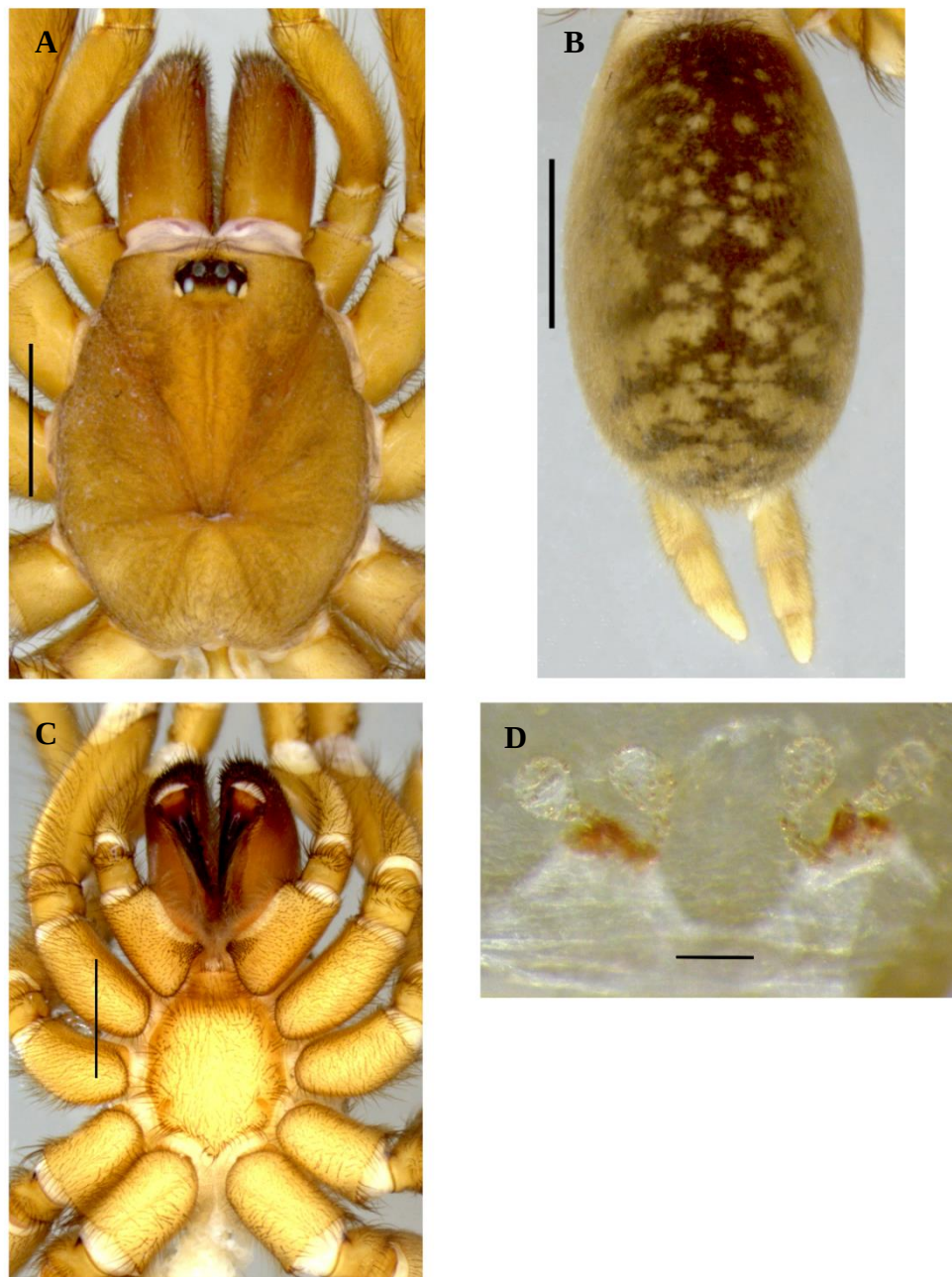


Figura 77. Fêmea. *Stenoterommata* sp. 3. IBSP 184213. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-C = 2 mm. D = 0,1 mm.

***Stenoterommata* sp. 4**

(Figura 78)

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Morro do Pilar: Caverna 37, 19°12'4.522"S 43°22'57.997"W, id. R. P. Indicatti, 16.X-01.XI.2012, Andrade et al., 1♀, (IBSP 196096) (Figura 79).

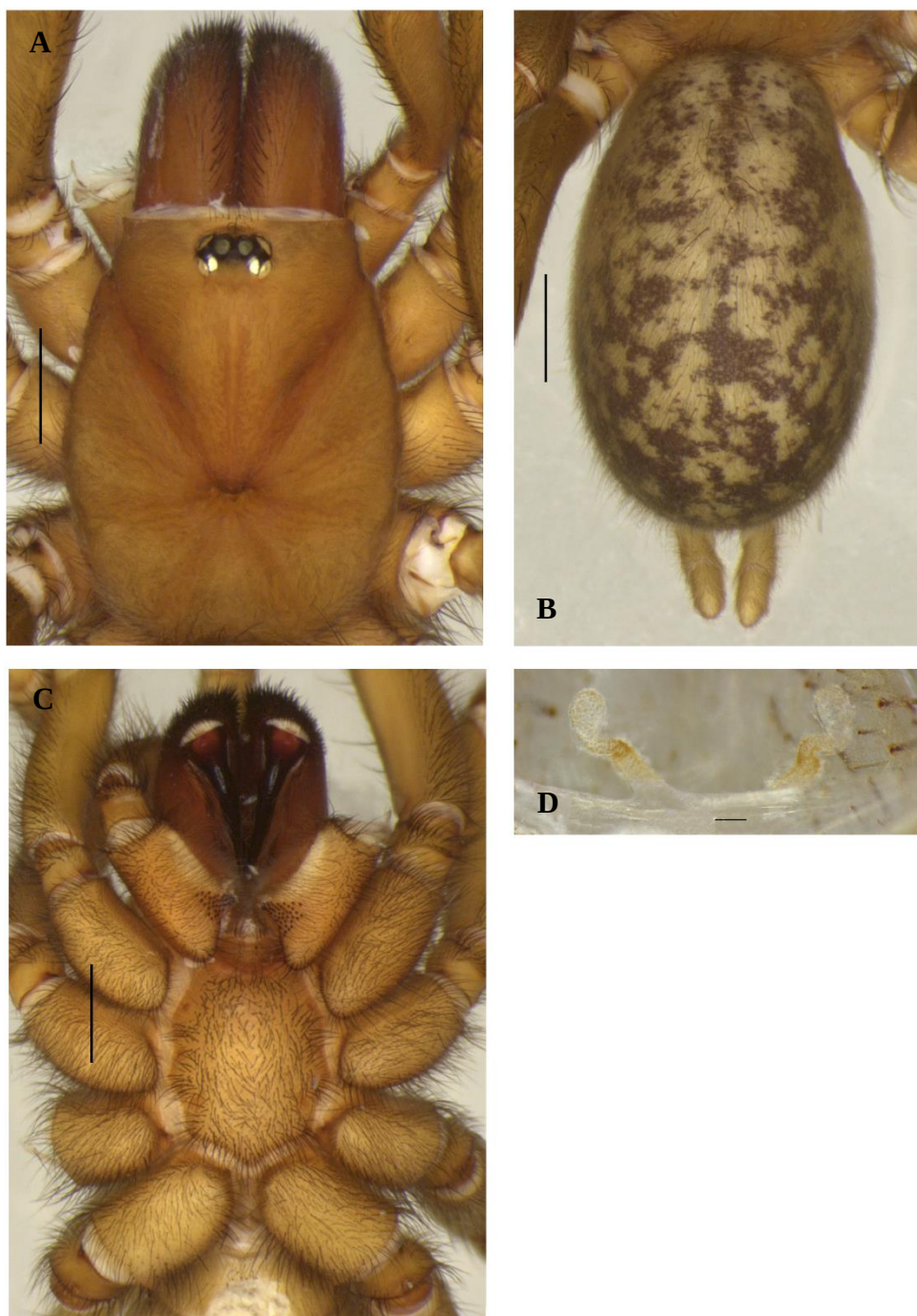


Figura 78. Fêmea. *Stenoterommata* sp. 4. IBSP 196096. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm.

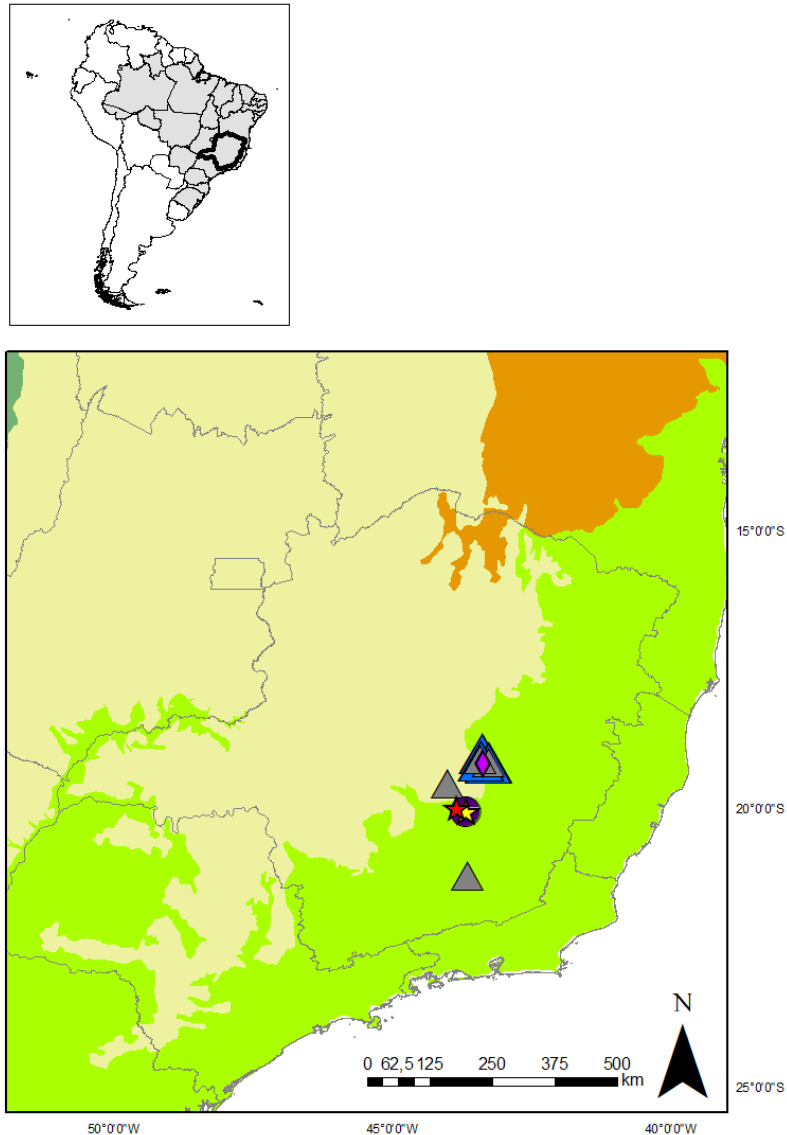


Figura 79. Mapa mostrando registros de *Stenoterommata* sp. 1 (círculo), *Stenoterommata* sp. 2 (triângulo cinza) e *Stenoterommata* sp. 3 (estrela amarela) na literatura para o meio hipógeo (examinados), novos registros de *Stenoterommata* sp. 2 (triângulo azul) e *Stenoterommata* sp. 3 (estrela vermelha). Ocorrência de *Stenoterommata* sp. 4 para o meio hipógeo (diamante).

Nota: Foram observados indivíduos jovens de *Stenoterommata* sp. para: Brasil. **Goiás.** Cocalzinho de Goiás: Gruna Dos Ecos, 15°41'24.533"S 48°24'23.872"W, id. G. F. Rossi, 12.X.2007, 1j, (ISLA 47.042). **Minas Gerais.** Barão de Cocais: Caverna 0025, id. G. F. Rossi, X. 2012, 1j, (ISLA 4.640); Caverna RF_110, id. G. F. Rossi, 19.IX.2014, Ativo Ambiental, 1j, (ISLA

15.596). Conceição do Mato Dentro: Caverna SPT-0151, 19°5'31.391"S 43°21'50.537"W, 29.XI-16.XII.2016, Eq. Carste, 1j, (IBSP 196109). Congonhas: Cavidade C16, id. G. F. Rossi, 17.X.2012, 1j, (ISLA 4.942). Itabirito: Caverna MP-008, 20°12'39.758"S 43°51'12.748"W, id. G. F. Rossi, 20.X.2011, Col. Carste, 2j, (ISLA 47.005). Nova Lima: Caverna SC_07, id. G. F. Rossi, 1j, (ISLA 46.996); Caverna TAQ-R-19, id. G. F. Rossi, Bioespeleo, 1j, (ISLA 46.997); Caverna TUTA-32, id. G. F. Rossi, 1j, (ISLA 46.995), mesmos dados, 2j, (ISLA 47.039) (Figura 80).

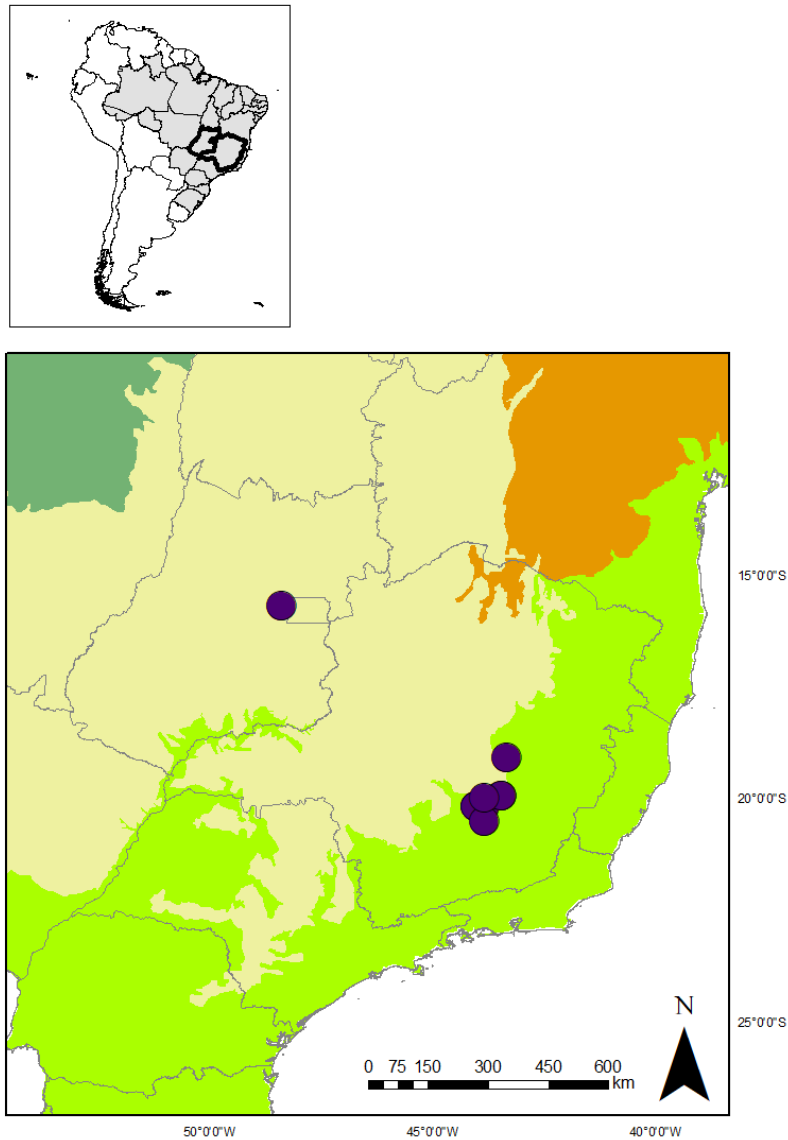


Figura 80. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Stenoterommata* sp. para o meio hipógeo (círculo).

PARATROPIDIDAE Simon, 1889

PARATROPIDINAE Simon, 1889

***Paratropis* Simon, 1889**

(Figura 81)

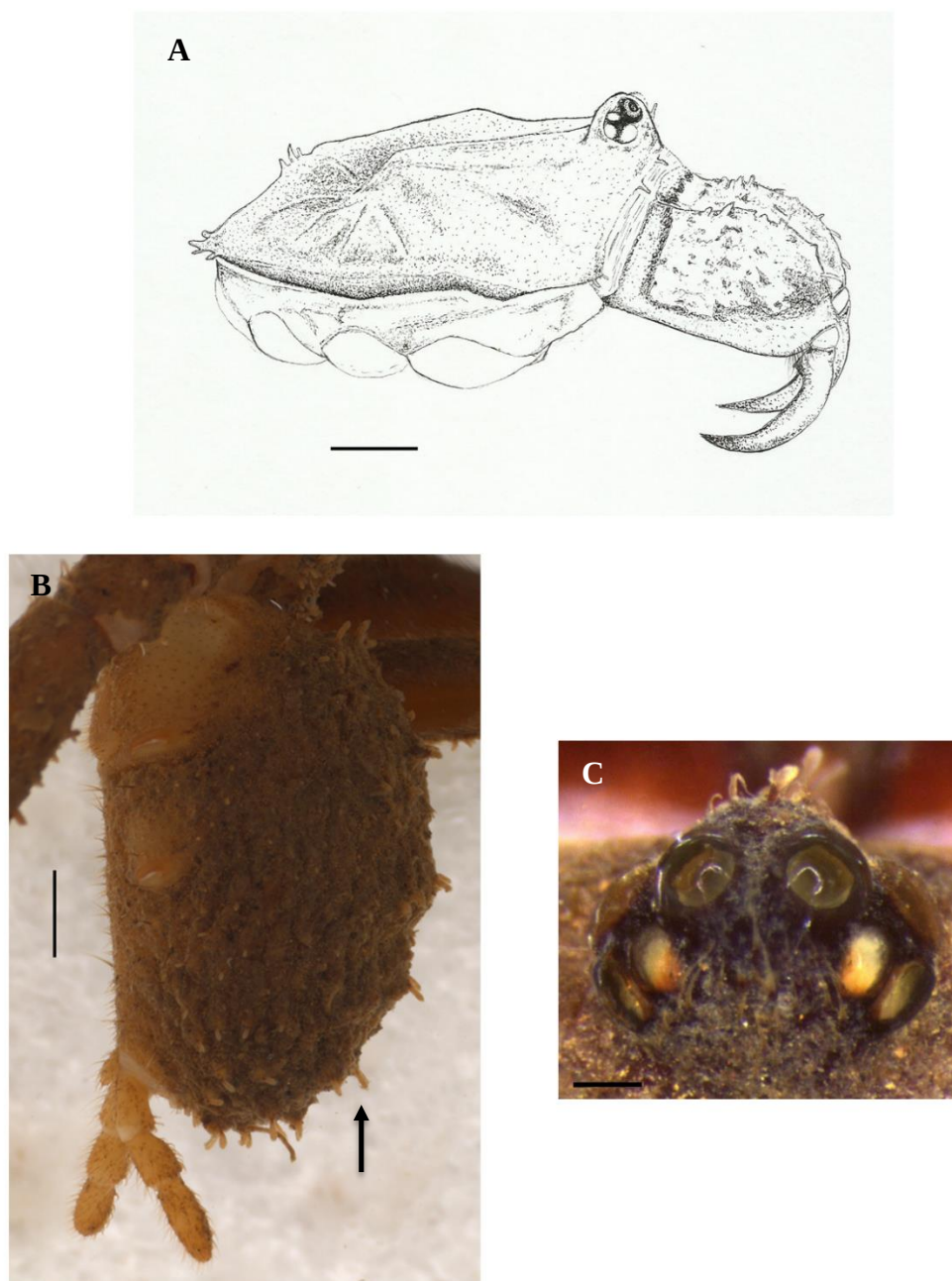


Figura 81. *Paratropis* sp. IBSP 174136. (A-C) A, prossoma, vista lateral. B, opistossoma, seta indicando cerda claviforme, vista lateral. C, olhos. Escalas: A-B = 1 mm. C = 0,1 mm. Desenho A: Beatriz Garcia.

***Paratropis* sp. 1**

(Figura 82)

Material examinado: Brasil. **Pará.** Canaã dos Carajás: Caverna SB_0058 (GEM-1474), 6°16'34.661"S 49°55'3.241"W, id. G. F. Rossi, 29.VIII-27.IX.2012, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1♀, (IBSP 183460) (Figura 87).

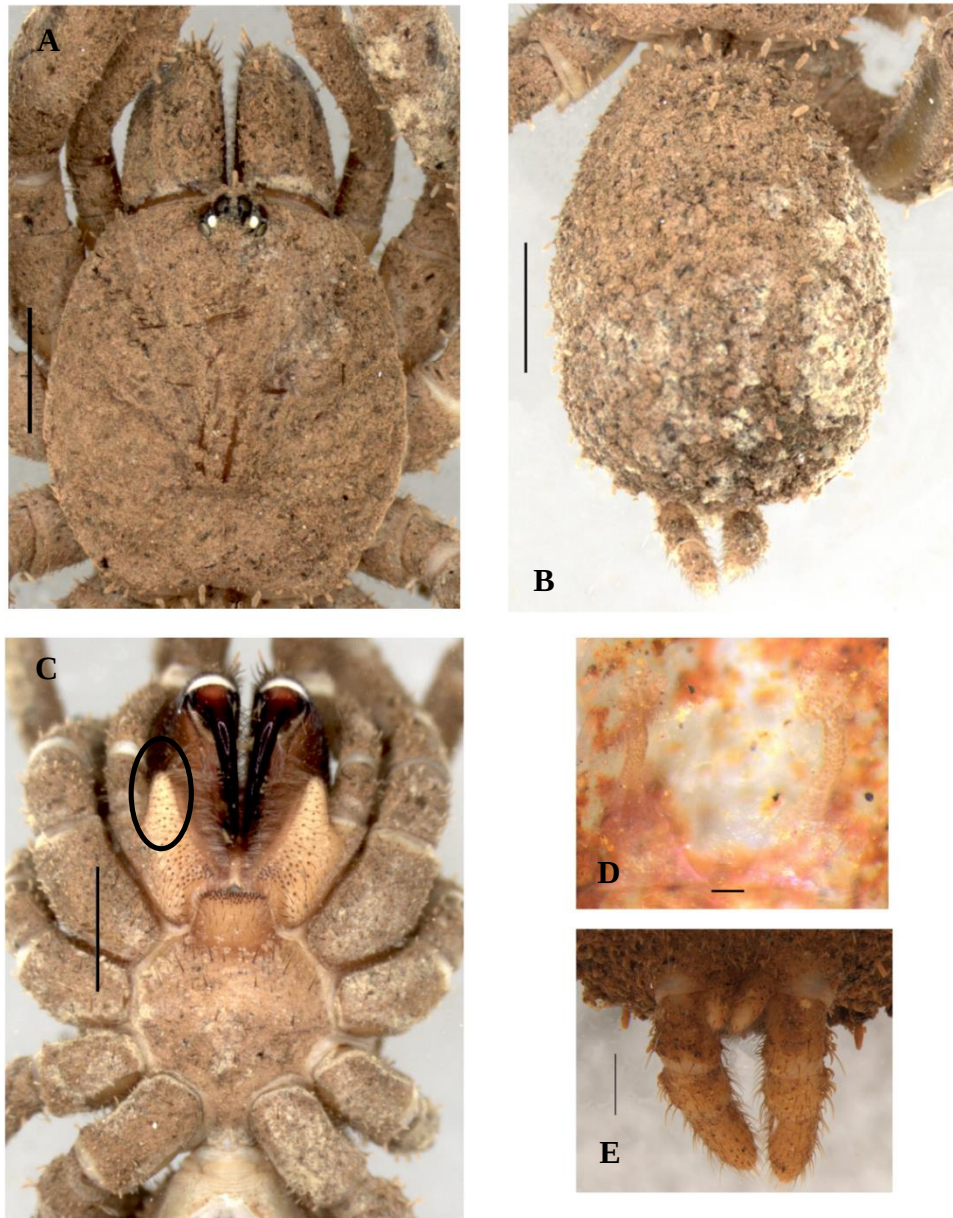


Figura 82. Fêmea. *Paratropis* sp. 1. IBSP 183460. (A-E) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, círculo indicando maxila fortemente projetada, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. E, fiandeiras, vista ventral. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm. E = 0,5 mm.

***Paratropis* sp. 2**

(Figura 83)

Material examinado: Brasil. **Pará.** Parauapebas: Caverna N1_0020 (GEM-1216), 6°1'52.924"S 50°18'1.475"W, id. G. F. Rossi, 28.IX-03.X.2007, R. Andrade et al. col., 1♀, (IBSP 174675) (Figura 87).

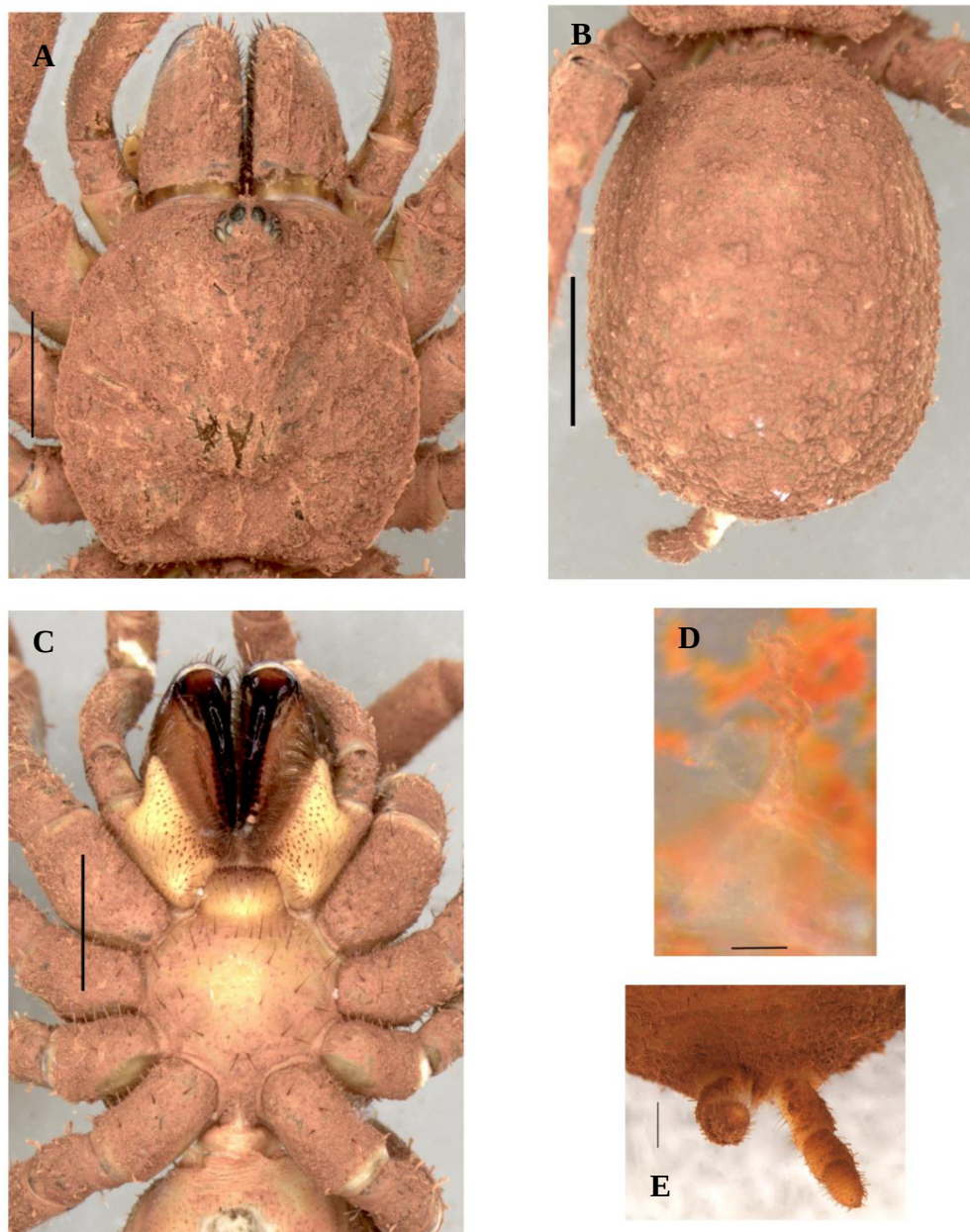


Figura 83. Fêmea. *Paratropis* sp. 2. IBSP 174675. (A-E) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, lado direito, vista dorsal. E, fiandeiras, vista ventral. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm. E = 0,5 mm.

***Paratropis* sp. 3**

(Figura 84)

Material examinado: Brasil. **Pará.** Canaã dos Carajás: Caverna SB_0058 (GEM-1474), 6°16'34.661"S 49°55'3.241"W, id. G. F. Rossi, 17.I-02.II.2012, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1♀, (IBSP 174136) (Figura 87).

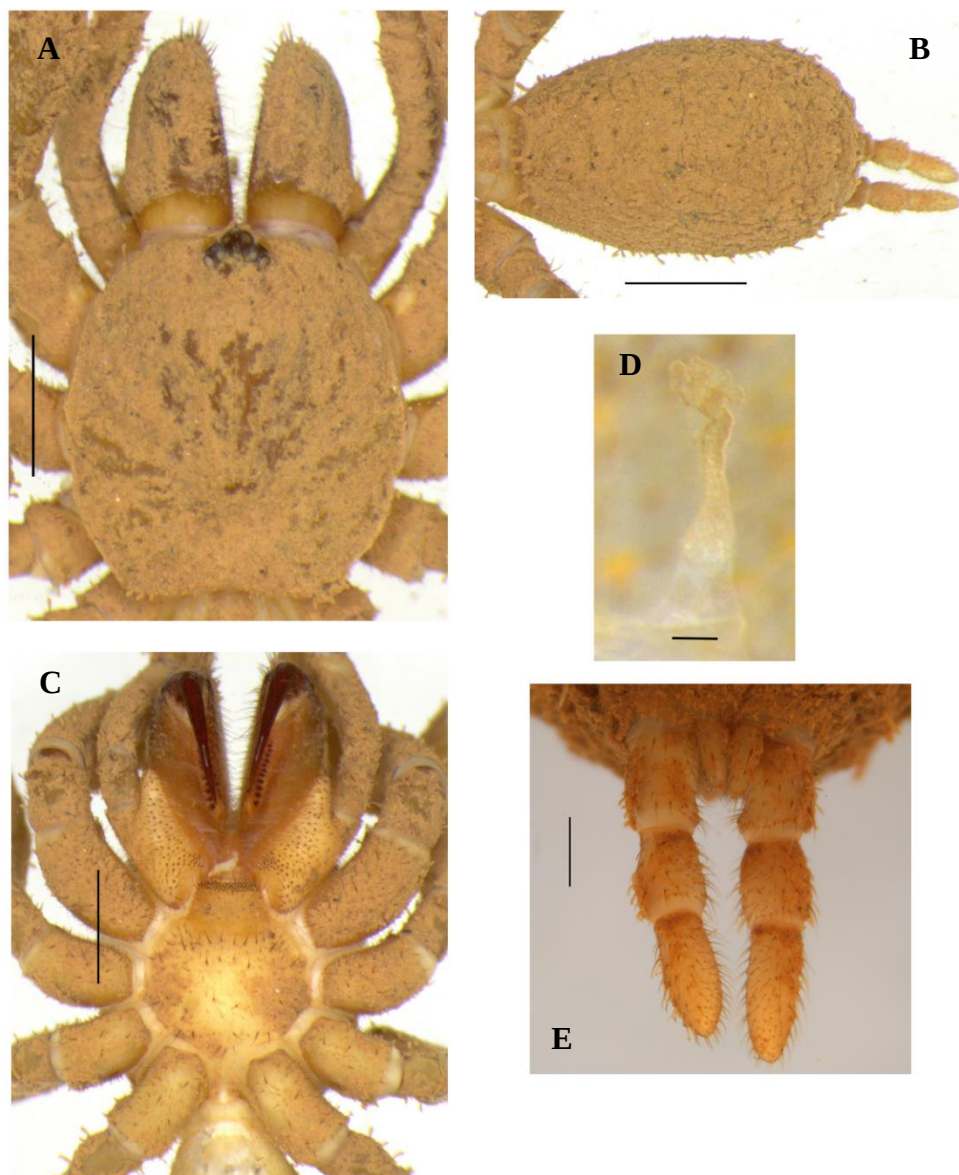


Figura 84. Fêmea. *Paratropis* sp. 3. IBSP 174136. (A-E) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, lado direito, vista dorsal. E, fiandeiras, vista ventral. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm. E = 0,5 mm.

***Paratropis* sp. 4**

(Figura 85)

Material examinado: Brasil. **Pará.** Curionópolis: Caverna SL-71, 5°58'19.416"S 49°37'28.513"W, id. G. F. Rossi, 07.I.2011, Col. Carste, 1j, (ISLA 47.033) (Figura 87).

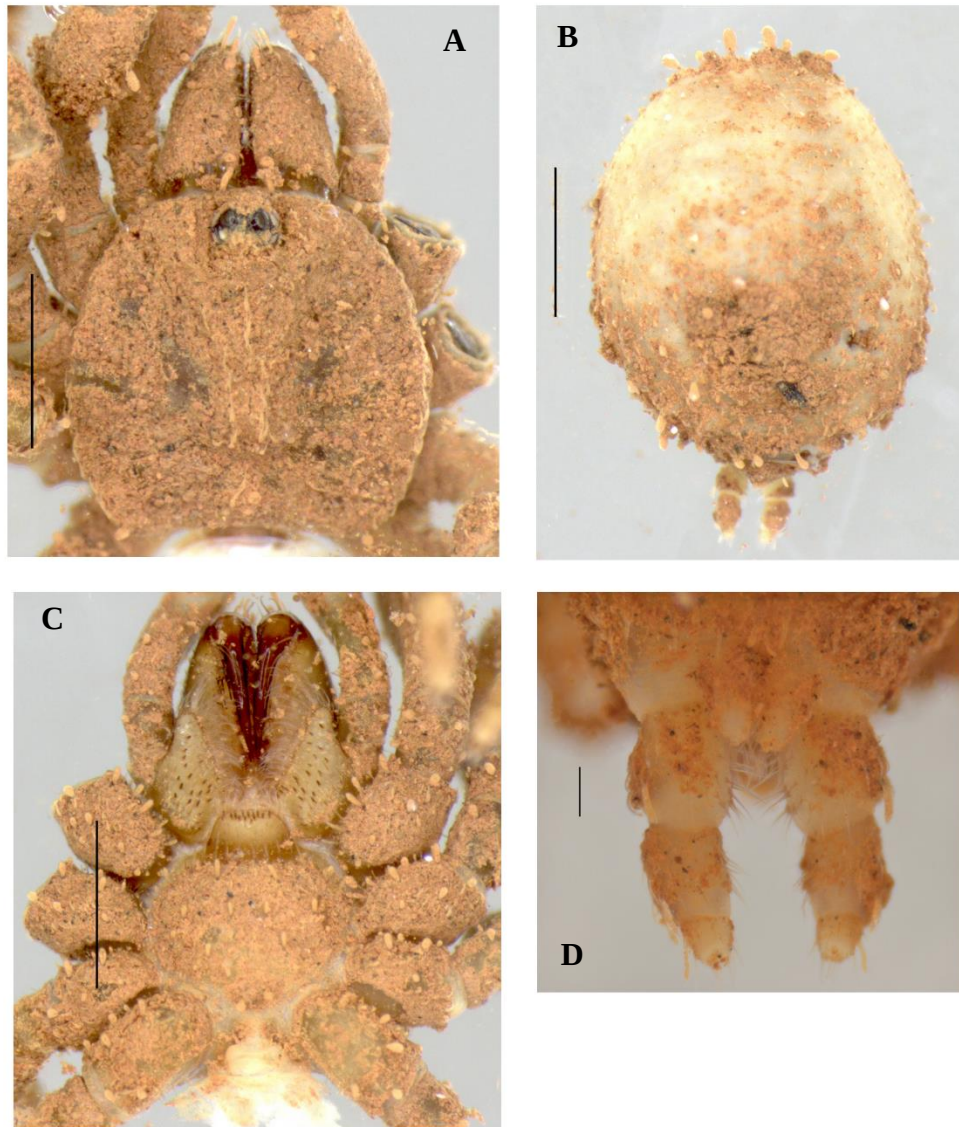


Figura 85. Jovem. *Paratropis* sp. 4. ISLA 47.033. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, fiandeiras, vista ventral. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm.

***Paratropis* sp. 5**

(Figura 86)

Material examinado: Brasil. **Pará.** Canaã dos Carajás: Caverna SB_0058 (GEM-1474) 6°16'34.661"S 49°55'3.241"W, id. G. F. Rossi, 17.I-02.II.2012, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1♂, (IBSP 174136) (Figura 87).

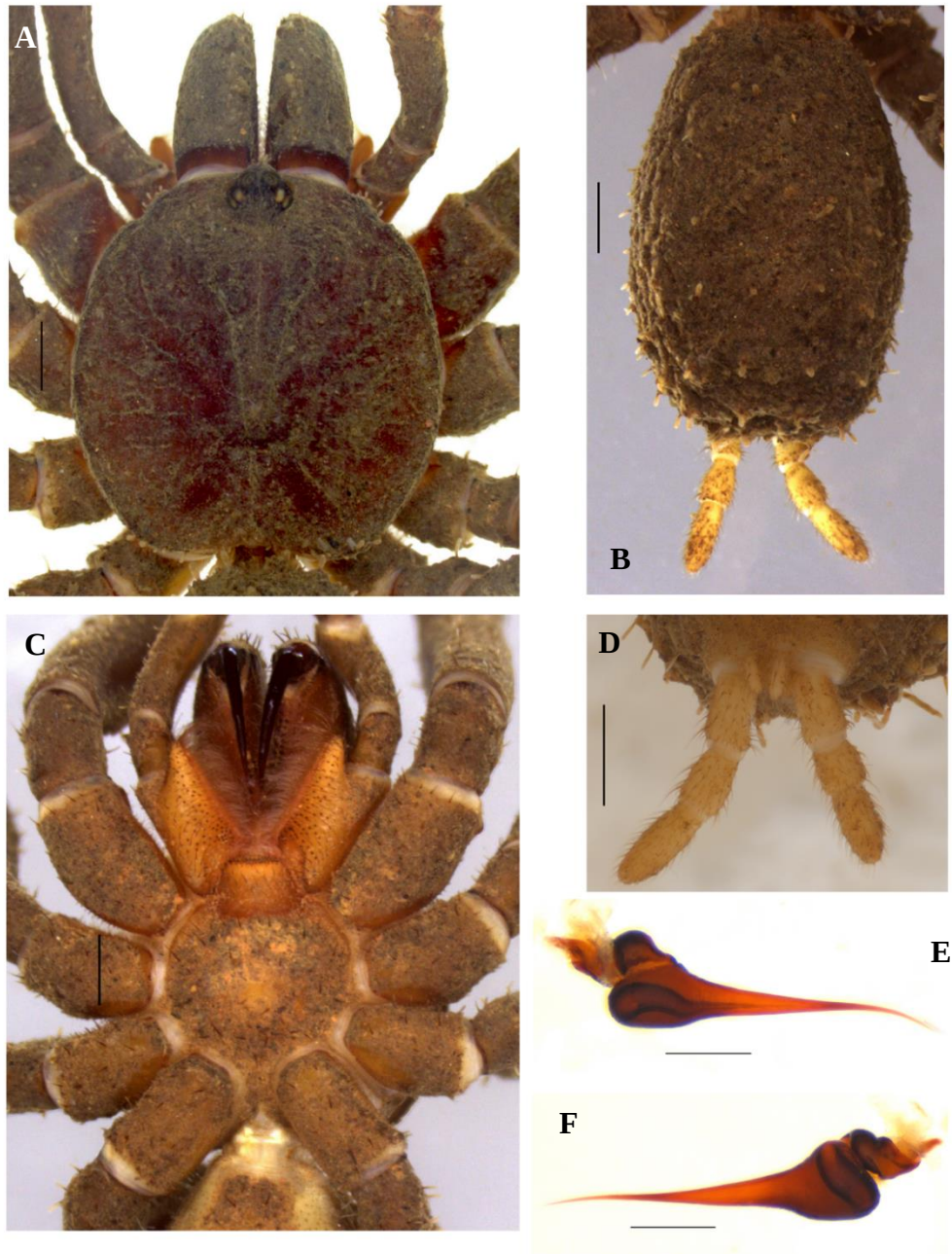


Figura 86. Macho. *Paratropis* sp. 5. IBSP 174136. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, fiandeiras, vista ventral. (E-F) Bulbo esquerdo. E, vista prolateral. F, vista retrolateral. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm. E-F = 0,5 mm.

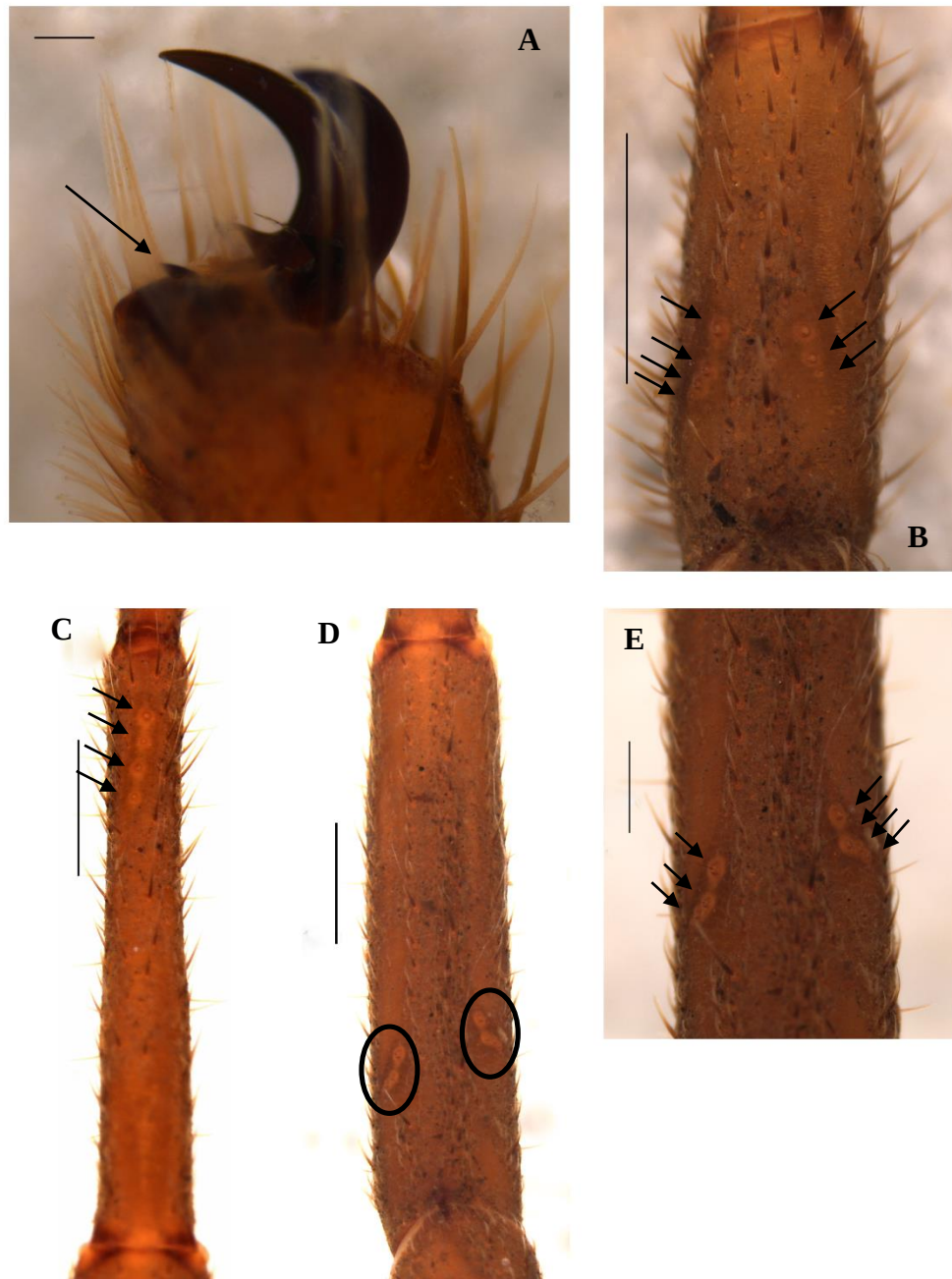


Figura 86a. Macho. *Paratropis* sp. 5. IBSP 174136. (A-E) A, tarso perna I, seta indicando terceira unha, vista lateral. (B-E) Lado esquerdo, vista dorsal. B, palpo, setas indicando tricobótrios na tibia. C, metatarso perna I, setas indicando tricobótrios. D, tibia perna I, círculos indicando tricobótrios. E, tibia perna I, setas indicando tricobótrios. Escalas: A = 0,1 mm. B-D = 1 mm. E = 0,5 mm.

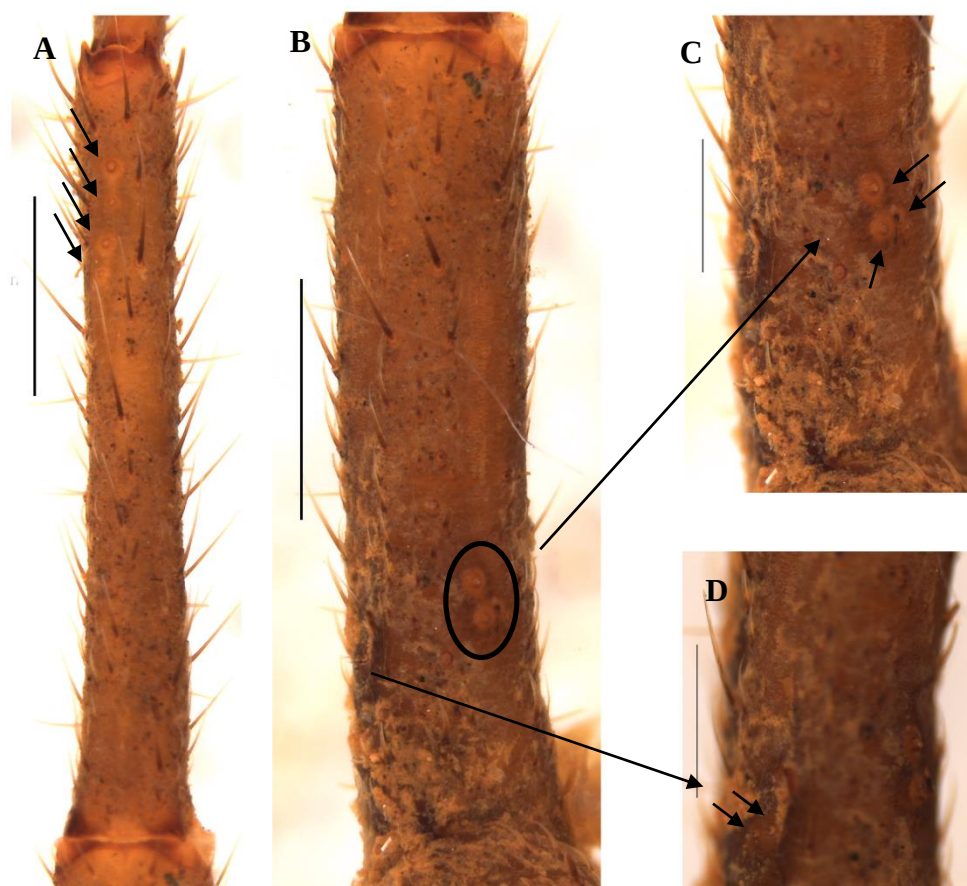


Figura 86b. Macho. *Paratropis* sp. 5. IBSP 174136. (A-D) Lado esquerdo, vista dorsal. A, metatarso perna II, setas indicando tricobótrios. B, tíbia perna II, círculo indicando tricobótrios. C e D, tíbia perna II, setas indicando tricobótrios. Escalas: A-B = 1 mm. C-D = 0,5 mm.

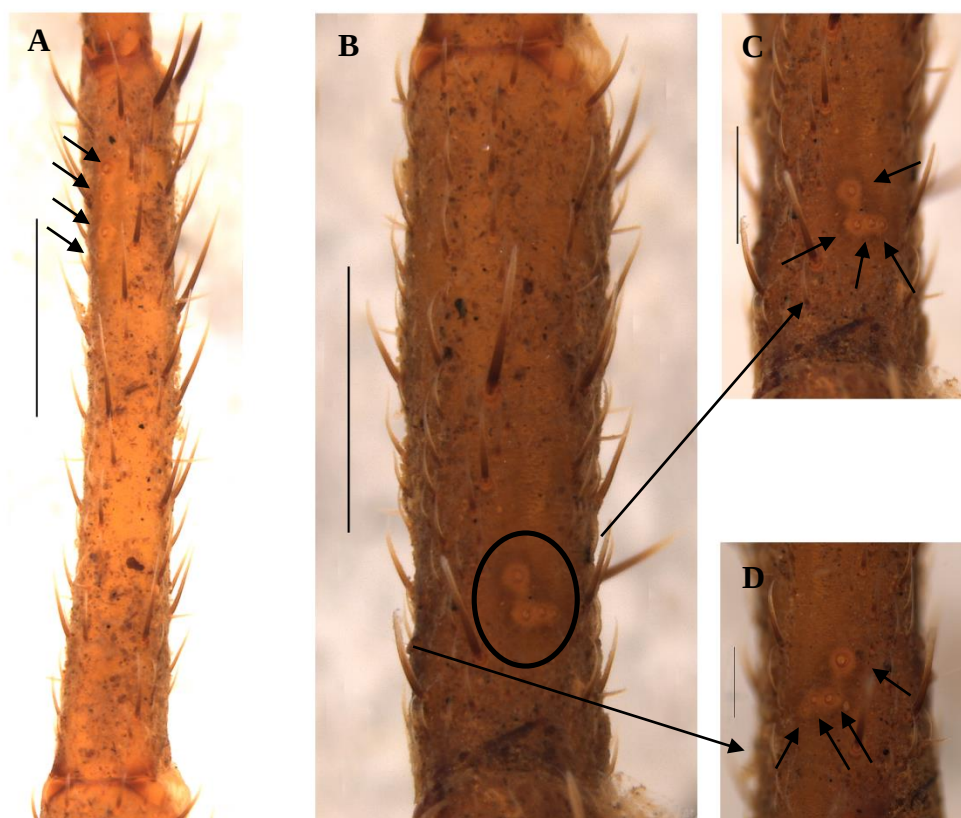


Figura 86c. Macho. *Paratropis* sp. 5. IBSP 174136. (A-D) Lado esquerdo, vista dorsal. A, metatarso da perna III, setas indicando tricobótrios. B, tíbia da perna III, círculo indicando tricobótrios. C e D, tíbia da perna III, setas indicando tricobótrios. Escalas: A-B = 1 mm. C-D = 0,5 mm.



Figura 86d. Macho. *Paratropis* sp. 5. IBSP 174136. (A-C) Lado esquerdo, vista dorsal. A, metatarso perna IV, setas indicando tricobótrios. B, tíbia perna IV, círculos indicando tricobótrios. C, tíbia perna III, setas indicando tricobótrios. Escalas: A-B = 1 mm. C = 0,5 mm.

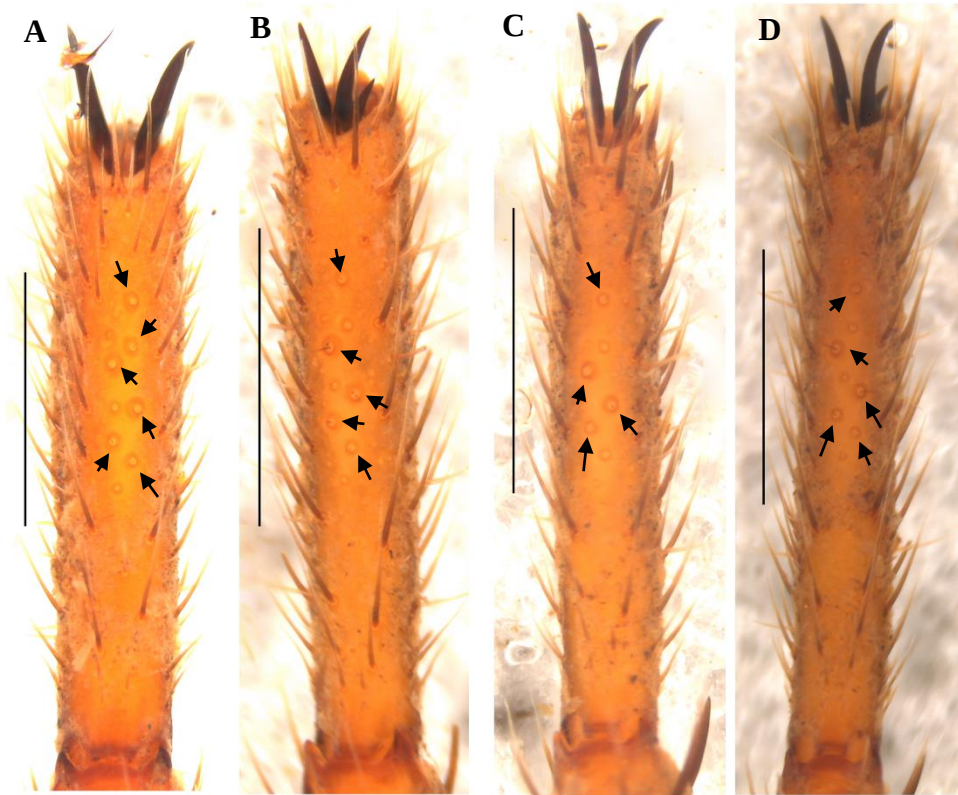


Figura 86e. Macho. *Paratropis* sp. 5. IBSP 174136. (A-D) Tarso, lado esquerdo, vista dorsal. Setas indicando tricobótrios. A, perna I. B, perna II. C, perna III. D, perna IV. Escalas: A-D = 1 mm.

Nota: O gênero carece de revisão taxonômica. Foram observados indivíduos jovens de *Paratropis* sp. para: Brasil. **Pará.** Canaã dos Carajás: Caverna SB_0007 (GEM-1427), 6°18'43"S 49°59'59"W, id. G. F. Rossi, 29.VIII-27.IX.2012, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1j, (IBSP 183459). Curionópolis: Caverna SL-01, 5°57'58.212"S 49°38'57.926"W, id. G. F. Rossi, 04.VII.2010, Col. Carste, 1j, (ISLA 47.034). Parauapebas: Caverna GEM-1760, 6°7'15.010"S 50°7'44.296"W, id. G. F. Rossi, 24.XI.2010, Col. Carste, 1j, (ISLA 47.013) (Figura 87).

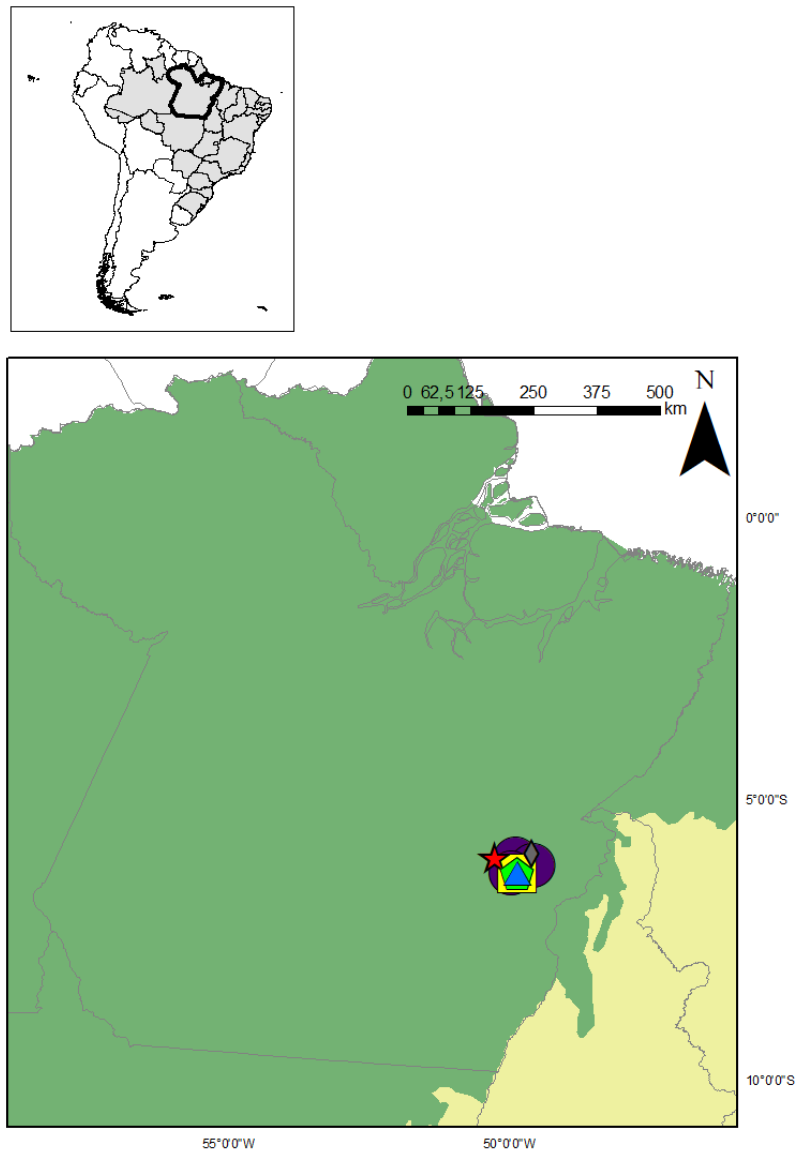


Figura 87. Mapa mostrando registros de *Paratropis* sp. 1 (quadrado), *Paratropis* sp. 2 (estrela), *Paratropis* sp. 3 (pentágono) e *Paratropis* sp. 5 (triângulo) na literatura para o meio hipógeo (examinados). Ocorrências de *Paratropis* sp. 4 (diamante) e *Paratropis* sp. (círculo) para o meio hipógeo.

THERAPHOSIDAE Thorell, 1869

AVICULARIINAE Simon, 1889

***Ybyrapora* Fukushima & Bertani, 2017**

***Ybyrapora diversipes* (C. L. Koch, 1842)**

(Figuras 88 e 89)

Mygale diversipes C. L. Koch, 1842: 65, fig. 731.

Eurypelma diversipes: C. L. Koch 1850: 73.

Avicularia diversipes: Bertani & Fukushima, 2009: 26, figs 1-4, 13-15.

Ybyrapora diversipes: Fukushima & Bertani, 2017: 151, figs 259, 276-283, 319.

Material examinado: Brasil. **Bahia**. Santa Luzia: Gr. Lapão de Santa Luzia, id. G. F. Rossi, 18.I.2005, 1♂, (ISLA 46.978).

Distribuição: Brasil, estado da Bahia (Figura 90).

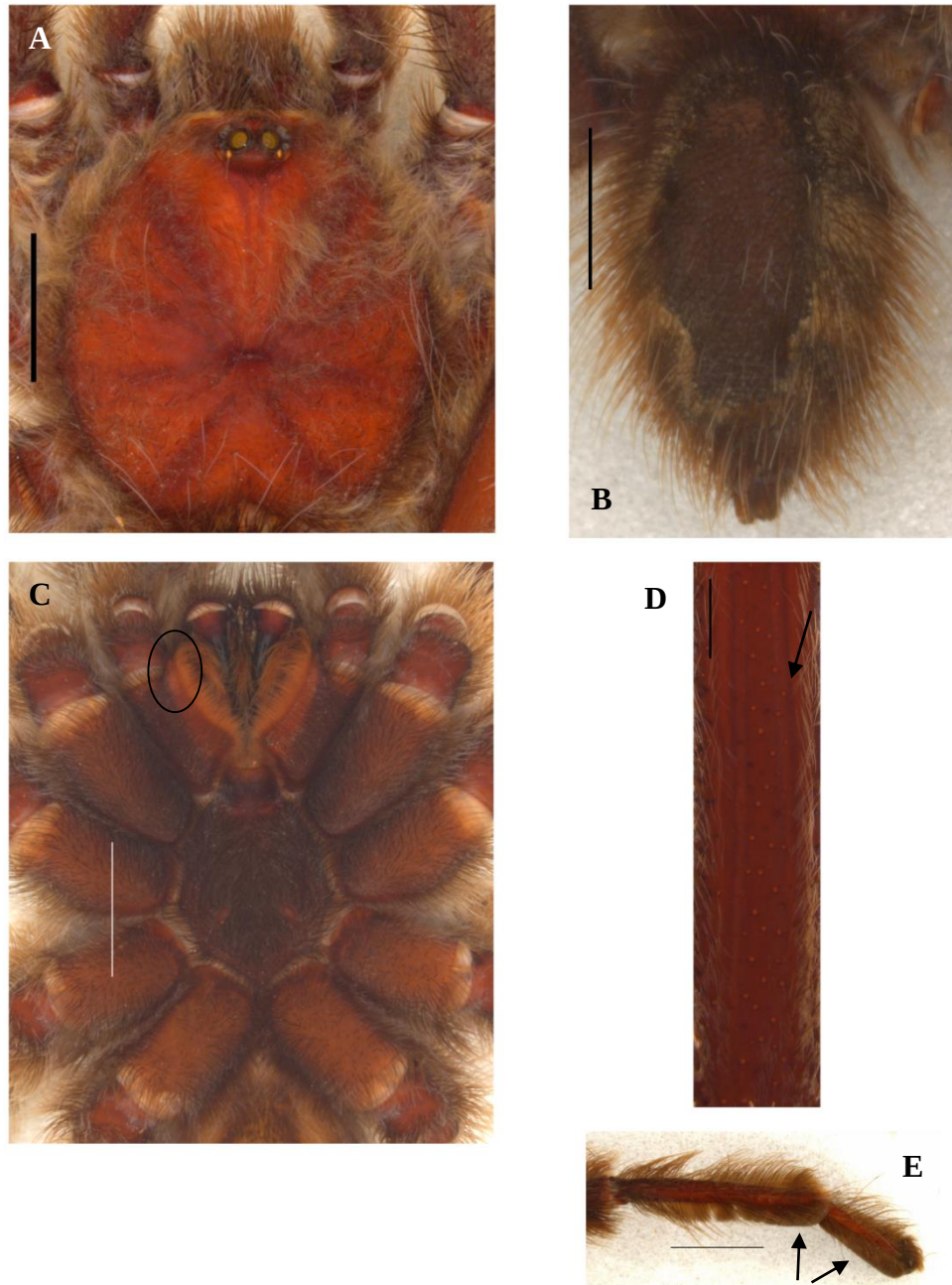


Figura 88. Macho. *Ybyrapora diversipes*. ISLA 46.978. (A-E) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, círculo indicando maxila fortemente projetada, vista ventral. D, tíbia direita, seta indicado tricobótrios em fila, vista dorsal. E, perna I direita, setas indicando escópula densa, vista lateral. Escalas: A-D = 5 mm. E = 1 mm.

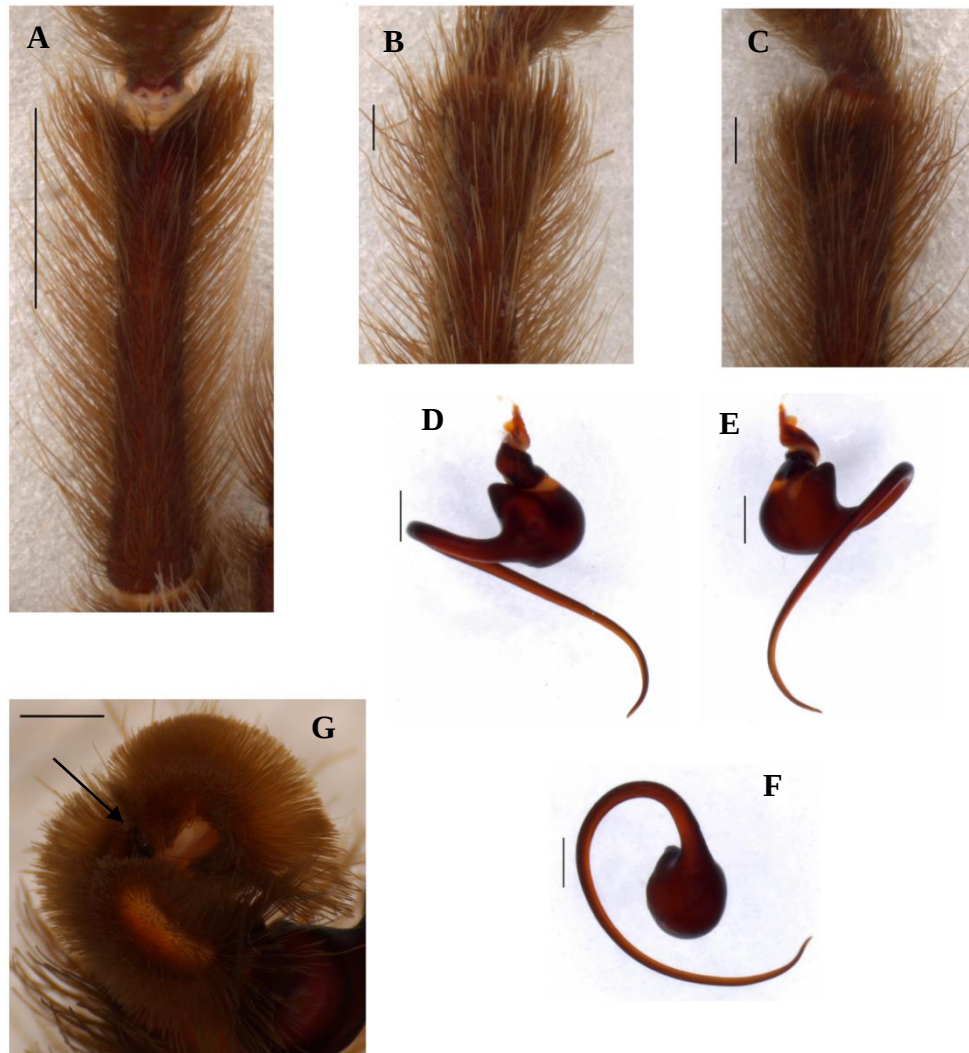


Figura 89. Macho. *Ybyrapora diversipes*. ISLA 46.978. (A-C) Apófise tibial direita. A, vista ventral. B, vista retrolateral. C, vista prolateral. (D-F) Bulbo direito. D, vista prolateral. E, vista retrolateral. F, vista frontal. G, címbio esquerdo, seta indicando protuberância. Escalas: A = 5 mm. B-G = 1 mm.

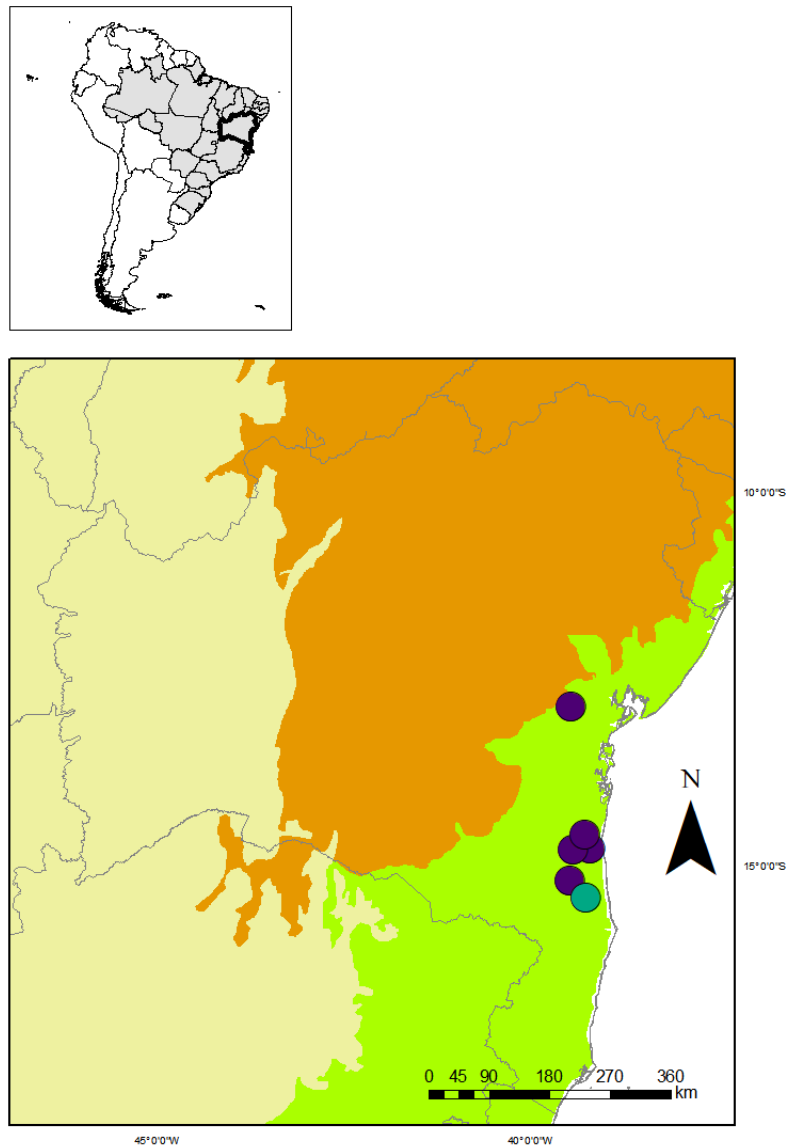


Figura 90. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Ybyrapora diversipes* na literatura (círculo roxo) e novo registro, sendo este, inédito para o meio hipógeo (círculo verde).

ISCHNOCOLINAE Pocock, 1897

***Dolichothele* Mello-Leitão, 1923**

***Dolichothele diamantinensis* (Bertani, Santos & Righi, 2009)**

(Figuras 91 e 92)

Oligoxystre diamantinensis Bertani, Santos & Righi, 2009: 44, figs 1-8.

Dolichothele diamantinensis: Lucas & Indicatti, 2015: 207.

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Diamantina: GS (Setor 001), 18°16'41.349"S 43°32'8.962"W, id. G. F. Rossi, 23-30.VI.2015, Eq. Carste, 1j, (IBSP 196087); mesmos dados (Setor 006), id. G. F. Rossi, 03-10.XII.2015, Eq. Carste, 1♂, (IBSP 196049); Lapa das Putas, 18°17'9.420"S 43°31' 13.731"W, id. G. F. Rossi, 07.IX.2013, M. E. Bichuette; R. Fonseca-Ferreira; J. E. Gallão, 1j, (LES0004475).

Distribuição: Brasil, estado de Minas Gerais (Figura 93).



Figura 91. Macho. *Dolichothele diamantinensis*. IBSP 196049. (A-C) A, prossoma, vista dorsal, B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, seta indicando lábio mais largo do que longo, vista ventral. Escalas: A-C = 5 mm.

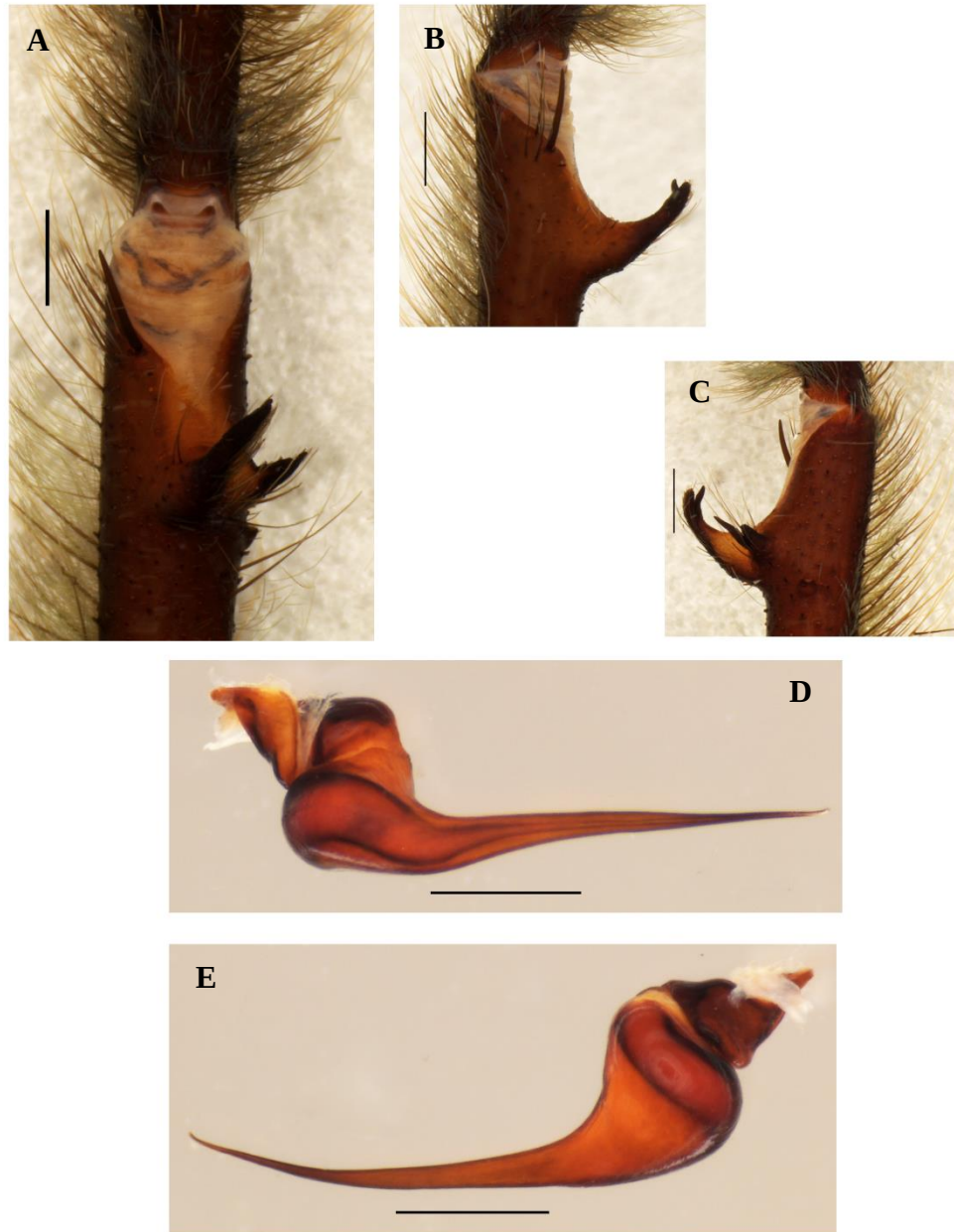


Figura 92. Macho. *Dolichothele diamantinensis*. IBSP 196049. (A-C) Apófise tibial direita. A, vista ventral. B, vista retrolateral. C, vista prolateral. (D-E) Bulbo esquerdo. D, vista prolateral. E, vista retrolateral. Escalas: A-E = 1 mm.

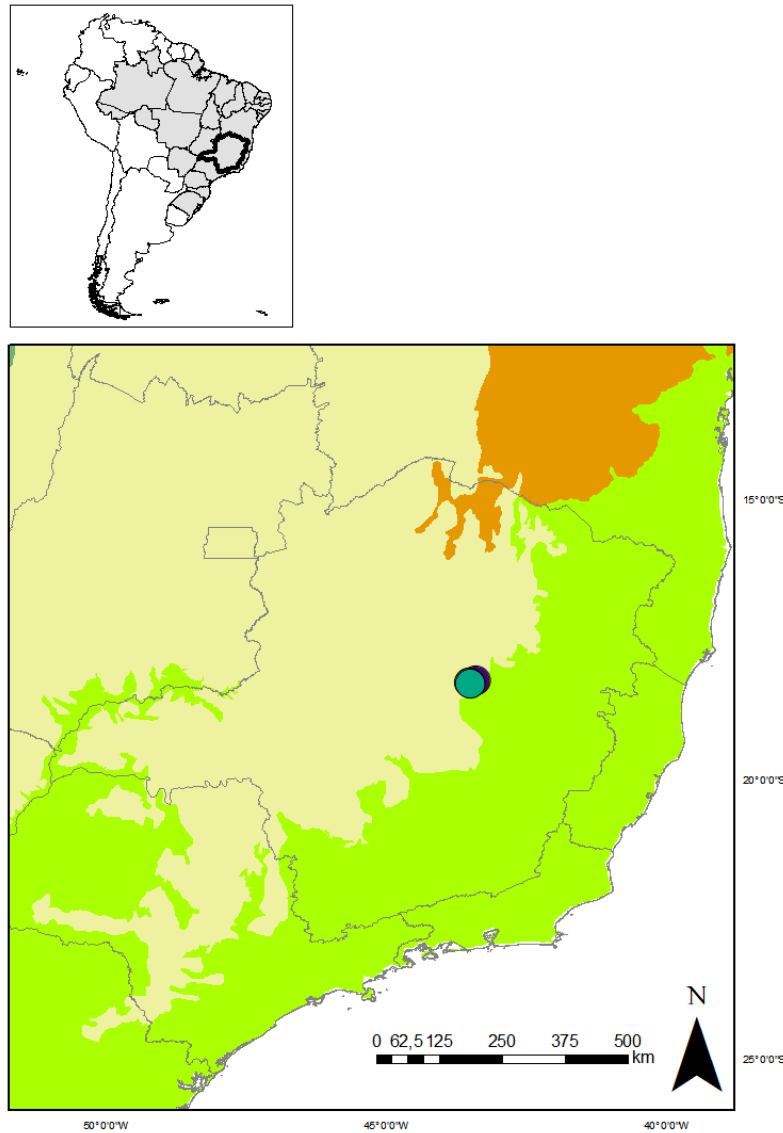


Figura 93. Mapa mostrando registro de ocorrência de *Dolichothele diamantinensis* na literatura (círculo roxo) e novos registros, sendo estes, inéditos para o meio hipógeo (círculo verde).

***Dolichothele exilis* Mello-Leitão, 1923**

(Figura 94)

Dolichothele exilis Mello-Leitão, 1923: 120; Lucas & Indicatti, 2015: 207, figs 1-10.

Goniodontium muticum Mello-Leitão, 1923: 127; Lucas & Indicatti, 2015: 207 (sin.).

Leptopelma nigrioculatum Bücherl, Timotheo & Lucas, 1971: 128, fig. 53; Lucas & Indicatti, 2015: 207 (sin.).

Ischnocolus nigrioculatum: Raven, 1985: 43, 155.

Nemesia nigrioculata: Raven, 1990: 21.

Oligoxystre caatinga Guadanucci, 2007: 12, figs 21-24, 38; Lucas & Indicatti, 2015: 207 (sin.).

Hapalotremus exilis: Cavallo & Ferretti, 2015: 882 (*species inquirenda*).

Hapalotremus muticus: Cavallo & Ferretti, 2015: 883 (*species inquirenda*).

Material examinado: Brasil. **Bahia.** Central: Toca da Cerca, 11°03'05.8"S 42°07'44.3"W, id. G. F. Rossi, 01.XII.2015, M. E. Bichuette; J. E. Gallão, 1j, (LES); Toca Eusébio, 1♀, (MZUSP 72807); Toca Índio, 1♀, (MZUSP 72808). Jussara: Toca da Esperança, 11°1'59.138"S 42°4'14.790"W, 1♀/1j, (MZUSP 72809), mesmos dados, 3♀, (MZUSP 72810).



Figura 94. Fêmea. *Dolichothele exilis*. MZUSP 72809. (A-C) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. MZUSP 72807. D, espermateca, vista dorsal. MZUSP 72809. E, opistossoma, vista ventral. Escalas: A-C e E = 5 mm. D = 0,5 mm.

Nota: Há novos registros de ocorrência para o meio epígeo: Material examinado: Brasil.
Bahia. Carinhanha: id. G. F. Rossi, XII/2015, Bichuette; Gallão, 3♀/7j, (LES); mesmos dados,

01.VI.2012, 1♀, (LES 3194); mesmos dados, 26.VII.2012, 1j, (LES 2545). Central: id. G. F. Rossi, 01.XII.2015, Bichuette; Gallão, 1♂/2j, (LES); mesmos dados, 18.VI.2015, M. E. Bichuette; M. Rosendo, 1♀, (LES). Ituaçu: id. G. F. Rossi, XII/2015, Gallão; Schimonsky, 1♀, (LES). Paripiranga: id. G. F. Rossi, 25.XI.2014, J. E. Gallão, M. Bolfarini, M. Rosendo, R. Moreira, 2♂/1j, (LES). Serra do Ramalho: id. J. P. L. Guadanucci, 08.XII.2012, M. E. Bichuette; J. E. Gallão, 2♂/1j, (LES).

Distribuição: Brasil, estados do Alagoas, Bahia, Ceará, Maranhão, Paraíba, Pernambuco, Piauí, Rio Grande do Norte (Figura 95).

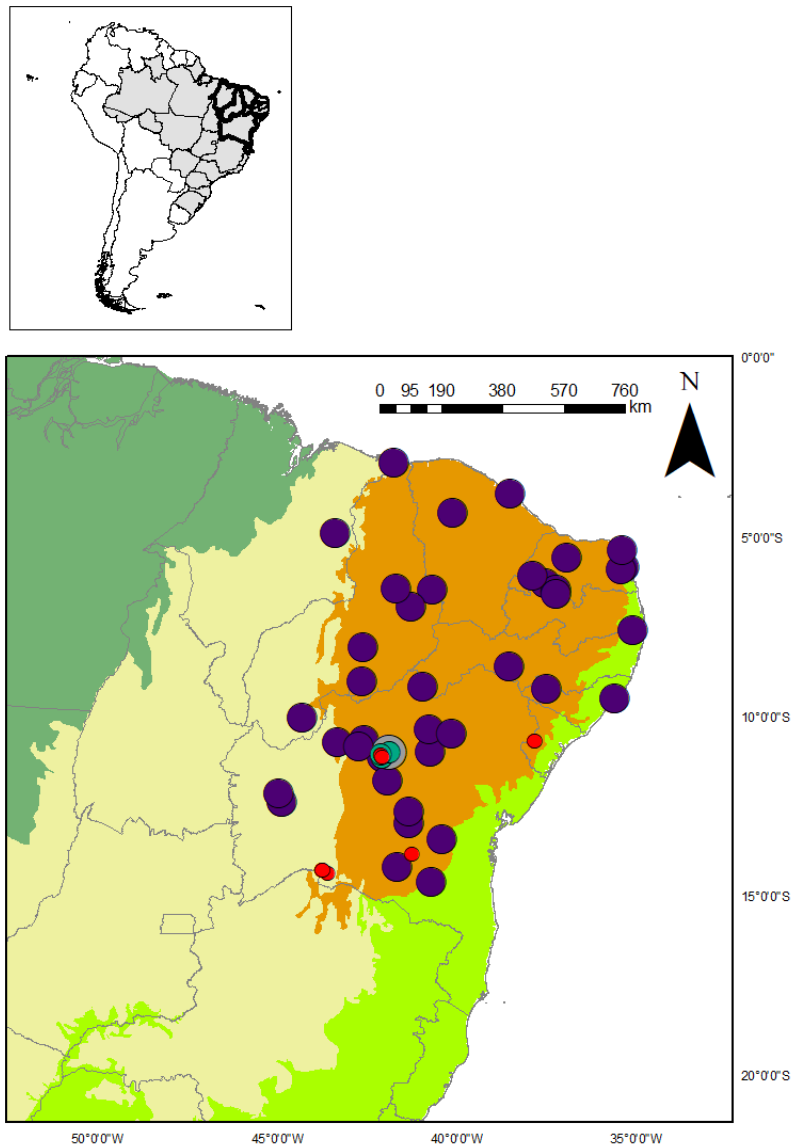


Figura 95. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Dolichothele exilis* na literatura para o meio epígeo (círculo roxo) e hipógeo (círculo cinza). Registros novos, círculo vermelho - meio epígeo e círculo verde – meio hipógeo.

***Dolichothele rufoniger* (Guadanucci, 2007)**

(Figura 96)

Oligoxystre rufoniger Guadanucci, 2007: 17, figs 34-37, 39.

Dolichothele rufoniger Lucas & Indicatti, 2015: 207.

Material examinado: Brasil. **Bahia.** Central: Toca Índio, id. G. F. Rossi, 1♀, (MZUSP 72808).

Distribuição: Brasil, estados da Bahia, Minas Gerais, Paraíba, Piauí, Rio Grande do Norte (Figura 97).



Figura 96. Fêmea. *Dolichothele rufoniger*. MZUSP 72808. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-C = 5 mm. D = 0,1 mm.

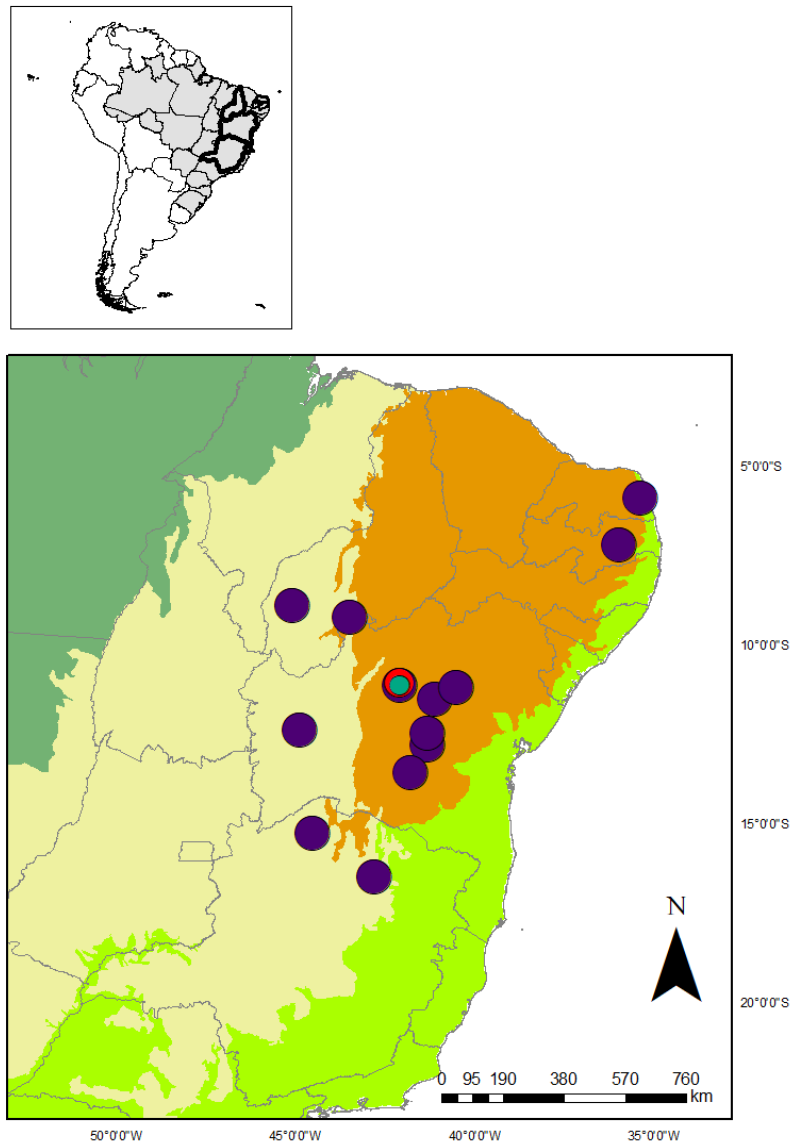


Figura 97. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Dolichothele rufoniger* na literatura para o meio epígeo (círculo roxo) e hipógeo (círculo vermelho). Novo registro para este meio (círculo verde).

***Dolichothele tucuruense* (Guadanucci, 2007)**

(Figura 98)

Oligoxystre tucuruense Guadanucci, 2007: 15, figs 30-33.

Dolichothele tucuruense: Lucas & Indicatti, 2015: 207.

Material examinado: Brasil. **Pará.** Canaã dos Carajás: Caverna SB_150, 6°21'2.761"S 49°50'30.482"W, id. G. F. Rossi, 29.VIII-27.IX.2012, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1♂, (IBSP 174331). Parauapebas: GEM-1181, 6°6'31.993"S 50°8'3.656"W, id. G. F. Rossi, 31.08.2010, Col. Carste, 1j, (ISLA 47.008).

Distribuição: Brasil, estado do Pará (Figura 99).

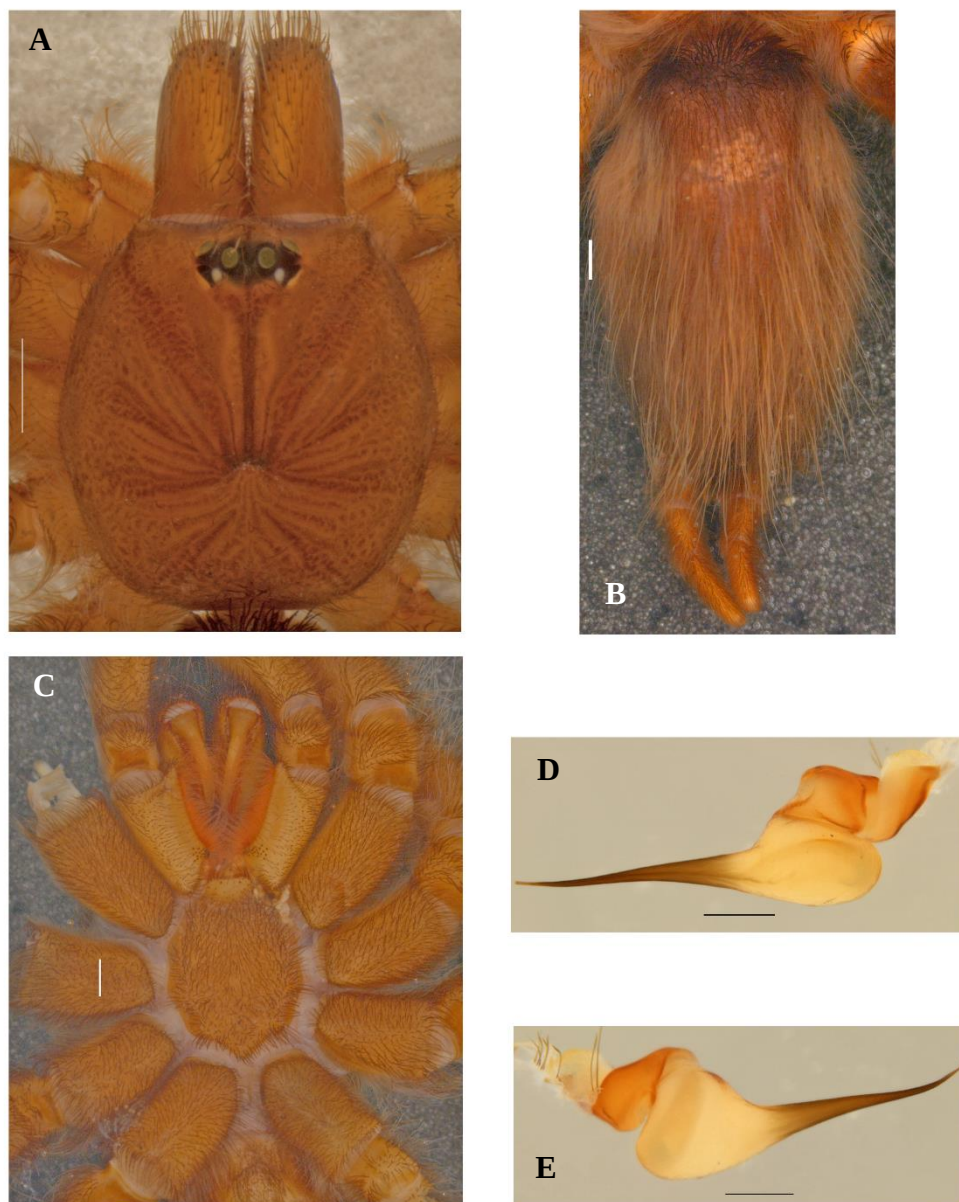


Figura 98. Macho. *Dolichothele tucuruense*. ISLA 47.008. A, prossoma, vista dorsal. IBSP 174331. (B-E) B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. (D-E) Bulbo direito. D, vista prolateral. E, vista retrolateral. Escalas: A-C = 1 mm. D-E = 0,5 mm.

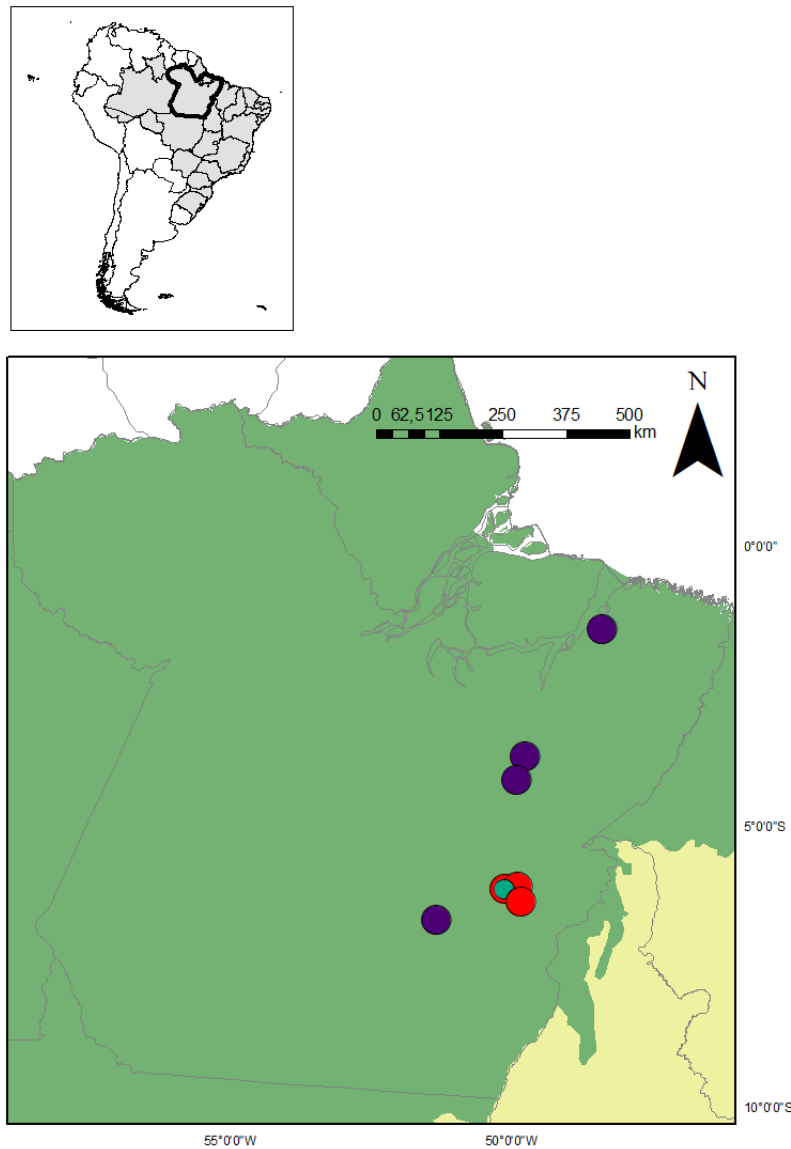


Figura 99. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Dolichothele tucuruense* na literatura para o meio epígeo (círculo roxo) e hipógeo (círculo vermelho) (examinado). Novo registro para este meio (círculo verde).

SCHISMATOTHELINAE Guadanucci, 2014

***Guyruita* Guadanucci, Lucas, Indicatti & Yamamoto, 2007**

***Guyruita metallophila* Fonseca-Ferreira, Zampaulo & Guadanucci, 2017**

(Figuras 100, 101 e 102)

Guyruita metallophila Fonseca-Ferreira, Zampaulo & Guadanucci, 2017: 182, figs 2-12, 39.

Material examinado: Brasil. **Pará.** Canaã dos Carajás: Caverna_03, id. G. F. Rossi, 22-31.V.2010, R. Andrade; Cizauskas et al. col., 1♀, (IBSP 175392); Caverna S11D_0047, 6°24'39.895"S 50°18'56.416"W, id. G. F. Rossi, 13-30.I.2010, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1j, (IBSP 175350); Caverna S11D_0064, 6°23'32.345"S 50°18'49.018"W, id. G. F. Rossi, 23.VIII-02.IX.2007, 1♀/2j, (IBSP 174488), mesmos dados, 13-30.I.2010, 1♀, (IBSP 175393); Caverna S11D_0069, 6°23'34.075"S 50°19'7.462"W, id. G. F. Rossi, 13-30.I.2010, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1♀, (IBSP 175352); Caverna S11D_0096, 6°23'37.162"S 50°19'27.086"W, id. G. F. Rossi, 13-30.I.2010, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1♀, (IBSP 175391); Caverna SB_0001 (GEM-1417), 6°18'46"S 49°59'46"W, id. G. F. Rossi, 29.VIII-27.IX.2012, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1♀, (IBSP 183315); Caverna SB_0011 (GEM-1431), 6°18'59"S 49°59'36"W, id. G. F. Rossi, 29.VIII-27.IX.2012, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1j, (IBSP 183314); Caverna SB_0030 (GEM-1443), 6°18'49"S 49°3'32"W, id. G. F. Rossi, 17.I-02.II.2012, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1♀, (IBSP 183308); Caverna SB_0049 (GEM-1465), 6°18'50"S 49°52'49"W, id. G. F. Rossi, 05-15.III.2012, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1j, (IBSP 183312); Caverna SB_0060 (GEM-1476), 6°18'43"S 49°52'58"W, id. G. F. Rossi, 17.I-02.II.2012, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1j, (IBSP 183309); Caverna SB_0078 (GEM-1492), 6°20'4"S 49°54'40"W, id. G. F. Rossi, 29.VIII-27.IX.2012, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1♀, (IBSP 183316); Caverna GEM-1478, 6°18'40"S 49°52'58"W, id. G. F. Rossi, 17.I-02.II.2012, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1♀, (IBSP 183310); Caverna SB_0127 (GEM-1595), 6°21'15"S 49°59'10"W, id. G. F. Rossi, 20-26.VI.2013, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1♀, (IBSP 183498); Caverna SB_0134, 6°19'57"S 49°50'53"W, id. G. F. Rossi, 18-26.X.2012, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1♀, (IBSP 183317); Caverna SB_0150, 6°21'2"S 49°50'29"W, id. G. F. Rossi, 29.VIII-27.IX.2012, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1♀, (IBSP 183313); Caverna SB_0152, 6°20'53"S 49°50'29"W, id. G. F. Rossi, 10-31.I.2013, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1j, (IBSP 183318); Caverna SB_0213, 6°20'25"S 49°57'39"W, id. G. F. Rossi, 10-20.IX.2013, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1♀, (IBSP 183499); Caverna SB_0239, 6°20'39"S 49°54'12"W, id. G. F. Rossi, 12-22.X.2013, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1j, (IBSP 183500). Curionópolis: Caverna SL-36, 5°58'33.143"S 49°38'16.112"W, id. G. F. Rossi, 23.VII.2010, Col. Carste, 2j, (ISLA 47.030); Caverna SL-60, id. G. F. Rossi, 10.VI.2010, Col. Carste, 1♀, (ISLA 47.015);

Caverna SL-071, 5°58'19.416"S 49°37'28.513"W, id. G. F. Rossi, 1j, (ISLA 47.017); Caverna SL-110, id. G. F. Rossi, 1j, (ISLA 47.002); Caverna SL-115, id. G. F. Rossi, 17.I.2012, Col. Carste, 3j, (ISLA 47. 016), 2j, (ISLA 47.045); Caverna SL-116, id. G. F. Rossi, 1j, (ISLA 47.000). Parauapebas: Caverna CRIS-016, 6°26'20.027"S 49°40'55.055"W, id. G. F. Rossi, 22.II.2011, R. Andrade; V. Felice col., 1j, (IBSP 175941); Caverna GEM-1189, id. G. F. Rossi, 21.08.2010, Col. Carste, 2j, (ISLA 47.010); Caverna N1_0002 (GEM-1198), 6°2'24.498"S 50°16'11.811"W, id. G. F. Rossi, 24.II-13.III.2015, Carste et al.col., 1♀, (IBSP 196056), 24.II-13.III.2015, Carste et al. col., 1j, (IBSP 196068); Caverna N1_0004 (GEM-1200), 6°2'23.391"S 50°16'12.236"W, id. G. F. Rossi, 07-28.I.2015, Carste et al. col., 1♀, (IBSP 196043), 17.VII-04.VIII.2014, Carste et al. col., 1♀, (IBSP 196060), 07-28.I.2015, Carste et al. col., 1j, (IBSP 196064); Caverna N1_0015 (GEM-1211), 6°2'1.904"S 50°16'16.200"W, id. G. F. Rossi, 11.VI-02.VII.2014, Carste et al. col., 1j, (IBSP 196061); Caverna N1_0016 (GEM-1212), 6°1'9.737"S 50°16'40.926"W, id. G. F. Rossi, 02-29.IV.2015, Carste et al. col., 1j, (IBSP 196051); Caverna N1_0024 (GEM-1220), 6°1'52.629"S 50°16'20.279"W, id. G. F. Rossi, 02-29.IV.2015, Carste et al. col., 1j, (IBSP 196045), mesmos dados, 02-29.IV.2015, 1♀, (IBSP 196071), mesmos dados, 11.IV-02.VII.2014, 1♀/1j, (IBSP 196077); Caverna N1_0046 (GEM-1242), 6°1'42.744"S 50°16'31.124"W, id. G. F. Rossi, 24.II-13.III.2015, Carste et al. col., 1j, (IBSP 196059); Caverna N1_0066 (GEM-1264), 6°1'2.665"S 50°16'40.935"W, id. G. F. Rossi, 02-29.IV.2015, Carste et al. col., 1j, (IBSP 196050); Caverna N1_0070, 6°1'14.279"S 50°17'17.612"W, id. G. F. Rossi, 11.VI-02.VII.2014, Carste et al. col., 1♀, (IBSP 196057); Caverna N1_0073, 6°1'13.464"S 50°17'17.385"W, id. G. F. Rossi, 17.VII-04.VIII.2014, Carste et al. col., 1♀, (IBSP 196084); Caverna N1_0077 (GEM-1275), 6°1'14.409"S 50°16'52.337"W, id. G. F. Rossi, 11.VI-02.VII.2014, Carste et al. col., 1♀, (IBSP 196085); Caverna N1_0091 (GEM-1289), 6°0'21.706"S 50°17'56.647"W, id. G. F. Rossi, 11.VI-02.VII.2014, Eq. Carste, 1j, (IBSP 196093); Caverna N1_0096 (GEM-1294), 6°1'9.045"S 50°16'59.305"W, id. G. F. Rossi, 11.VI-02.VII.2014, Carste et al. col., 1j, (IBSP 196047); Caverna N1_0105 (GEM-1303), 6°0'37.400"S 50°18'7.999"W, id. G. F. Rossi, 1j, (IBSP 196082); Caverna N1_0108 (GEM-1306), 6°0'35.853"S 50°18'8.339"W, id. G. F. Rossi, 11.VI-02.VII.2014, Carste et al. col., 1♀, (IBSP 196074); Caverna N1_0143 (GEM-1341), 6°1'36.403"S 50°17'27.439"W, id. G. F. Rossi, 28.IX-03.X.2007, R. Andrade et al. col., 1♀, (IBSP 174720); Caverna N1_0145 (GEM-1345), id. G. F. Rossi, 1♀, (IBSP 196065); Caverna N1_0171 (GEM-1371), 6°1'17.823"S 50°18'3.537"W, id. G. F. Rossi, 17.VII-04.VIII.2014, Carste et al. col., 1j, (IBSP 196069), mesmos dados, 17.VII-

04.VIII.2014, 1♀, (IBSP 196095); Caverna N1_0173 (GEM-1373), 6°1'27.126"S 50°17'55.425"W, id. G. F. Rossi, 28.IX-03.X.2007, R. Andrade et al. col., 1♀, (IBSP 174727); Caverna N1_0179, 6°2'47.259"S 50°17'24.842"W, id. G. F. Rossi, 24.II-13.III.2015, Carste et al. col., 1♀, (IBSP 196076); Caverna N1_0191 (GEM-1392), 6°2'45.961"S 50°16'39.172"W, id. G. F. Rossi, 02-29.IV.2015, Carste et al. col., 1♀, (IBSP 196044); Caverna N1_0204 (GEM-1405), 6°2'43.512"S 50°16'37.369"W, id. G. F. Rossi, 1♀, (IBSP 196063), mesmos dados, 1♀, (IBSP 196072); Caverna N1_0218, 6°2'7.201"S 50°17'21.544"W, id. G. F. Rossi, 04.IX-06.X.2014, Carste et al. col., 1♀, (IBSP 196053); Caverna N1_0219, 6°2'23.463"S 50°17'31.696"W, id. G. F. Rossi, 24.II-13.III.2015, Carste et al. col., 1j, (IBSP 196073); Caverna N1_0222, id. G. F. Rossi, 1♀, (IBSP 196075); Caverna N1_0223, 6°1'38.479"S 50°16'31.619"W, id. G. F. Rossi, 04.IX-06.X.2014, Carste et al. col., 1♂, (IBSP 196058); Caverna N1_0232, 6°1'14.107"S 50°16'21.631"W, id. G. F. Rossi, 11.VI-02.VII.2014, Carste et al. col., 1♀, (IBSP 196079); Caverna N1_0233, 6°2'23.372"S 50°16'22.710"W id. G. F. Rossi, 04.IX-06.X.2014, Carste et al. col., 1j, (IBSP 196081); Caverna GEM-1737, id. G. F. Rossi, 20.IX.2010, Col. Carste, 1♀, (ISLA 46.999); Caverna N2_0003 (GEM-1987), 6°3'15.725"S 50°14'39.781"W, id. G. F. Rossi, 03-17.IV.2013, Equipe Carste col., 1♀, (IBSP 178279); Caverna N2_0026 (GEM-2061), id. G. F. Rossi, 26.IX-17.X.2012, Equipe Carste col., 1♀, (IBSP 178278); Caverna N3_0003 (GEM-1872), 6°1'43.931"S 50°12'2.506"W, id. G. F. Rossi, 05-17.III.2013, Equipe Carste col., 1♀, (IBSP 174328); Caverna N3_0020 (GEM-1908), 6°2'4.425"S 50°12'32.792"W, id. G. F. Rossi, 26.IX-17.X.2012, Equipe Carste col., 2♀, (IBSP 178275); Caverna N3_0041 (GEM-1981), 6°2'22.232"S 50°13'14.175"W, id. G. F. Rossi, 1♂, (IBSP 174327); Caverna N3_0043 (GEM-1983), 6°2'12.319"S 50°13'4.365"W, id. G. F. Rossi, 26.IX-17.X.2012, Equipe Carste col., 1♀, (IBSP 178277); Caverna N3_0063 (GEM-2029), 6°2'31.119"S 50°13'34.948"W, id. G. F. Rossi, 03-17.IV.2013, Equipe Carste col., 1♀, (IBSP 178281), 02-23.VIII.2013, Equipe Carste col., 1♀, (IBSP 178282); Caverna N4E_0008 (GEM-980), 6°2'20.767"S 50°9'35.749"W, id. G. F. Rossi, 20.IV-04.V.2010, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1♀, (IBSP 176110); Caverna N4E_0009 (GEM-983), 6°2'21.355"S 50°9'36.431"W, id. G. F. Rossi, 20.IV-04.V.2010, R. Andrade; Cizauskas et al. col., 1♀, (IBSP 176111); Caverna N4E_0010 (GEM-979), 6°2'20.087"S 50°9'38.288"W, id. G. F. Rossi, 07-12.X.2008, R. Andrade et al. col., 1♀, (IBSP 174965); Caverna N4E_0022 (GEM-1100), 6°2'1.794"S 50°10'4.013"W, id. G. F. Rossi, 07-12.X.2008, R. Andrade et al. col., 1j, (IBSP 175011), 20.IV-04.V.2010, R. Andrade; I. Cizauskas et al., col., 2♀, (IBSP 176112); Caverna N4E_0033 (GEM-989),

6°2'24.676"S 50°9'36.264"W, id. G. F. Rossi, 07-12.X.2008, R. Andrade et al. col., 3j/1♀, (IBSP 175056), 15-22.IX.2009, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 2♀, (IBSP 176104); Caverna N4E_0067 (GEM-1533), 6°1'54.958"S 50°9'2.448"W, id. G. F. Rossi, 24-30.VII.2009, R. Andrade; Cizauskas et al. col., 1♂, (IBSP 175347); Caverna N4E_0070 (GEM-1536), 6°1'55.524"S 50°9'10.417"W, id. G. F. Rossi, 19.II-04.III.2010, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1♀, (IBSP 176107); Caverna N4E_0076 (GEM-1545), 6°1'59.127"S 50°9'2.995"W, id. G. F. Rossi, 24-30.VII.2009, R. Andrade; Cizauskas et al. col., 1♂, (IBSP 176101), 19.II-04.III.2010, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1♀, (IBSP 176108); Caverna N4E_0092 (GEM-1586), 6°2'22.486"S 50°9'31.095"W, id. G. F. Rossi, 24-30.VII.2009, R. Andrade; Cizauskas et al. col., 1♀, (IBSP 176102), 24-30.VII.2009, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1♀, (IBSP 176103); Caverna N4E_0093 (GEM-1587), 6°2'22.160"S 50°9'30.868"W, id. G. F. Rossi, 19.II-04.III.2010, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1♀, (IBSP 176109); Caverna N4WS_0005 (GEM-1159), 6°4'27.236"S 50°11'39.755"W, id. G. F. Rossi, 10-19.V.2011, F. P. Franco; C. A. R. Souza et al. col., 1j, (IBSP 177882); Caverna N4WS_0006 (GEM-1166), 6°4'36.056"S 50°11'36.456"W, id. G. F. Rossi, 01-09.VI.2011, F. P. Franco; C. A. R. Souza et al. col., 1♂, (IBSP 177883); Caverna N4WS_0008 (GEM-1171), 6°5'21.749"S 44°11'40.975"W, id. G. F. Rossi, 18.XI-01.XII.2010, F. P. Franco; C. A. R. Souza et al. col., 1j, (IBSP 177880); Caverna N4WS_0015 (GEM-1127), 6°3'59.172"S 50°11'21.970"W, id. G. F. Rossi, 20.IV-04.V.2010, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 2♀, (IBSP 176371); Caverna N4WS_0037 (GEM-1143), 6°6'43.314"S 50°10'54.006"W, id. G. F. Rossi, 18.XI-01.XII.2010, F. P. Franco; C. A. R. Souza et al. col., 1♀, (IBSP 177881); Caverna N4WS_0067 (GEM-1846), 6°4'21.718"S 50°11'29.906"W, id. G. F. Rossi, 10-19.V.2011, F. P. Franco; C. A. R. Souza et al. col., 1♀, (IBSP 177884); Caverna N4WS_0072 (GEM-1851), id. G. F. Rossi, 10-19.V.2011, F. P. Franco; C. A. R. Souza et al. col., 1♀, (IBSP 177885), mesmos dados, 1♀, (IBSP 177886); Caverna N5S_0007 (GEM-1044), 6°6'20.246"S 50°7'59.344"W, id. G. F. Rossi, 14-23.X.2009, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1♀, (IBSP 176115); Caverna N5S_0011 (GEM-1036), 6°6'17.752"S 50°7'46.921"W, id. G. F. Rossi, 14-23.X.2009, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 2♀, (IBSP 176116), mesmos dados, 1♀, (IBSP 176117); Caverna N5S_0012 (GEM-1034), 6°6'11.148"S 50°7'31.186"W, id. G. F. Rossi, 14-23.X.2009, R. Andrade; Cizauskas et al. col., 1♀/1♂, (IBSP 176118), mesmos dados, 1j/1♀, (IBSP 176119); Caverna N5S_0017 (GEM-1029), 6°5'15.107"S 50°7'10.880"W, id. G. F. Rossi, 25.VIII-03.IX.2009, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1♀, (IBSP 175349), mesmos dados, 1♀, (IBSP 176113), mesmos dados, 1♀,

(IBSP 176114); Caverna N5S_0057 (GEM-1047), 6°6'30.565"S 50°7'57.180"W, id. G. F. Rossi, 14.III-04.IV.2010, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1j, (IBSP 177561); Caverna N5S_0063 (GEM-1078), 6°6'12.314"S 50°8'7.392"W, id. G. F. Rossi, 15-21.IX.2009, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1♂, (IBSP 175348), 14.III-04.IV.2010, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1♀, (IBSP 176120), mesma data e coletores, 1♀, (IBSP 176121), mesmos dados, 1j (IBSP 176122); Caverna N5S_0075 (GEM-1090), 6°6'1.981"S 50°8'0.967"W, id. G. F. Rossi, 14.III-04.IV.2010, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1j, (IBSP 176123); Caverna N8_0004 (GEM-1805), id. G. F. Rossi, 24.II-13.III.2015, Equipe Carste col., 1♀, (IBSP 196046); Caverna N8_0010 (GEM-1811), 6°10'8.564"S 50°9'33.231"W, id. G. F. Rossi, 02-29.IV.2015, Carste et al. col., 1j, (IBSP 196055); Caverna N8_0017 (GEM-1818), 6°10'5.980"S 50°9'25.622"W, id. G. F. Rossi, 02-29.IV.2015, Carste et al. col., 1♀, (IBSP 196062); Caverna N8_0024 (GEM-1825), 6°10'24.091"S 50°9'8.707"W, id. G. F. Rossi, 17.VII-04.VIII.2014, Carste et al. col., 1♀, (IBSP 196048); Caverna N8_0026 (GEM-1827), 6°10'14.614"S 50°9'28.992"W, id. G. F. Rossi, 17.VII-04.VIII.2014, Carste et al. col., 1j, (IBSP 196066), 1♀, (IBSP 196070); Caverna N8_0027 (GEM-1828), 6°10'31.513"S 50°9'28.119"W, id. G. F. Rossi, 17.VII-04.VIII.2014, Carste et al. col., 1♀, (IBSP 196067); Caverna N8_0030 (GEM-1831), id. G. F. Rossi, 1j, (IBSP 196083); Caverna N8_0031 (GEM-2019), 6°9'52.601"S 50°9'28.376"W, id. G. F. Rossi, 02-29.IV.2015, Carste et al. col., 1♀, (IBSP 196054); Caverna N8_0032 (GEM-2048), id. G. F. Rossi, 16.VII-06.VIII.2014, Equipe Carste col., 1♀, (IBSP 196052); Caverna N8_0036 (GEM-2053), id. G. F. Rossi, 1♀, (IBSP 196080).

Distribuição: Brasil, estado do Pará (Figura 103).

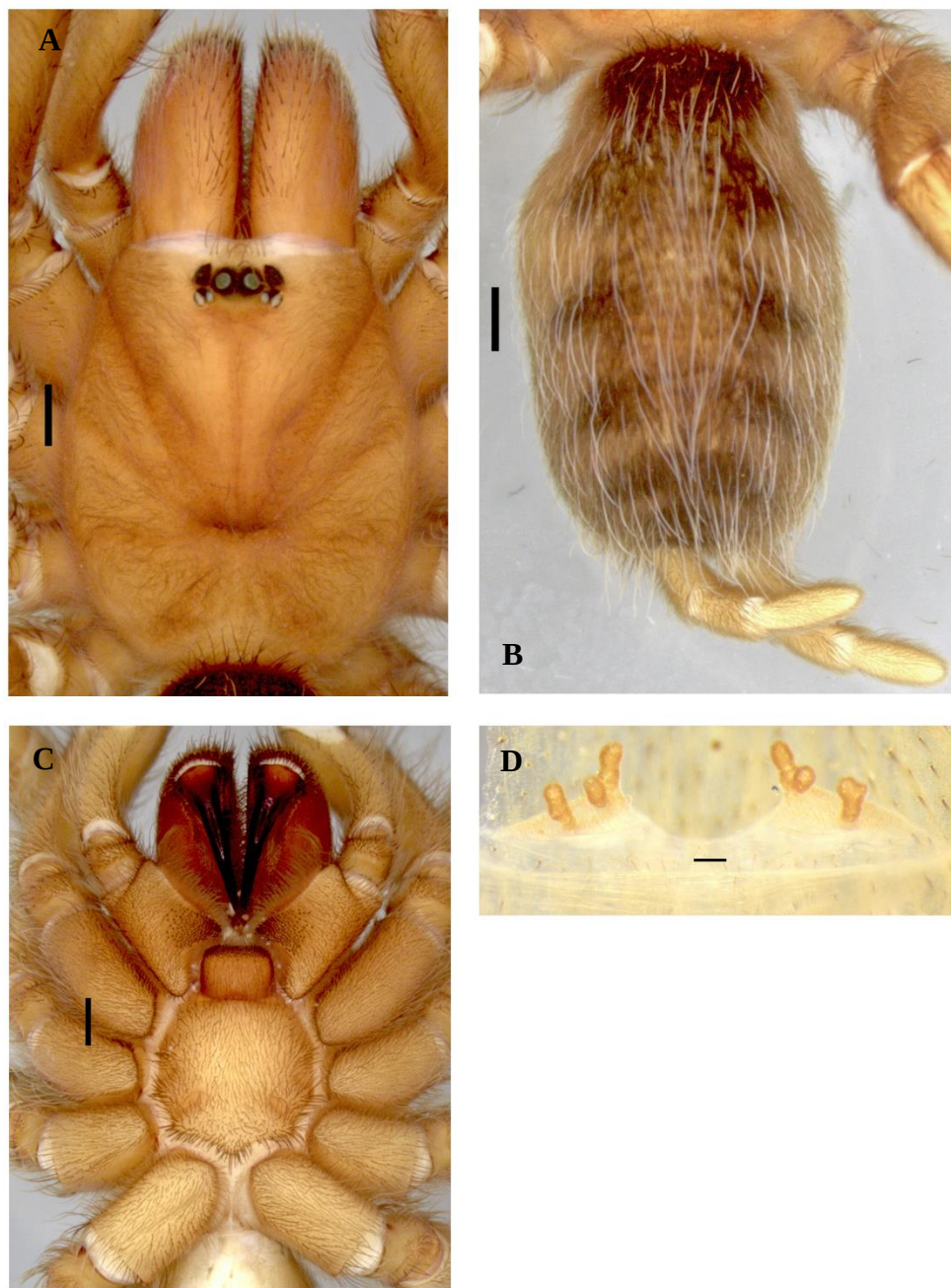


Figura 100. Fêmea. *Guyruita metallophila*. IBSP 178275. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm.

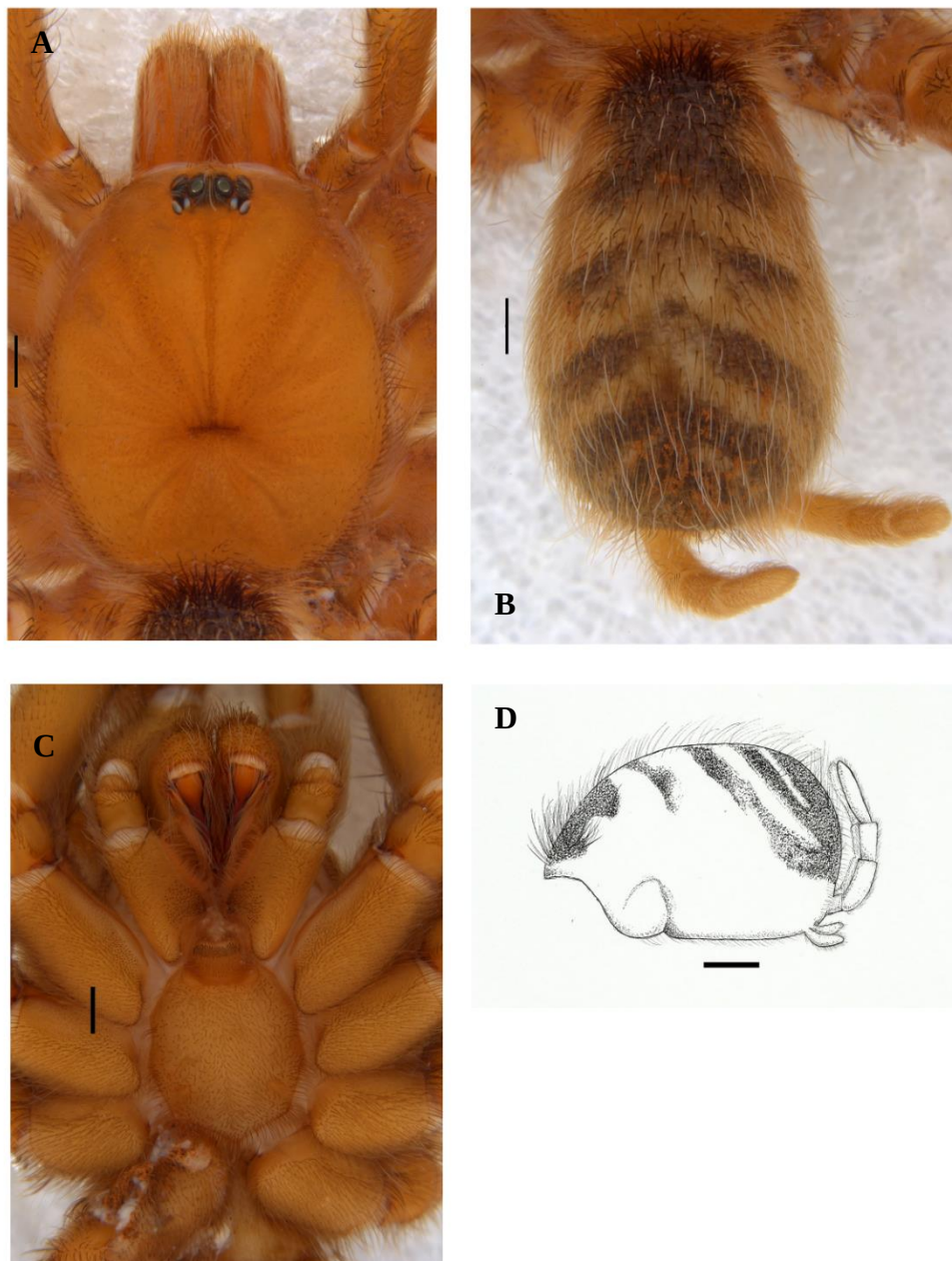


Figura 101. Macho. *Guyruita metallophila*. IBSP 174327. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, opistossoma, vista lateral. Escalas: A-D = 1 mm. Desenho D: Beatriz Garcia.

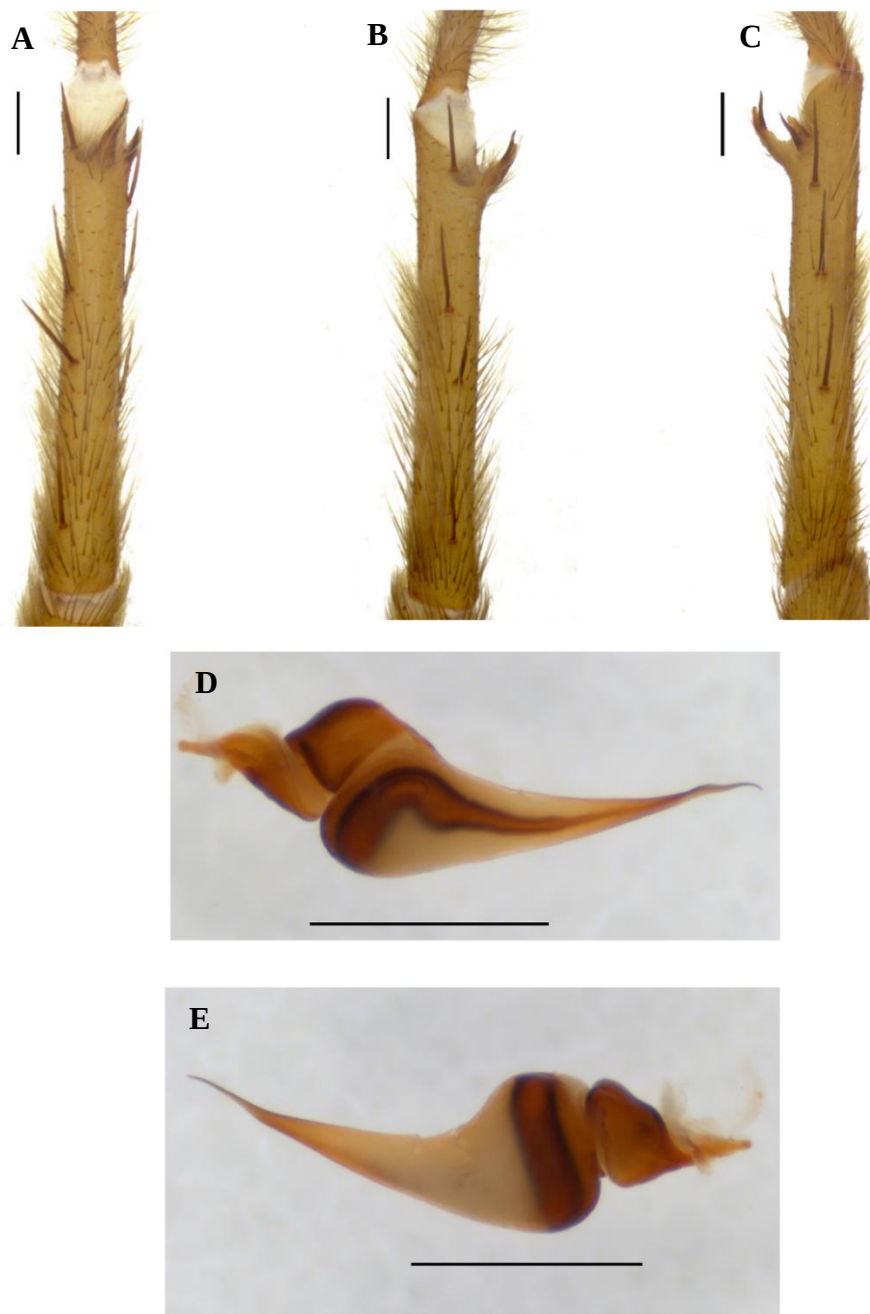


Figura 102. Macho. *Guyruita metallophila*. IBSP 174327. (A-C) Apófise tibial direita. A, vista ventral. B, vista retrolateral. C, vista prolateral. (D-E). Bulbo esquerdo. D, vista prolateral. E, vista retrolateral. Escalas: A-E = 1 mm.

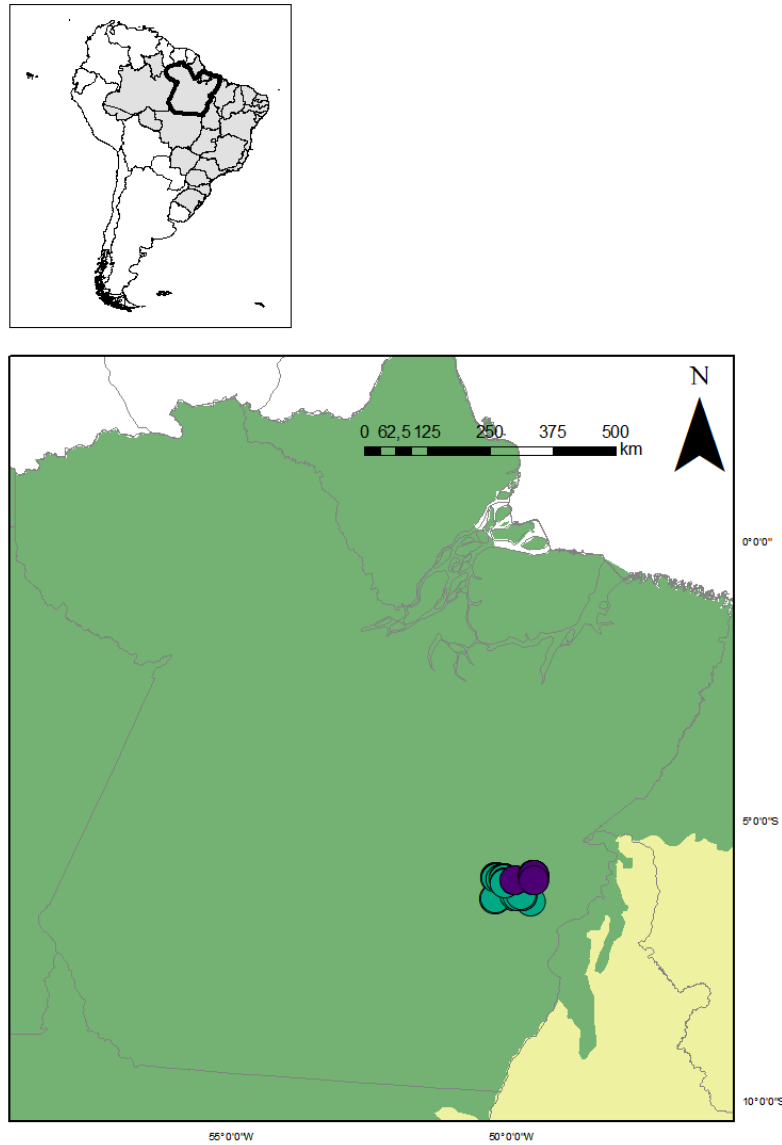


Figura 103. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Guyruita metallophila* na literatura para o meio hipógeo (círculo roxo) e novos registros para este meio (círculo verde).

THERAPHOSINAE Thorell, 1870.

***Acanthoscurria* Ausserer, 1871**

***Acanthoscurria geniculata* (C. L. Koch, 1841)**

(Figuras 104 e 105)

Mygale geniculata C. L. Koch 1841: 43, fig. 718.

Acanthoscurria geniculata: Simon, 1892: 158; F. O. P. Cambridge, 1896: 737, pl. 34, fig. 17; Mello-Leitão, 1923: 283; Schiapelli & Gerschman, 1979: 293, figs 15-16; Bertani, 2001: 325, figs 45-47; Paula et al., 2014: 64, figs 1–13.

Acanthoscurria transamazonica Piza, 1972: 99, fig. 1; Paula et al., 2014: 64, figs 1–13 (sin.).

Material examinado: Brasil. **Pará.** Curionópolis: Caverna SL-61, 5°58'47.464"S 49°37'20.957"W, 10.I.2011, Col. Carste, 1♂, (ISLA 15.190).

Distribuição: Brasil, estados do Mato Grosso, Pará, Roraima, Rondônia (Figura 106).

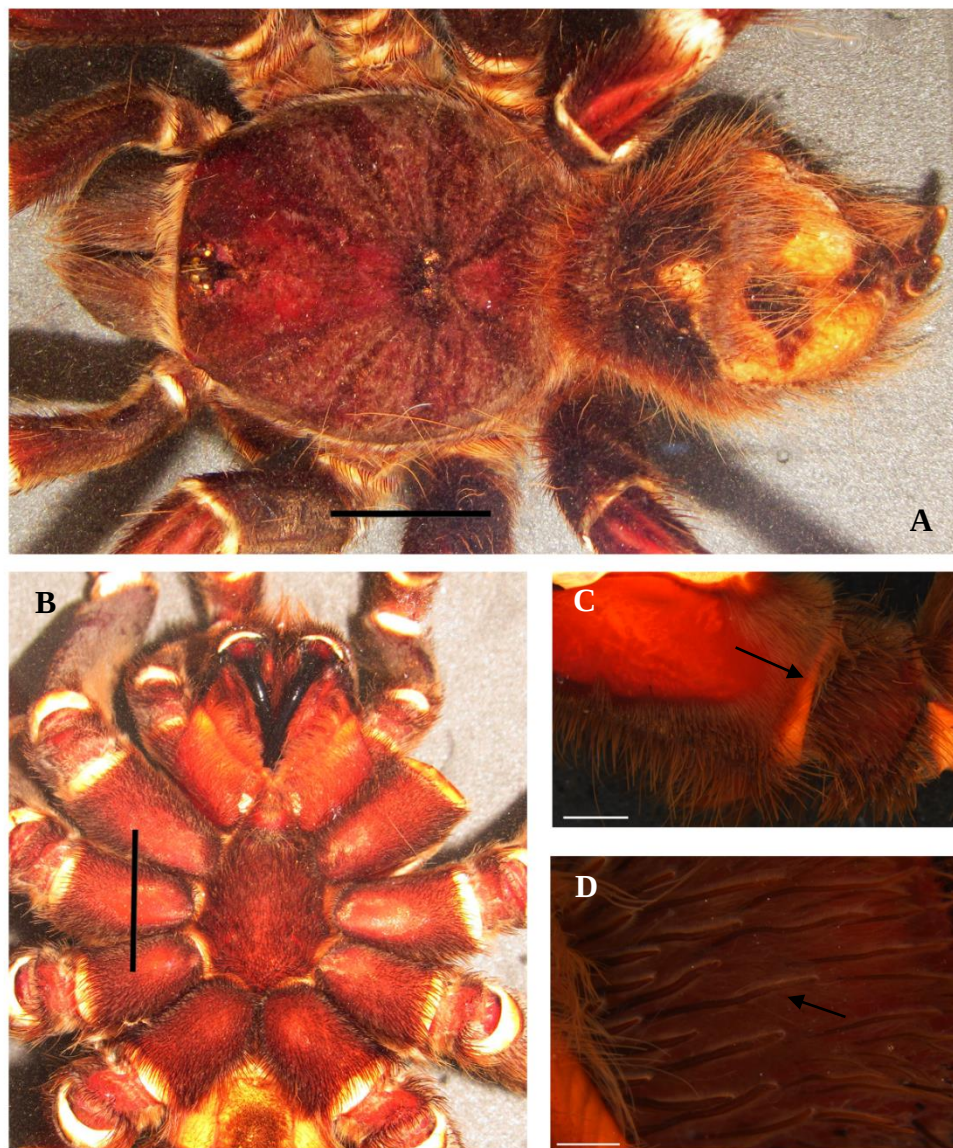


Figura 104. Macho. *Acanthoscurria geniculata*. ISLA 15.190. (A-D) A, prossoma e opistossoma, vista dorsal. B, prossoma, vista ventral. C, trocanter da perna I, seta indicando cerdas estridulatórias, vista prolateral. D, seta indicando cerda estridulatória. Escalas: A-B = 5 mm. C = 2 mm. D = 0,5 mm. Fotos C-D: Arthur Galleti Lima.

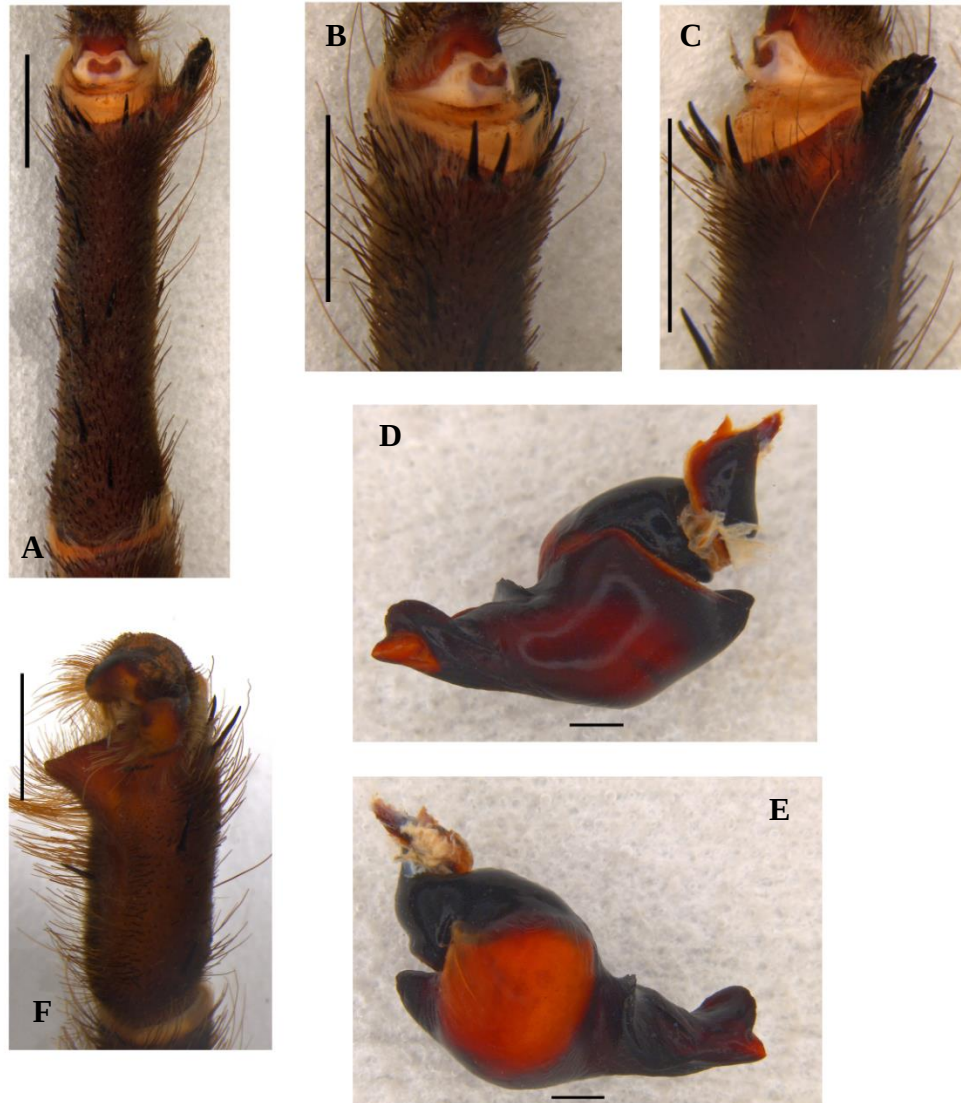


Figura 105. Macho. *Acanthoscurria geniculata*. ISLA 15.190. (A-C) Apófise tibial direita. A, vista ventral. B, vista retrolateral. C, vista prolateral. (D-E) Bulbo direito. D, vista prolateral. E, vista retrolateral. F, címbio direito. Escalas: A-C e F = 5 mm. D-E = 1 mm.

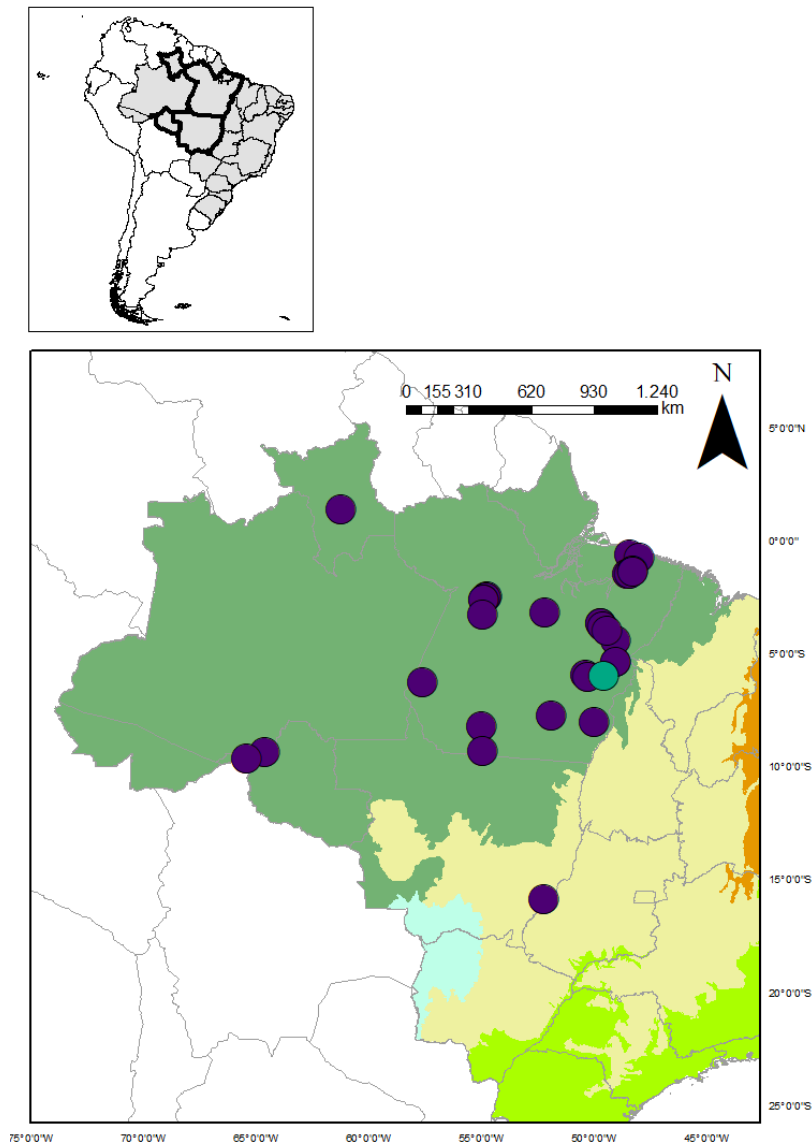


Figura 106. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Acanthoscurria geniculata* na literatura para o meio epígeo (círculo roxo) e hipógeo (círculo verde) (examinado).

***Acanthoscurria gomesiana* Mello-Leitão, 1923**

(Figura 107)

Acanthoscurria gomesiana Mello-Leitão, 1923: 306, figs 51-55, 167; Schiapelli & Gerschman, 1964: 411, pl. III, figs 4-9; Gonzalez-Filho et al., 2012: 2, figs 1a-d, 2a-f, 5a-f.

Phormictopus pheopygus Mello-Leitão, 1923: 273, figs 150-152.

Acanthoscurria pheopygus: Lucas, 1983: 350 (sin.).

Acanthoscurria violacea Mello-Leitão, 1923: 292, fig. 182; Schiapelli & Gerschman, 1964: 415, pl. III, figs 19-21; Gonzalez-Filho et al., 2012: 2 (sin.).

Cyrtopholis zorodes Mello-Leitão, 1923: 143; Gargiulo, Brescovit & Lucas, 2018: 45 (sin.).

Acanthoscurria pugnax Vellard, 1924: 142, pl. 8, fig. 34; Gonzalez-Filho et al., 2012: 2 (sin.).

Acanthoscurria aurita Piza, 1939: 5, figs 2-3; Gonzalez-Filho et al., 2012: 2 (sin.).

Material examinado: Brasil. **Goiás**. Mambaí: Gruta da Tarimba, 14°24.738'S 46°10.506'W, id. G. F. Rossi, 28.X.2012, M. E. Bichuette; J. E. Gallão; D. M. von Shimonsky; C. S. Fernandes, 1j, (LES0004309). **Minas Gerais**. Monjolos: Toca do Geraldo, 18°16'43.31"S 44°06'10.96"W, id. G. F. Rossi, 08.VII.2014, R. Fonseca-Ferreira; M. E. Bichuette; J. E. Gallão, 1j, (LES).

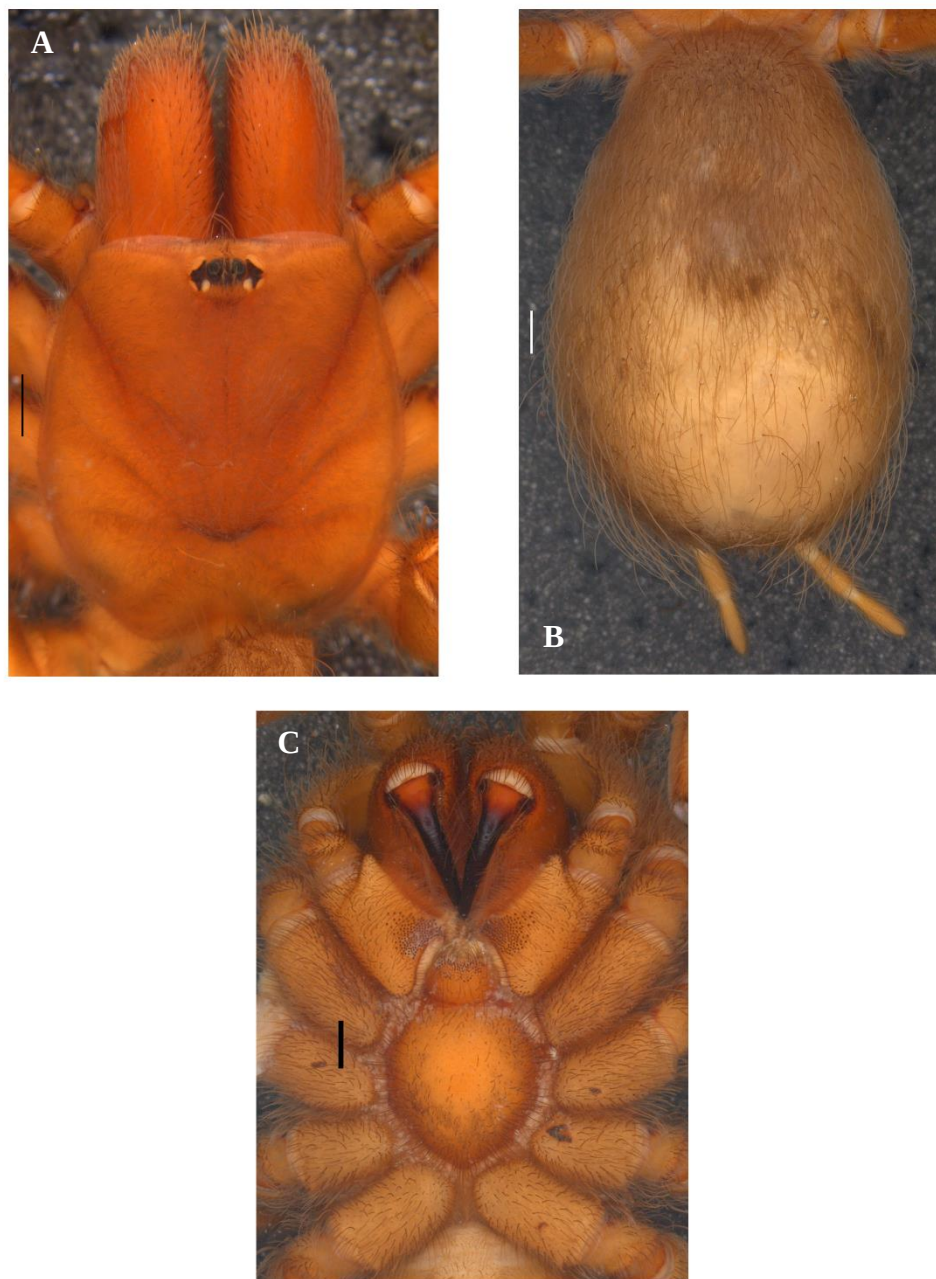


Figura 107. Jovem *Acanthoscurria gomesiana*. (LES). (A-C) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. Escalas: A-C = 1 mm.

Nota: Alguns exemplares da espécie possuem o esterno estufado. Há novos registros de ocorrência para o meio epígeo: Material examinado: Brasil. **Goiás.** Mambaí: id. G. F. Rossi,

30.IV.2013, Bichuette; Gallão; Schimonsky, 2j, (LES); mesmos dados, 29.IV.2013, Bichuette; Gallão; Schimonsky, 1j, (LES). **Minas Gerais.** Montes Claros: id. G. F. Rossi, III.2016, 1j, (LES).

Distribuição: Brasil, estados de Goiás, Minas Gerais, São Paulo (Figura 108).

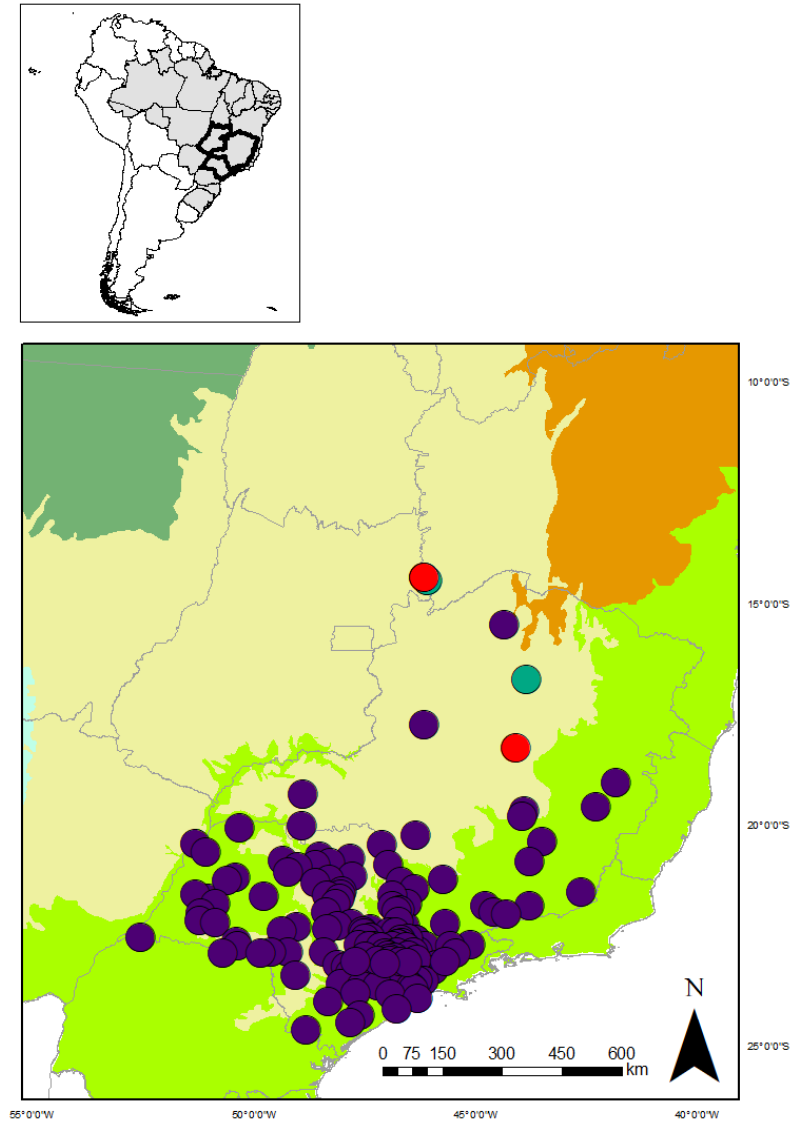


Figura 108. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Acanthoscurria gomesiana* literatura (círculo roxo). Registros novos, círculo verde – meio epígeo e círculo vermelho – meio hipógeo, sendo estes inéditos.

Acanthoscurria aff. tarda

(Figura 109)

Material examinado: Brasil. **Tocantins**. Dianópolis: Gruta Mojadores, 11°38'45.020"S 46°43'28.819"W, id. G. F. Rossi, 12.XI.2012, 1♀, (ISLA 46. 988) (Figura 110).

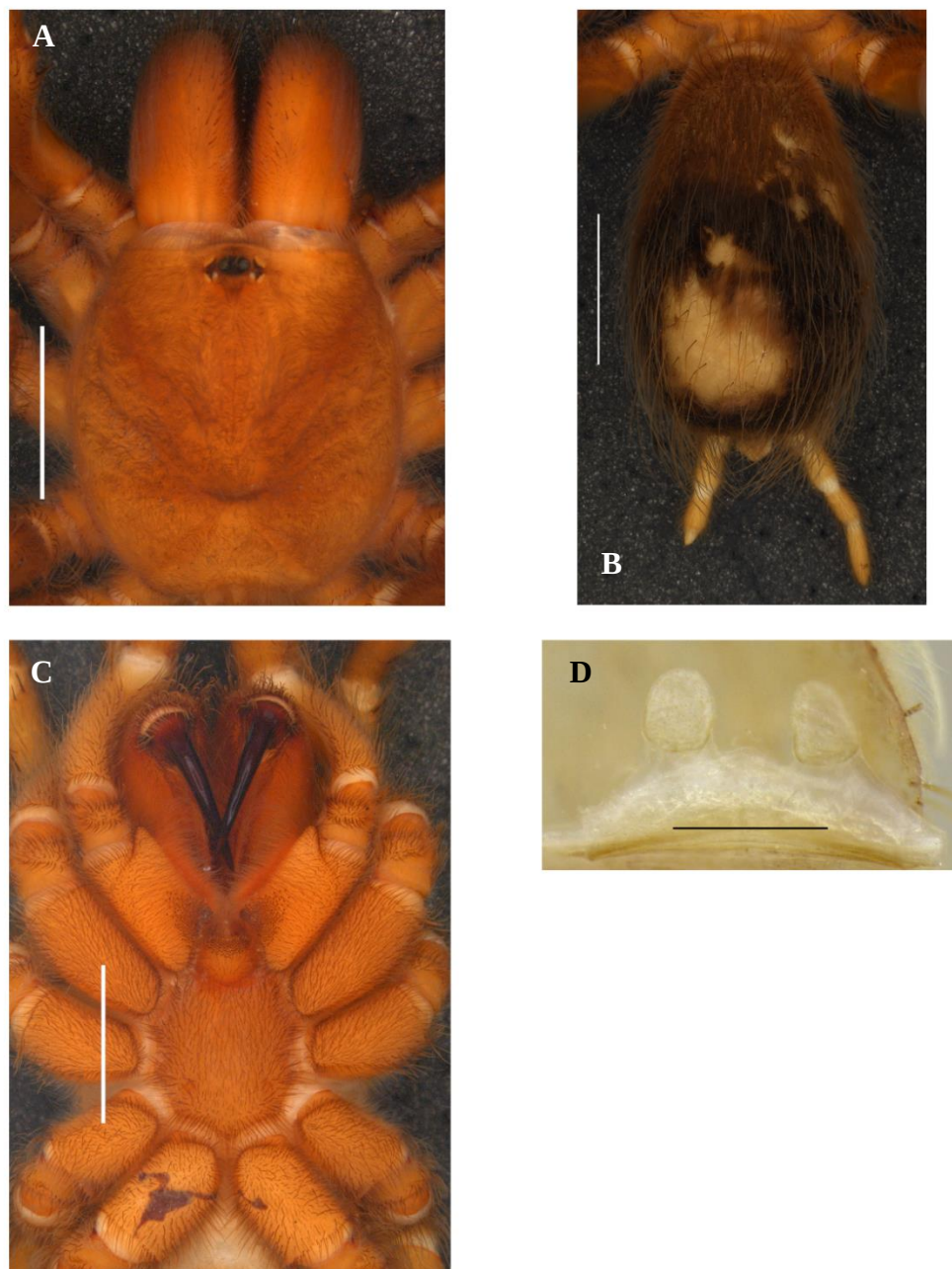


Figura 109. Fêmea. *Acanthoscurria* aff. *tarda*. ISLA 46.988. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-C = 5 mm. D = 0,5 mm.

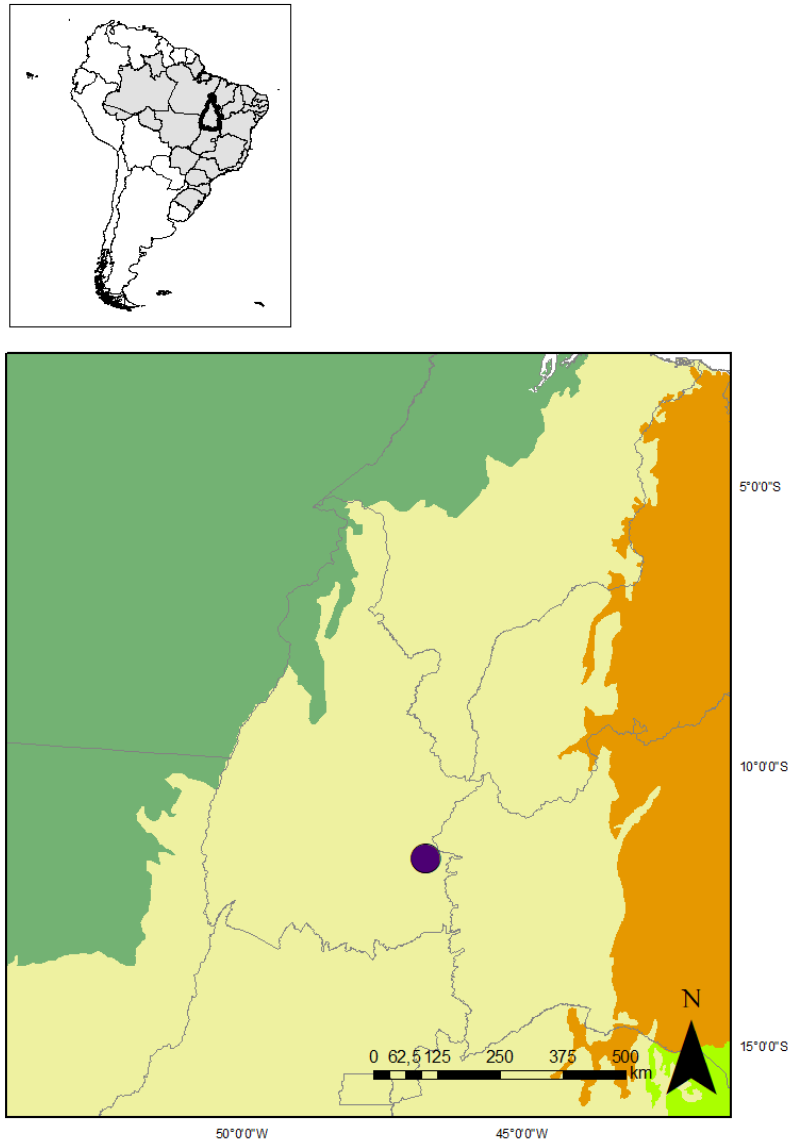


Figura 110. Mapa mostrando registro de ocorrência de *Acanthoscurria* aff. *tarda* para o meio hipógeo (círculo).

Nota: Foram observados jovens de *Acanthoscurria* sp. para: Brasil. **Minas Gerais.** Conceição do Mato Dentro: Caverna SPT-0586, 19°10'22.998"S 43°15'51.764"W, id. G. F. Rossi, 16-26.I.2017, Eq. Carste, 1j, (IBSP 196098). Itacarambi: Gruta Olhos D'Água, 15°6'49.320"S 44°10'10.560"W, id. G. F. Rossi, 23.X.2013, M. E. Bichuette; B. G. O. Monte; C. S. Fernandes, 1j, (LES0004504). Monjolos: Toca do Geraldo, 18°16'43.31"S 44°06'10.96"W, id. J. P. L. Guadanucci, 05-12.IX.2013, R. Fonseca-Ferreira; M. E. Bichuette; J. E. Gallão, 2j, (LES). **Pará.**

Curionópolis: Caverna SL-44, 5°58'53.767"S 49°38'8.124"W, id. G. F. Rossi, 28.I.2011, Col. Carste, 1j, (ISLA 47.019). Parauapebas: Caverna N4E_0057 (GEM-1112), 6°1'56.546"S 50°9'49.000"W, 19.II-04.III.2010, R. Andrade; I. Cizauskas et al. col., 1j, (IBSP 176106) (Figura 111).

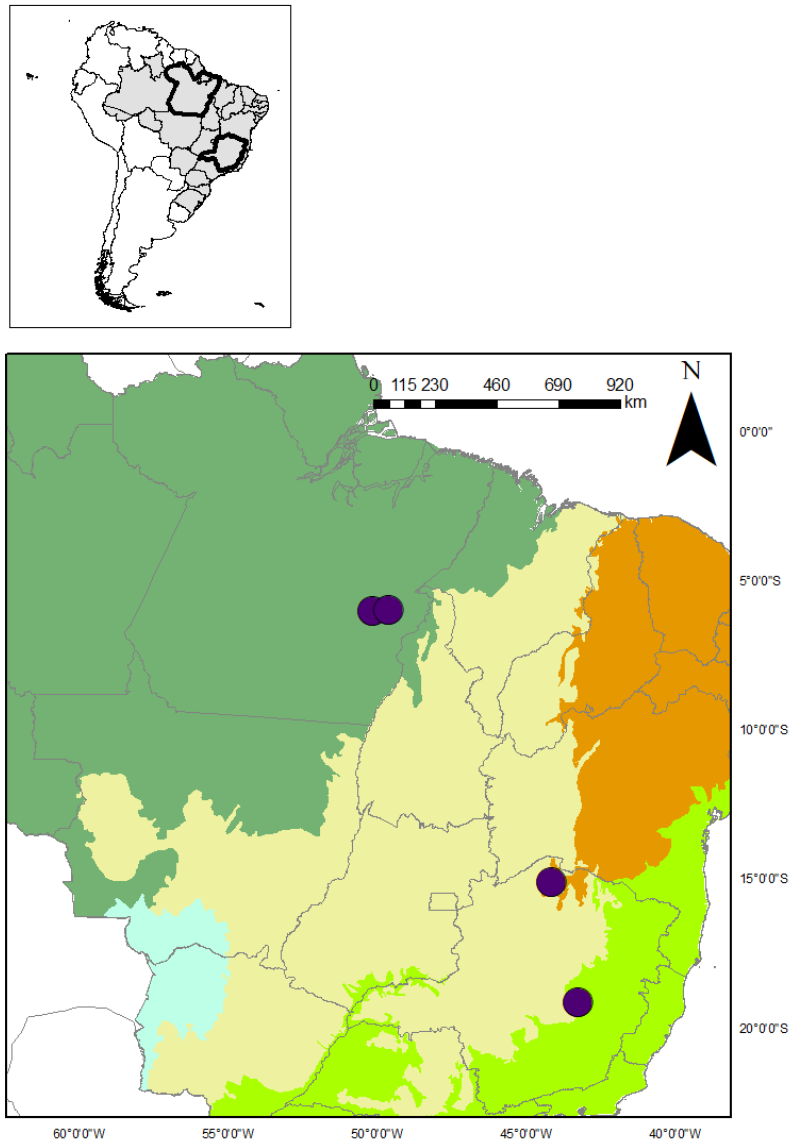


Figura 111. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Acanthoscurria* sp. para meio hipógeo (círculo).

***Catanduba* Yamamoto, Lucas & Brescovit, 2012**

***Catanduba peruacu* Yamamoto, Lucas & Brescovit, 2012**

(Figuras 112 e 113)

Catanduba peruacu Yamamoto, Lucas & Brescovit, 2012: 11, figs 5A-F, 11C-D.

Material examinado: Brasil. **Tocantins**. Dianópolis: Toca da Onça, 11°38'33.000"S 46°42'22.680"W, id. G. F. Rossi, 14.XI.2012, 1♂, (ISLA 46.989) (Figura 114).

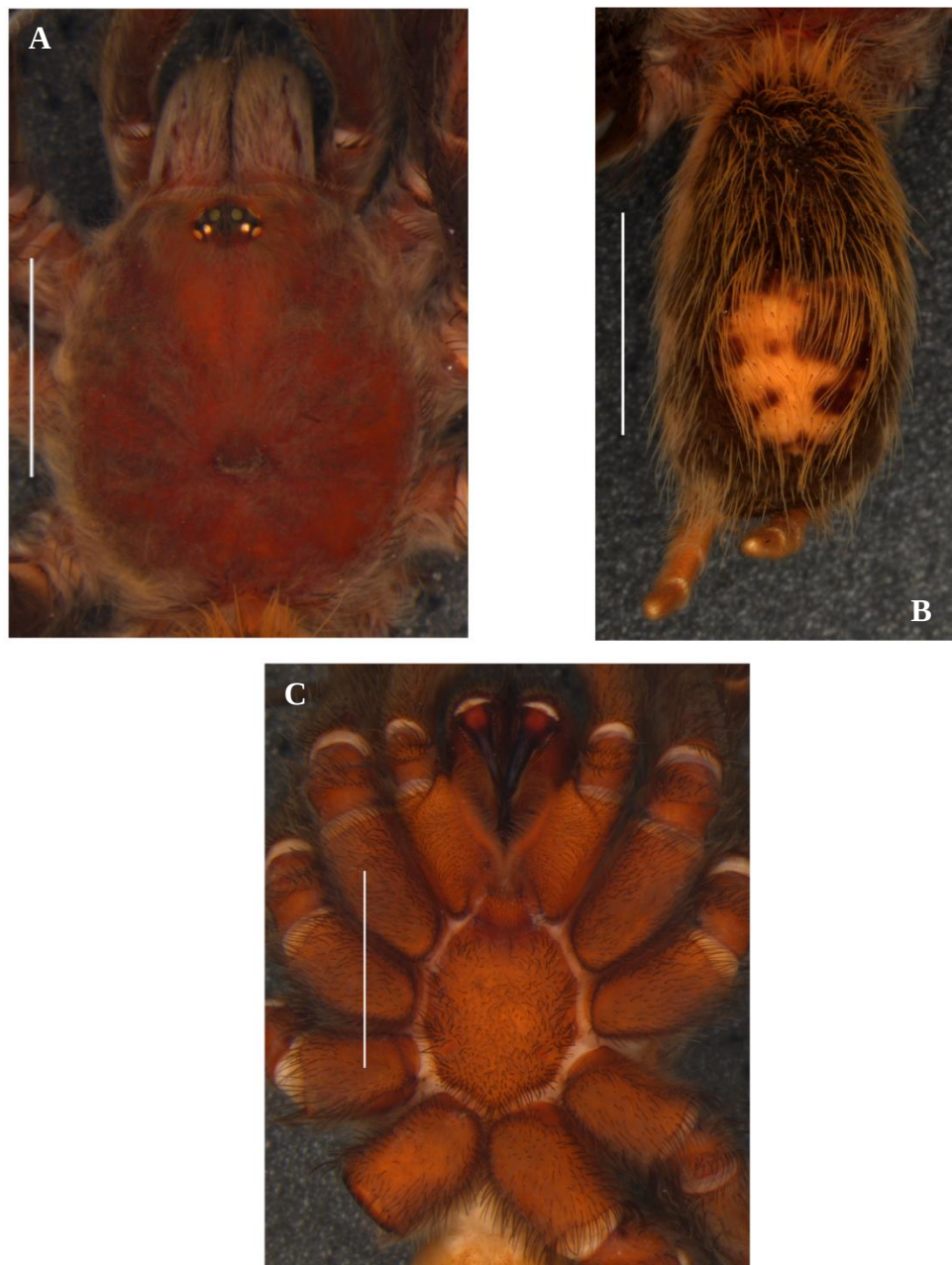


Figura 112. Macho. *Catanduba peruacu*. ISLA 46.989. (A-C) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. Escalas: A-C = 5 mm.

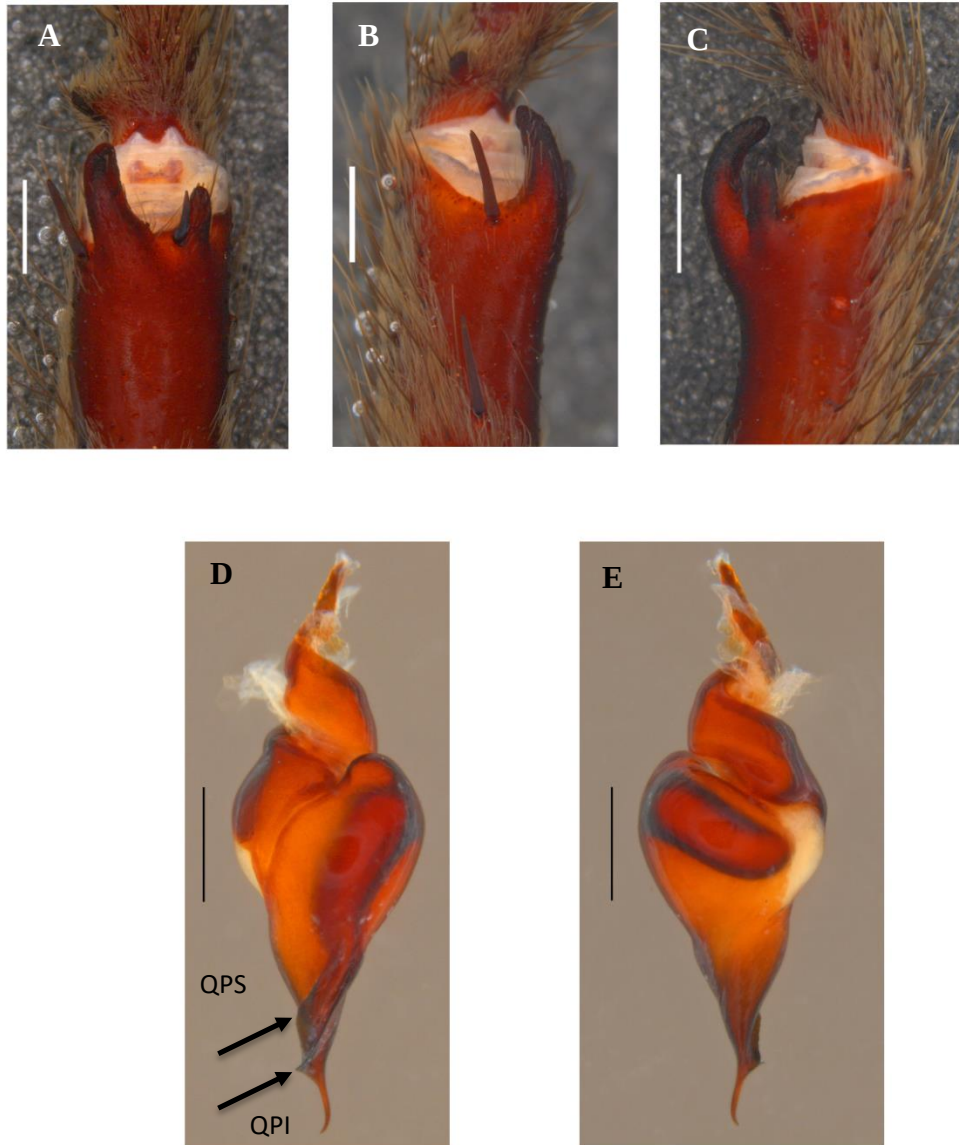


Figura 113. Macho. *Catanduba peruacu*. ISLA 46. 989. (A-C) Apófise tibial direita. A, vista ventral. B, vista retrolateral. C, vista prolateral. (D-E) Bulbo direito. D, setas indicando quilha prolateral superior (QPS) e inferior (QPI), vista prolateral. E, vista retrolateral. Escalas: A-E = 1 mm.

Nota: Há novos registros de ocorrência para o meio epígeo. Material examinado: Brasil: **Bahia**. São Desidério: id. J. P. L. Guadanucci, X.2011, 1♂, (LES); mesmos dados, 03.XI.2012, Bichuette, Gallão, Zepon, Fernandes, 1♂, (LES).

Distribuição: Brasil, estado da Bahia, Minas Gerais, Tocantins (Figura 114).

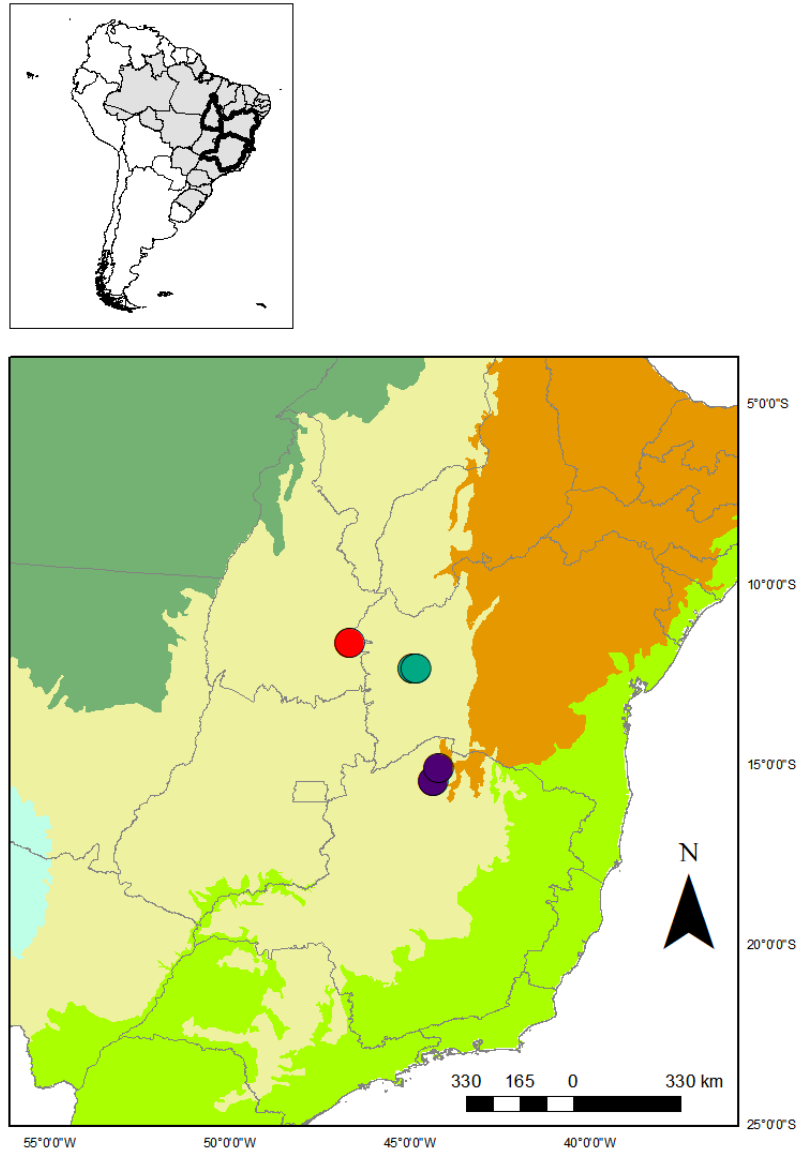


Figura 114. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Catanduba peruacu* literatura (círculo roxo). Registros novos, círculo verde – meio epígeo e círculo vermelho – meio hipógeo, sendo este inédito.

Nota: Foram observados indivíduos jovens aff. *Catanduba* sp. para: Brasil. **Minas Gerais.** Presidente Olegário: Lapa Zé de Sidinei, 18°18'7.578"S 46°5'42.288"W, id. G. F. Rossi, 09.IX.20, T. Zepon; L. P. A. Resende; L. A. Joaquim; M. E. Bichuette, 1j, (LES005565) (Figura 115).

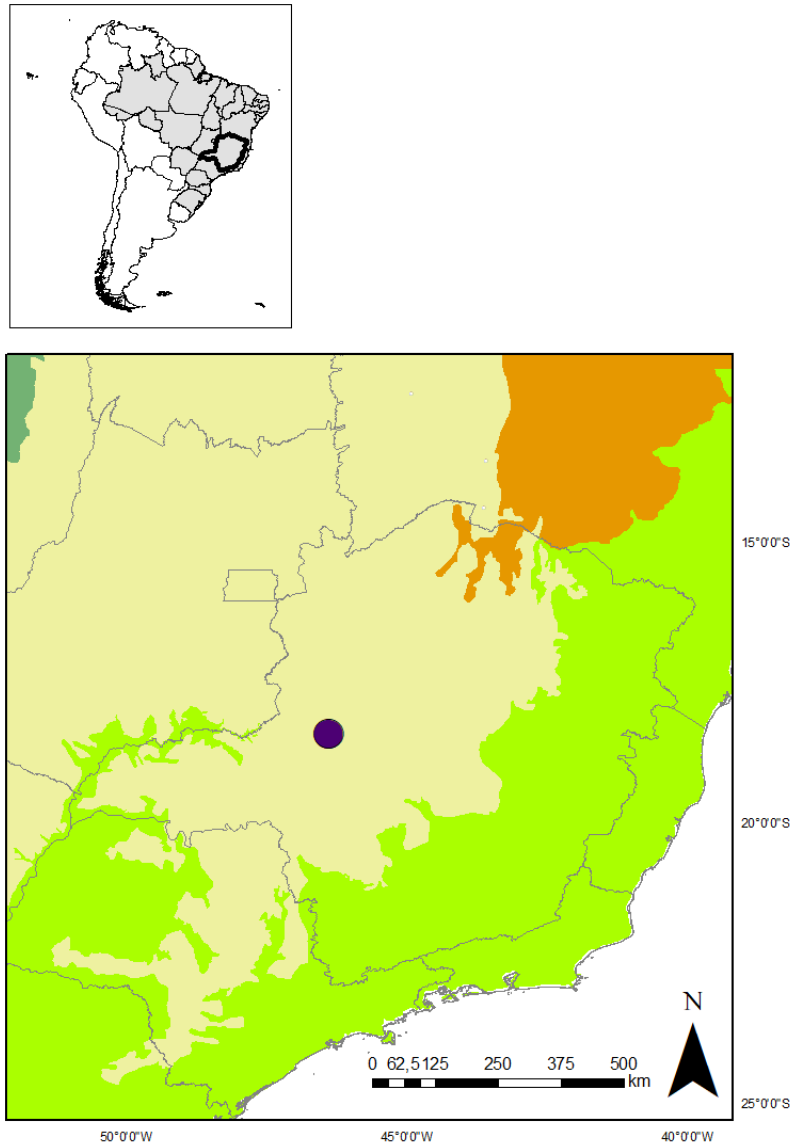


Figura 115. Mapa mostrando registro de ocorrência de aff. *Catanduba* para o meio hipógeo (círculo).

***Hapalopus* Ausserer, 1875**

***Hapalopus* sp. 1**

(Figura 116)

Material examinado: Brasil. **Ceará.** Santa Quitéria: Caverna QUI-02, 4°33'47.628"S 39°46'44.832"W, id. G. F. Rossi, Eq. Carste, 1♀, (IBSP 196094). **Pará.** Canaã dos Carajás: Caverna 38, 6°24'46.312"S 50°22'14.348"W, id. G. F. Rossi, 22-28.IX.2010, R. Andrade; I. Cizauskas et al.

col., 1♀, (IBSP 175351). Curionópolis: Caverna SL-04, 5°57'49.230"S 49°38'58.956"W, id. G. F. Rossi, 03.VII.2010, Col. Carste, 1j/1♀, (ISLA 47.018); Caverna SL-110, id. G. F. Rossi, 1♀, (ISLA 47.002).

Distribuição: Brasil, estados do Ceará e Pará (Figura 117).

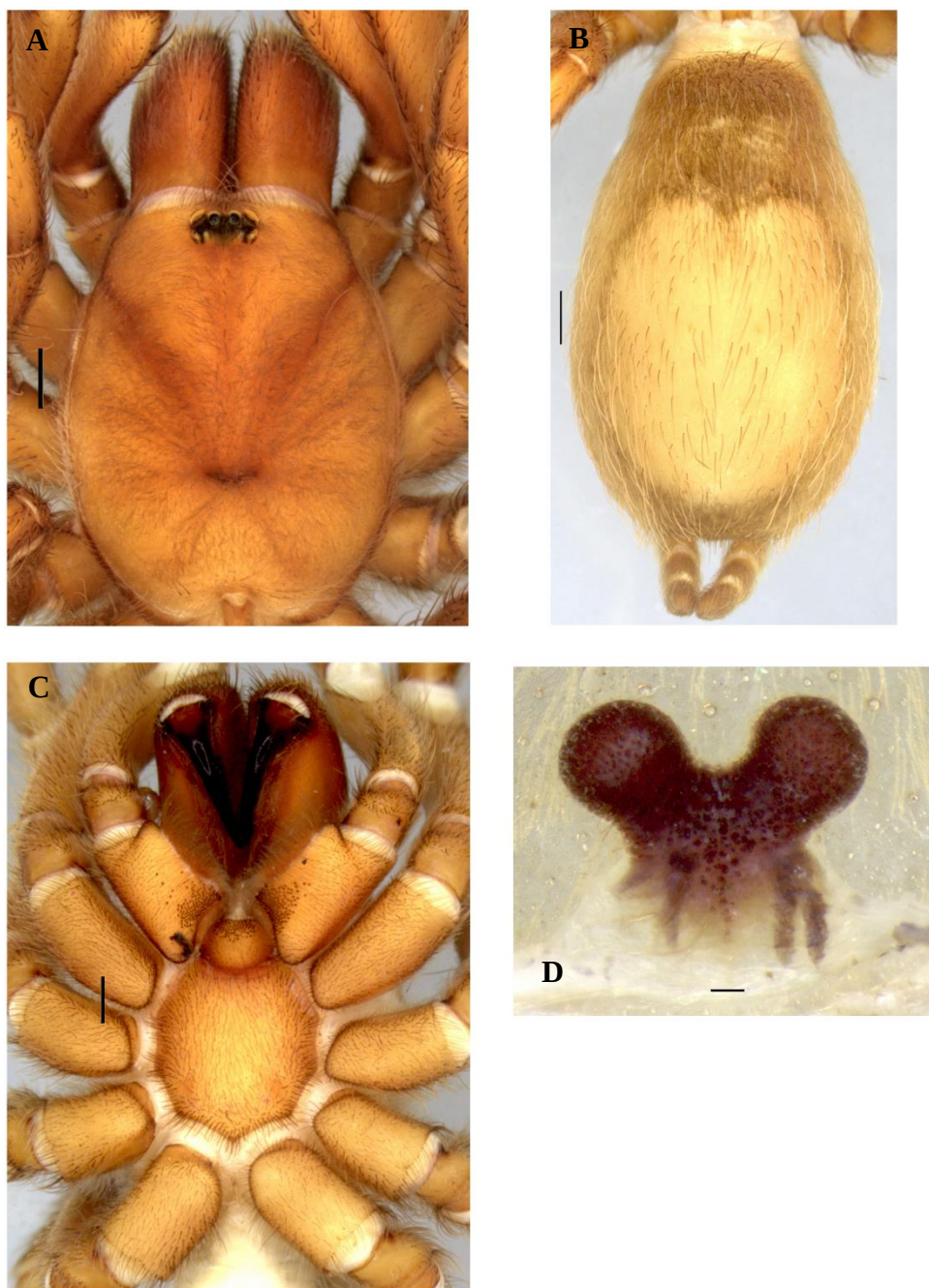


Figura 116. Fêmea. *Hapalopus* sp. 1. ISLA 47.018. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm.

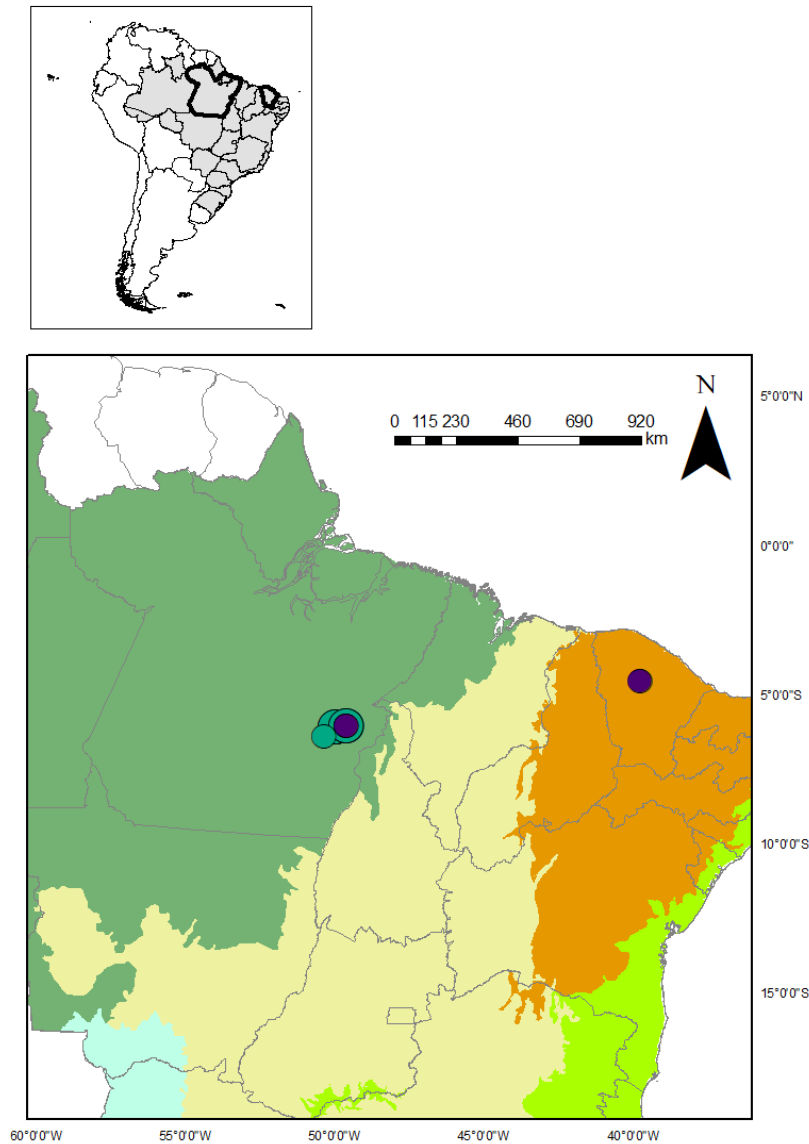


Figura 117. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Hapalopus* sp. 1 na literatura para o meio hipógeo (círculo verde) (examinado) e novos registros para este meio (círculo roxo).

***Hapalopus serrapelada* Fonseca-Ferreira, Zampaulo & Guadanucci, 2017**

(Figura 118)

Hapalopus serrapelada Fonseca-Ferreira, Zampaulo & Guadanucci, 2017: 186, figs 13-25.

Material examinado: Brasil. **Pará.** Parauapebas: Caverna N8_0017 (GEM-1818), 6°10'5.980"S 50°9'25.622"W, id. G. F. Rossi, 02-29.IV.2015, Carste et al., 1♀, (IBSP 196102).

Distribuição: Brasil, estado do Pará (Figura 119).



Figura 118. Fêmea. *Hapalopus serrapelada*. IBSP 196102. (A-E) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, seta indicando ápice côncavo, vista dorsal. E, opistossoma, vista lateral. Escalas: A-C e E = 2 mm. D = 0,2 mm.

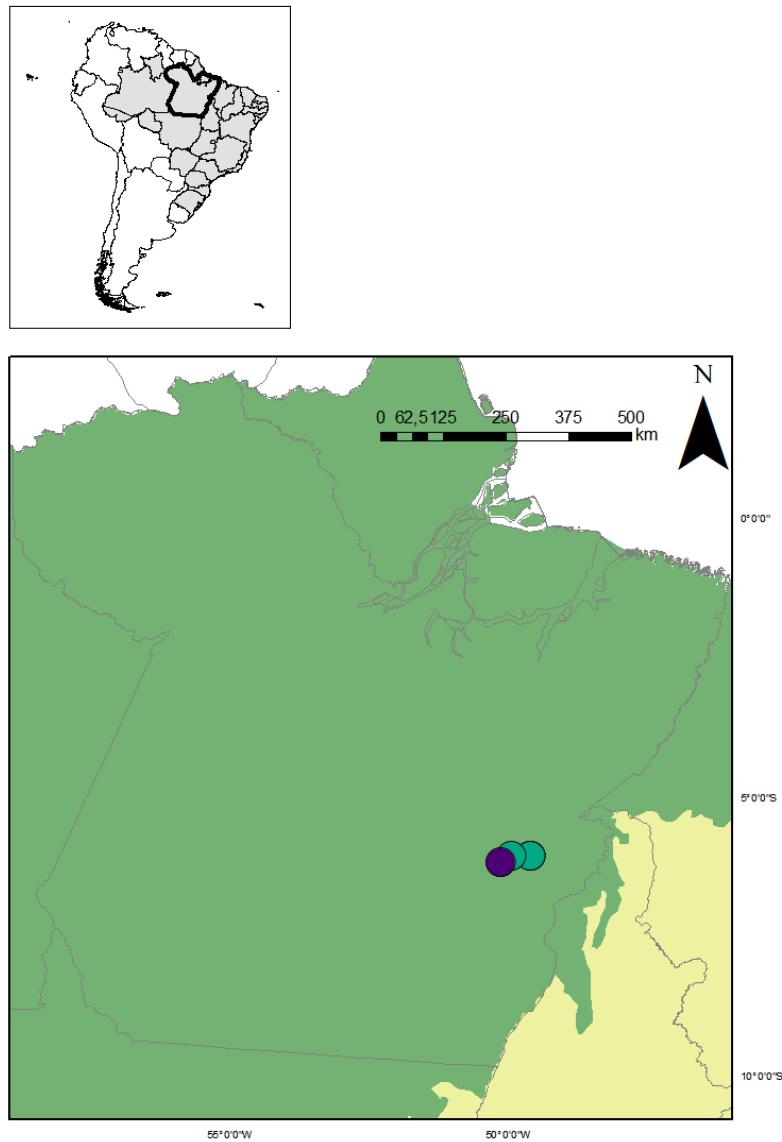


Figura 119. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Hapalopus serrapelada* na literatura para o meio hipógeo (círculo verde) e novo registro para este meio (círculo roxo).

Lasiadora C. L. Koch, 1850

Lasiadora sp. 1

(Figura 120)

Material examinado: Brasil. **Bahia.** Jandaíra: Gruta da Aroeira, id. G. F. Rossi, 1j, (ISLA 46. 980). **Ceará.** Araripe: Gruta do Brejinho, 7°13'48.7921"S 39°59'48.559"W, id. G. F. Rossi,

VIII.2017, 1♀, (ISLA 46. 975). **Rio Grande do Norte.** Jandaíra: Gruta do Caldeirões, 5°22'11"S 36°2'11"W, id. G. F. Rossi, 28/V-04.VI.2013, D. F. Candiani, 1j, (IBSP 182700) (Figura 126).

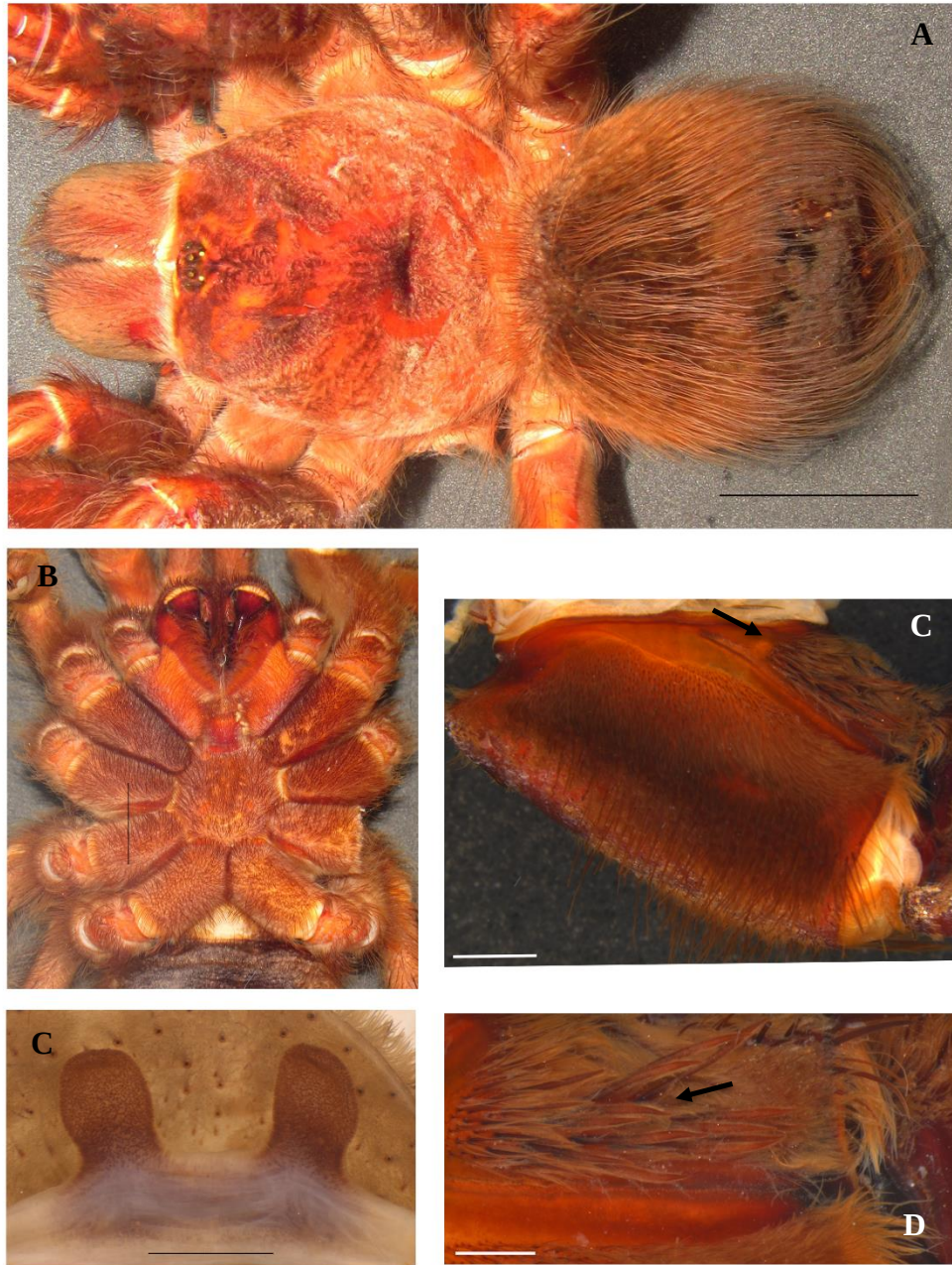


Figura 120. Fêmea. *Lasiodora* sp. 1. ISLA 46.975. (A-E) A, prossoma e opistossoma, vista dorsal. B, prossoma, vista ventral. C, espermateca, vista dorsal. D, coxa da perna I, seta indicando cerdas estridulatórias, vista prolateral. E, seta indicando cerda estridulatória. Escalas: A-B = 5 mm. C = 1mm. D = 2mm. E = 0,5 mm. Fotos D-E: Arthur Galleti Lima.

***Lasiadora* sp. 2**

(Figura 121)

Material examinado: Brasil. **Bahia.** Iraquara: Lapa Doce III, id. G. F. Rossi, 16.V.1998, E. Trajano, 1♀, (LES000007019). **Minas Gerais.** Cordisburgo: Toca da Onça, 19°7'8.476"S 44°21'8.996"W, id. G. F. Rossi, 19.V.2010, 1♀, (ISLA 46. 993) (Figura 126).

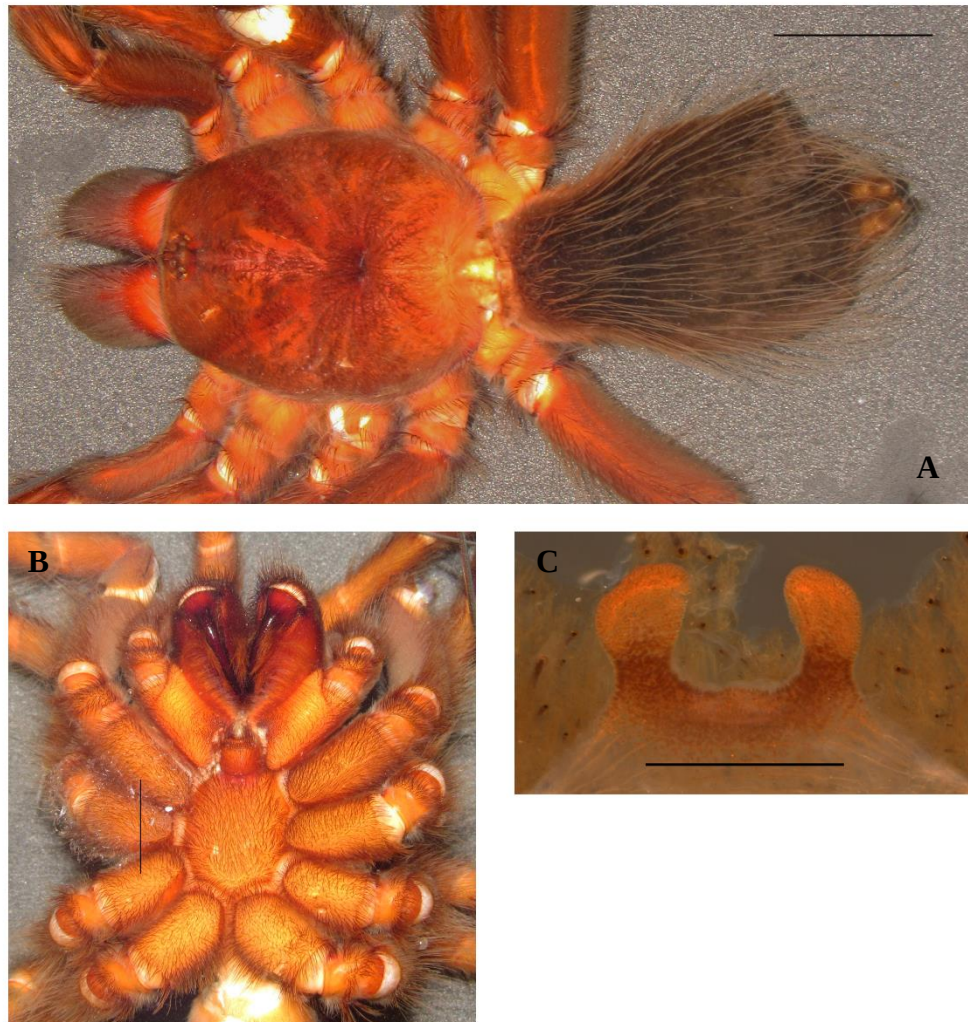


Figura 121. Fêmea. *Lasiadora* sp. 2. ISLA 46.993. (A-C) A, prossoma e opistossoma, vista dorsal. B, prossoma, vista ventral. C, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-B = 5 mm. C = 1 mm.

***Lasiadora* sp. 3**

(Figuras 122 e 123)

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Monjolos: Lapa do Santo Antônio, id. G. F. Rossi, 22.II.2014, 1♂, (LES000008850); Pedro Leopoldo: HOLC-0013, 19°34'41.050"S 44°0'45.943"W, 04-20.III.2015, Eq. Carste, id. G. F. Rossi, 1♂, (IBSP 196111) (Figura 126).

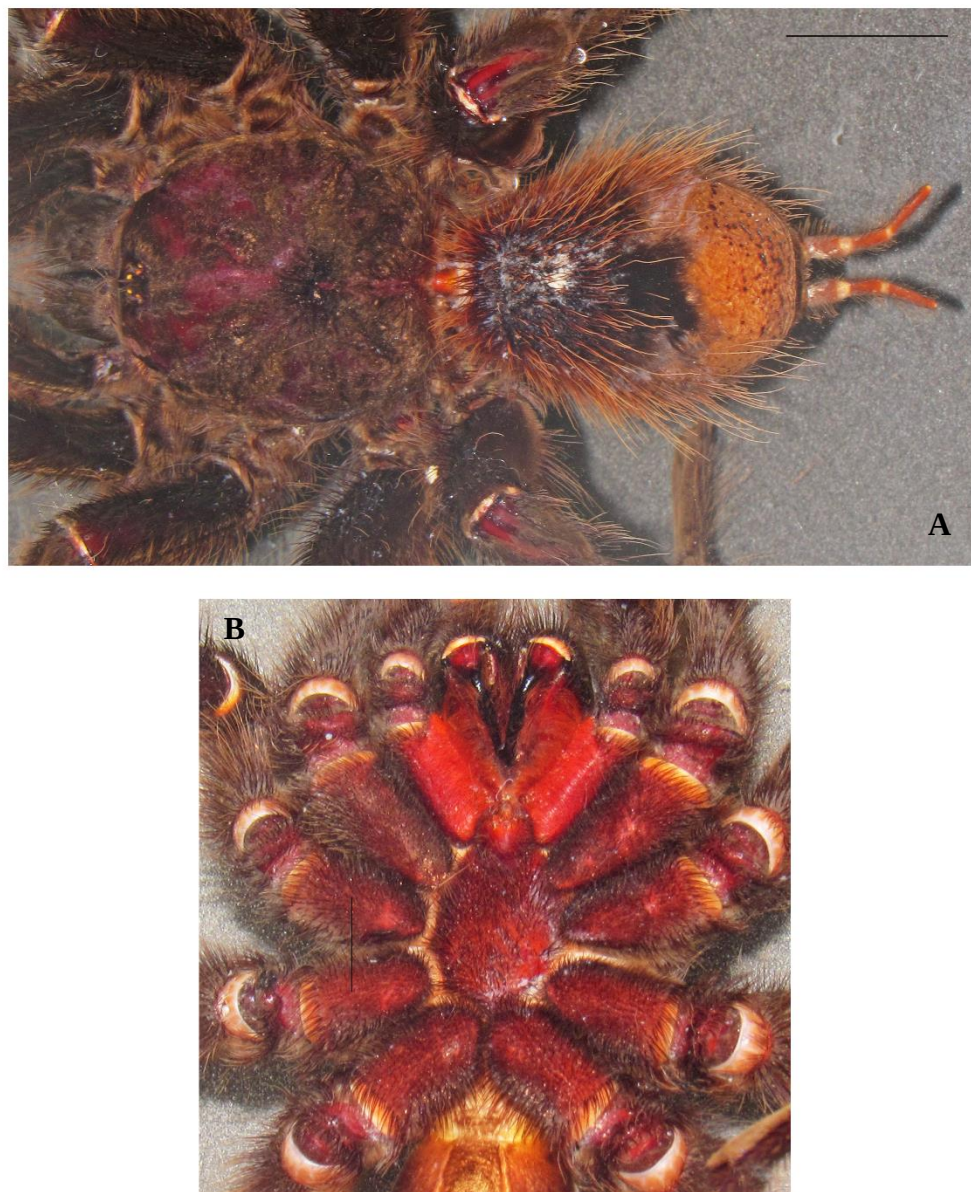


Figura 122. Macho. *Lasiodora* sp. 3. LES000008850. (A-B) A, prossoma e opistossoma, vista dorsal. B, prossoma, vista ventral. Escalas: A-B = 5 mm.



Figura 123. Macho. *Lasiodora* sp. 3. LES000008850. (A-C) Apófise tibial direita. A, vista ventral. B, vista retrolateral. C, vista prolateral. (D-E) Bulbo direito. D, vista prolateral. E, vista retrolateral. Escalas: A-E = 1 mm.

***Lasiadora* sp. 4**

(Figura 124)

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais.** Matozinhos: Caverna MOC-18, 19°33'9.913"S 44°1'5.852"W, id. G. F. Rossi, 08-18.II.2017, F. P. Franco; C. A. R. Souza et al. col., 1♀, (IBSP 179790); Caverna MOC-118, 19°32'52.888"S 44°1'3.793"W, id. G. F. Rossi, 04-15.IV.2011, F. P. Franco; C. A. R. Souza et al. col., 1♀, (IBSP 179782). Pains: Caverna IM 17, 20°18'17"S 45°47'29"W, id. G. F. Rossi, 22.IV.2013, M. T. M. Souza col., 1j, (IBSP 184840). Prudente de Moraes: Gruta da Escrivânia I, id. G. F. Rossi, 14.VI.2015, F. Bondezan et al. col., 1?, (IBSP 188829) (Figura 126).

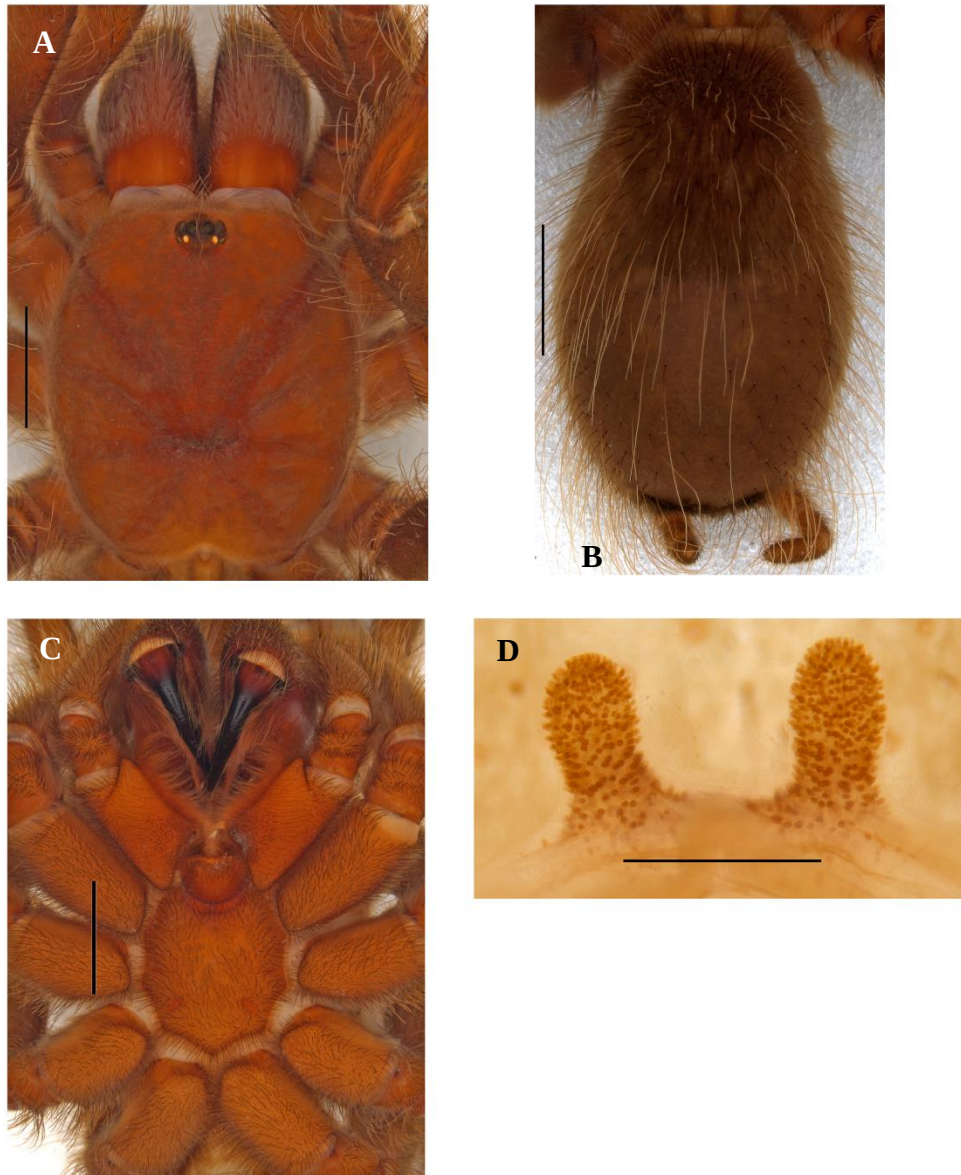


Figura 124. Fêmea. *Lasiadora* sp. 4 IBSP 179782. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca vista dorsal. Escalas: A-C = 5 mm. D = 0,5 mm.

Nota: Alguns pontos de ocorrência do gênero *Lasiadora* disponibilizados no artigo de Bertani (2001) apresentam um ponto de interrogação e por isso não foram colocados no mapa. São eles: **Mato Grosso:** Sinop. **Pará:** Irituia. **Paraná:** Araucária.

Distribuição: Brasil, estados do Alagoas, Bahia, Ceará, Espírito Santo, Goiás, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, Paraíba, Pernambuco, Rio de Janeiro, São Paulo (Figura 125).

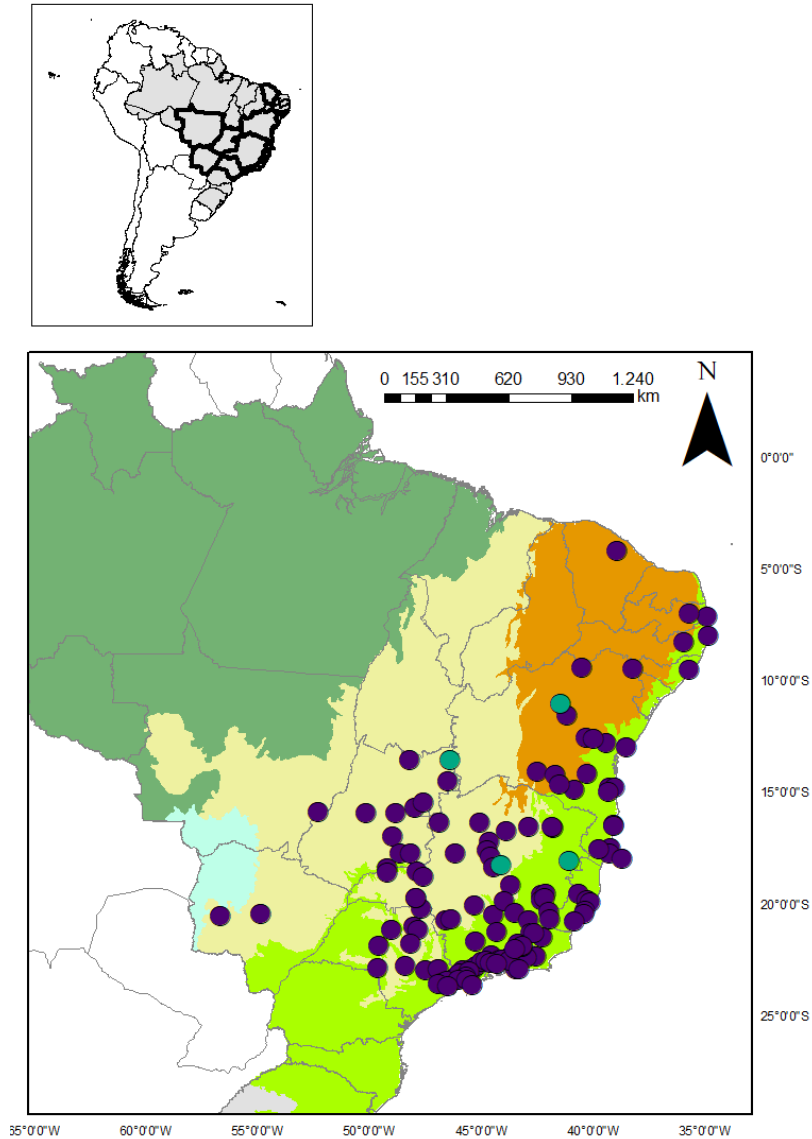


Figura 125. Mapa mostrando registros de ocorrência das espécies do gênero *Lasiodora* na literatura para o meio epígeo (círculo roxo) e hipógeo (círculo verde).

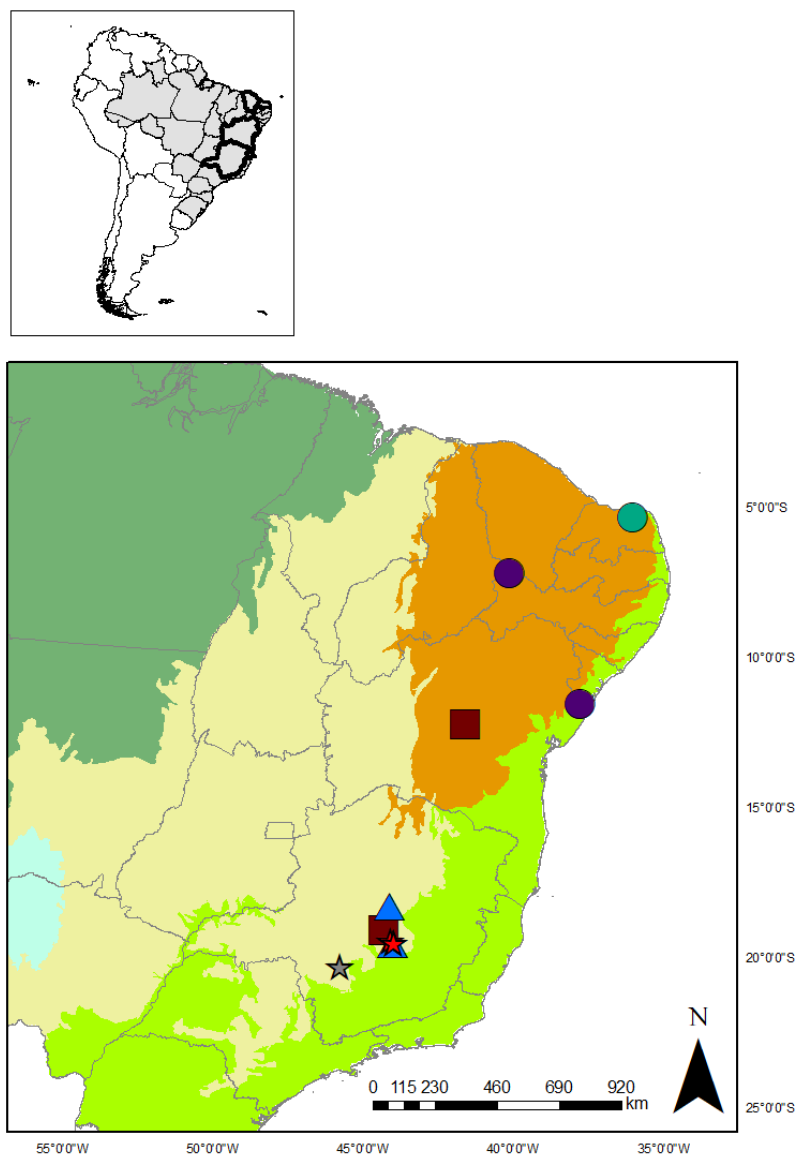


Figura 126. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Lasiadora* sp. 1 e *Lasiadora* sp. 4 na literatura para o meio hipógeo (círculo verde e estrela cinza, respectivamente) (examinados) e novos registros para este meio (círculo roxo e estrela vermelha, respectivamente). Registros de *Lasiadora* sp. 2 (quadrado) e *Lasiadora* sp. 3 (triângulo) para o meio hipógeo.

Nota: Foram observados jovens de *Lasiadora* sp. para: Brasil. **Bahia.** Campo Formoso: Toca da Barriguda, 10°08.440'S 40°51.138'W, id. G. F. Rossi, 1j, (ISLA 46.977); Toca da Boa Vista, 10°09.628'S 40°51.671'W, id. G. F. Rossi, 1j, (ISLA 46. 984); Toca do Calor de Cima, 10°8'26.412"S 40°50'55.266"W, id. G. F. Rossi, 1j, (ISLA 46. 983); Toca do Gonçalves, id. G. F.

Rossi, 1j, (ISLA 46. 981). Palmeiras: Gruta Ioio, id. G. F. Rossi, 1j, (ISLA 46. 979), mesmos dados, 1j, (ISLA 46. 982). São Desidério: Gruta Renatão, 12°26'39.401"S 44°56'27.506"W, id. G. F. Rossi, 1j, (LES 0004470). **Minas Gerais**. Matozinhos: Caverna ICMAT-05, id. G. F. Rossi, 1j, (IBSP 196089). Morro do Pilar: Caverna MP-16, id. G. F. Rossi, 1j, (IBSP 196090). **Rio Grande do Norte**. Baraúna: Gruta Furna Feia, id. G. F. Rossi, 1j, (ISLA 47. 024) (Figura 127).

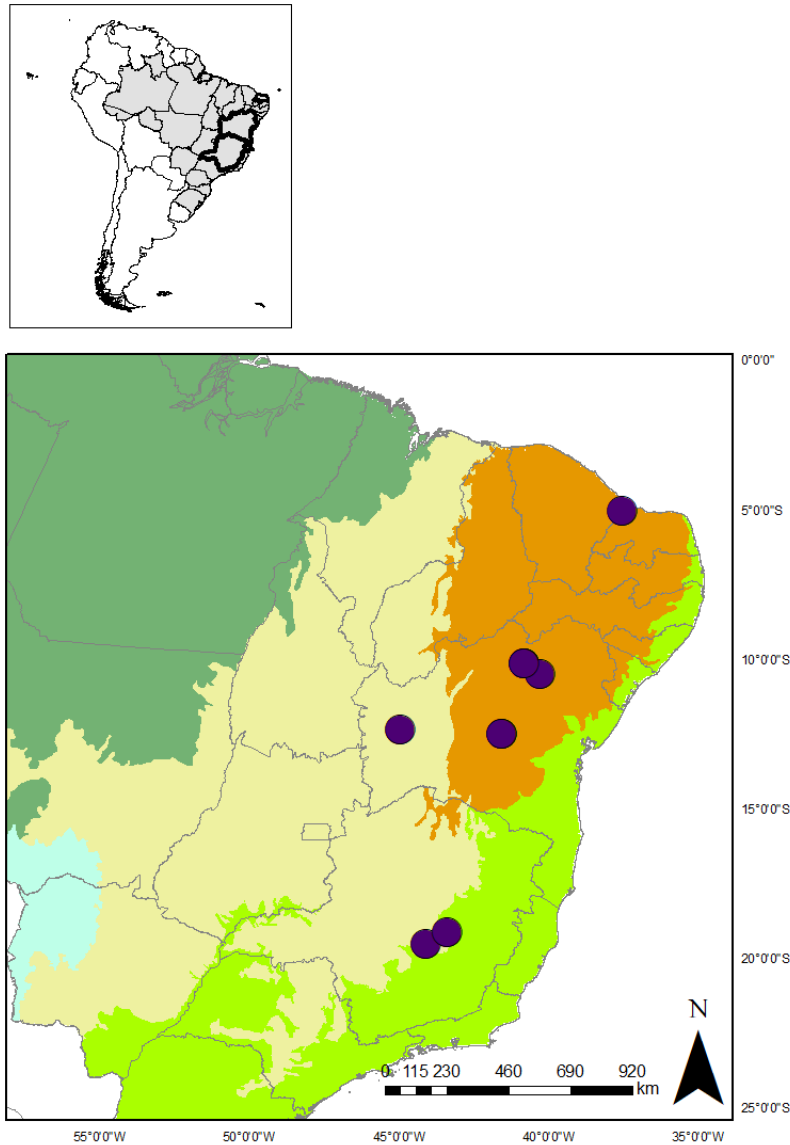


Figura 127. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Lasiodora* sp. para o meio hipógeo (círculo).

***Magulla* Simon, 1892**

***Magulla* sp. 1**

(Figura 128)

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Vazante: Caverna P_45, 17°55'13.001"S 46°48'37.001"W, id. G. F. Rossi, 16.XII.2011, Equipe Carste col., 1♀, (IBSP 175917) (Figura 129).

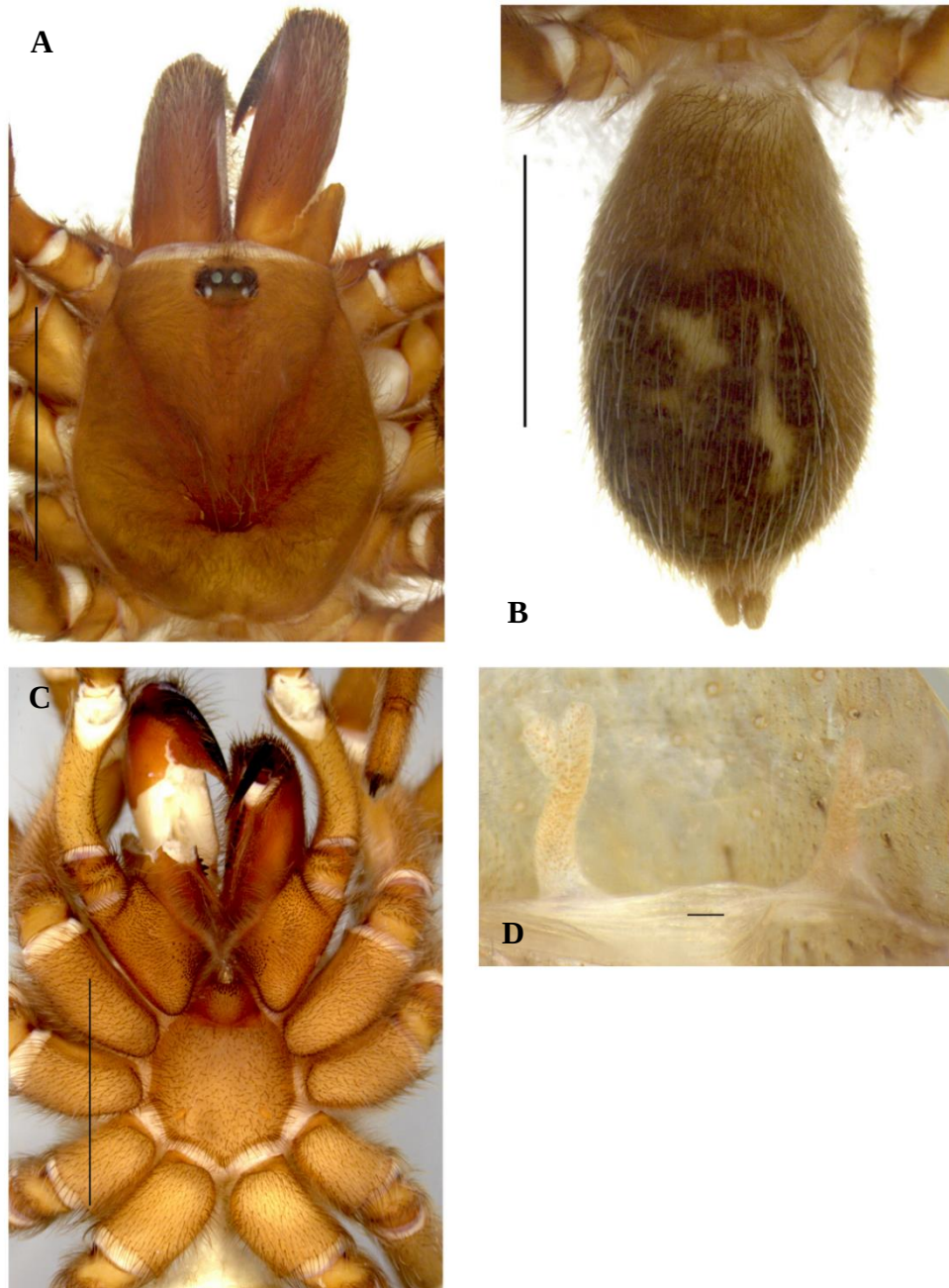


Figura 128. Fêmea. *Magulla* sp. 1. IBSP 175917. (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-C = 1 mm. D = 0,1 mm.

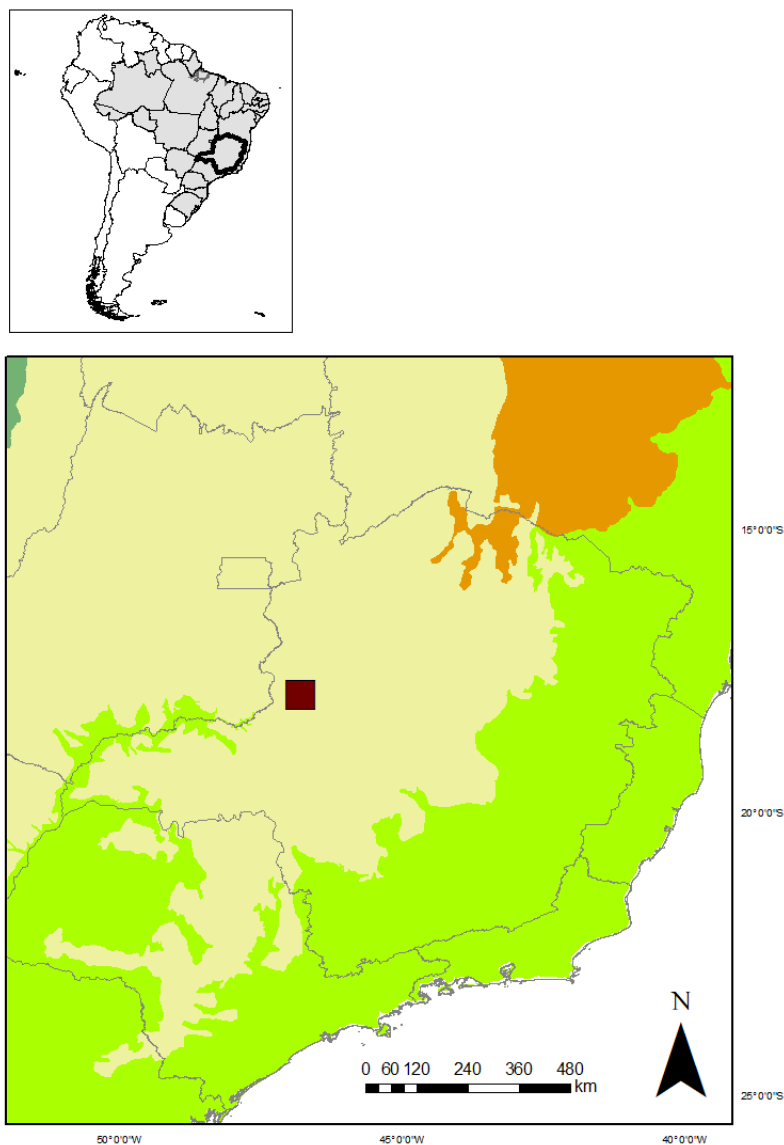


Figura 129. Mapa mostrando registro de ocorrência de *Magulla* sp. 1 para o meio hipógeo (quadrado).

***Magulla obesa* Simon, 1892**

(Figuras 130 e 131)

Magulla obesa Simon, 1892: 276; Indicatti et al., 2008: 26, figs 1, 2A-E, 4A-C, 5A-I, 7H, J.

Cyclosternum obesum: Schmidt, 1993: 62, fig. 50.

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Matozinhos/Mocambeiros: Gruta MOC-32, 19°31'0.001"S 44°1'4.001"W, 28.VI-01.VII.2011, F. P Franco; C. A. R. Souza et al. col., 1♂, (IBSP

179791). Pains: Caverna SPC_001, 20°18'21.000"S 45°36'1.000"W, 06.II.2014, Borges FO, E. L; M. Barcelos, 1j, (IBSP 184004).

Distribuição: Brasil, estados de Minas Gerais, Paraná, Rio de Janeiro, São Paulo (Figura 132).

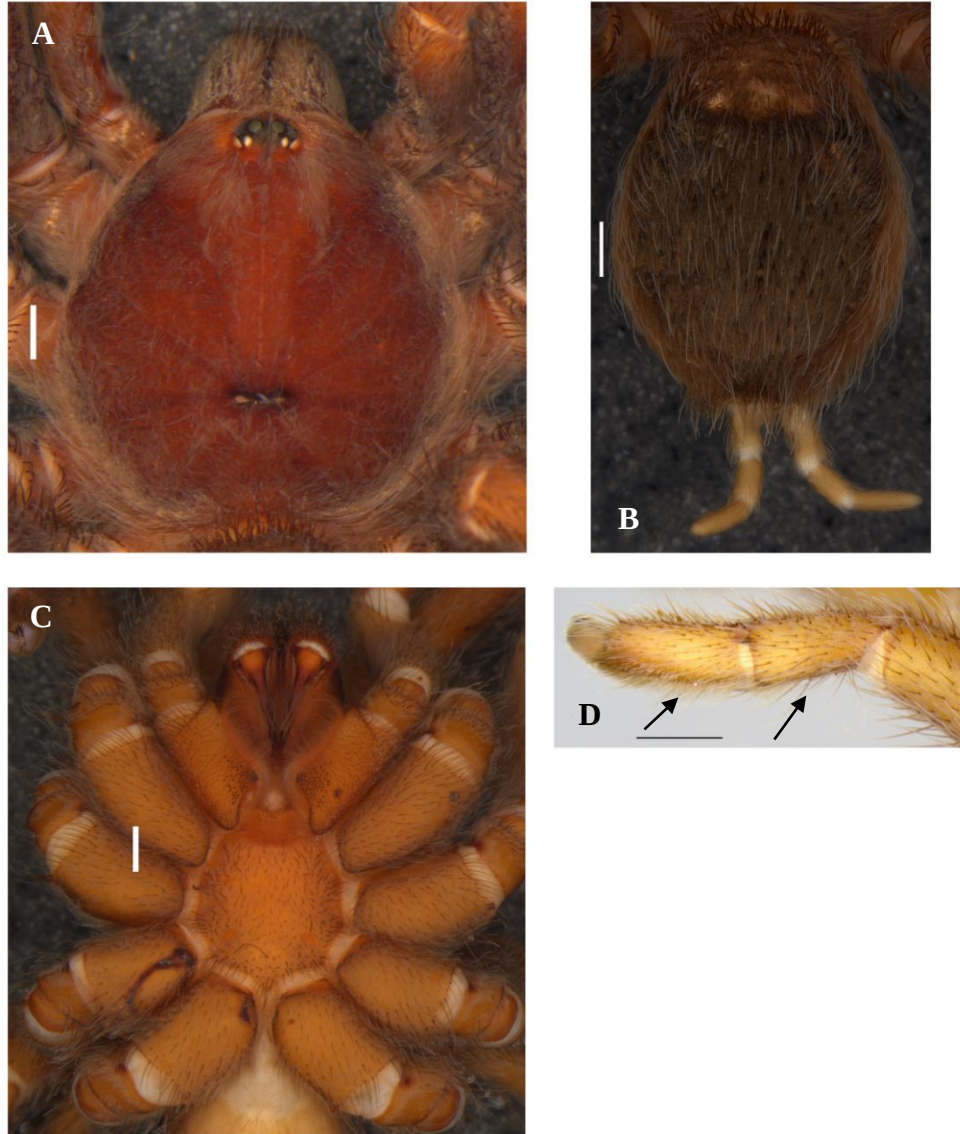


Figura 130. Macho. *Magulla obesa*. IBSP 179791. (A-C) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. IBSP 18004. D, perna II, setas indicando tarso e metatarso curtos. Escalas: A-D = 1 mm.

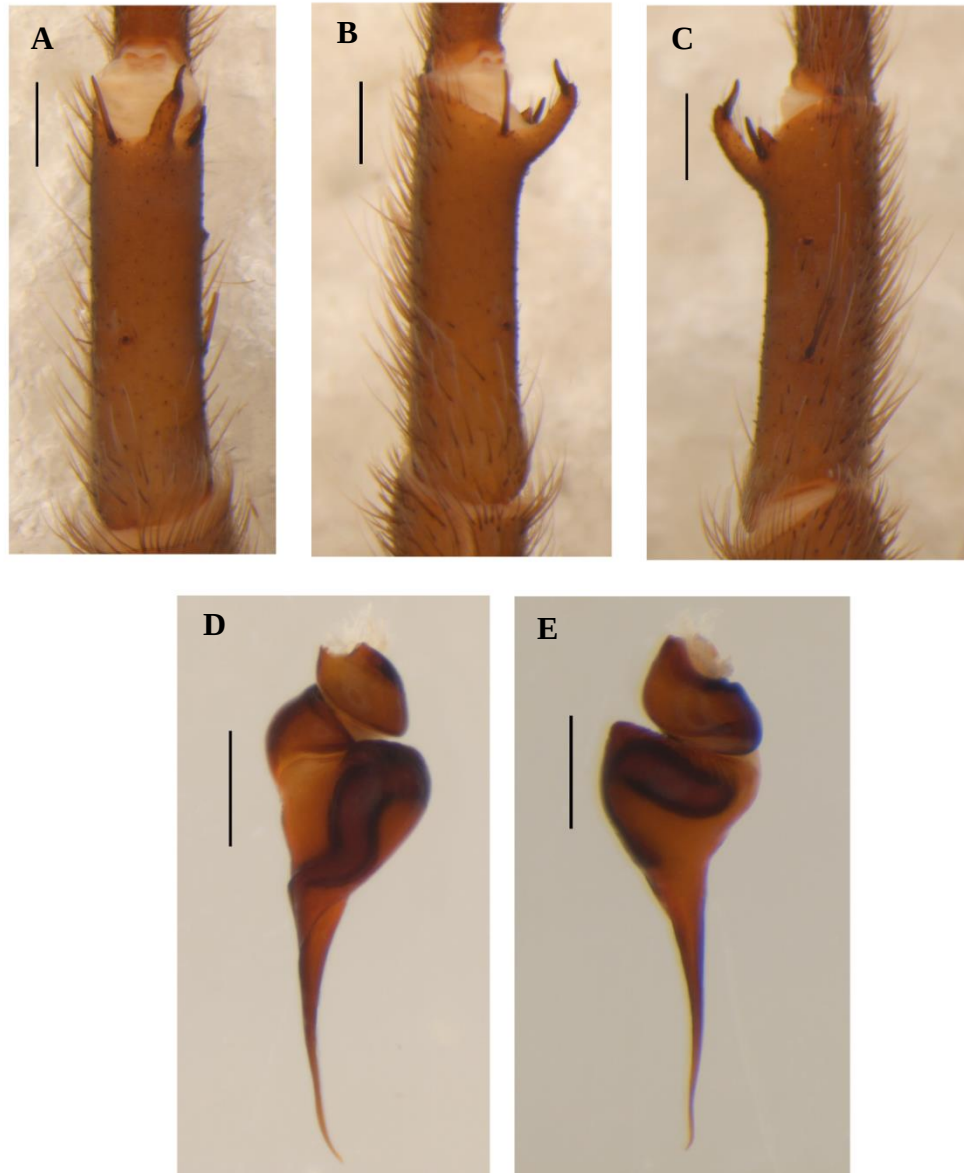


Figura 131. Macho. *Magulla obesa*. IBSP 179791. (A-C) Apófise tibial direita. A, vista ventral. B, vista retrolateral. C, vista prolateral. (D-E) Bulbo direito. D, vista prolateral. E, vista retrolateral. Escalas: A-C = 1 mm. D-E = 0,5 mm.

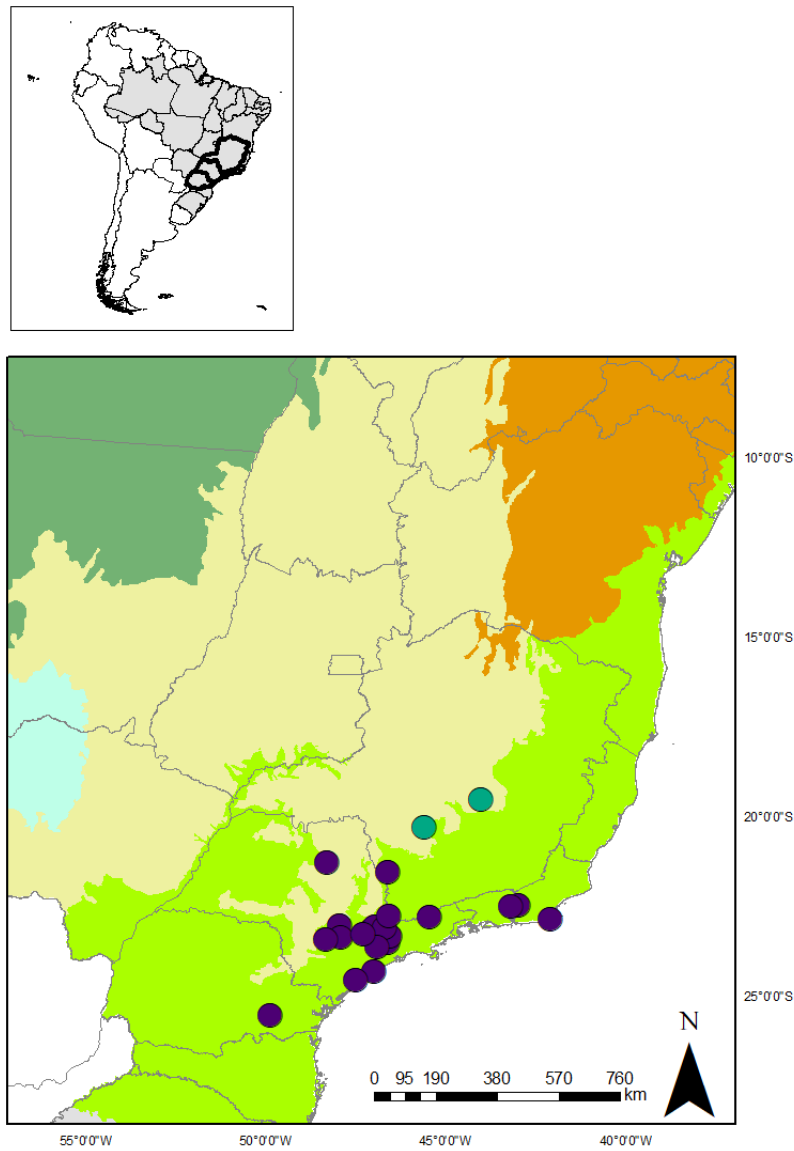


Figura 132. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Magulla obesa* na literatura para o meio epígeo (círculo roxo) e hipógeo (círculo verde) (examinados).

***Nhandu* Lucas, 1983**

***Nhandu coloratovillosus* (Schmidt, 1998)**

(Figuras 133, 134 e 135)

Brazilopelma coloratovillosum Schmidt & Samm, 1998: 7, figs 1-3; Schmidt, 1998: 2, fig. 1.

Nhandu coloratovillosus Bertani, 2001: 314, figs 18, 141-144, 192.

Material examinado: Brasil. **Pará.** Curionópolis: Caverna SL-73, 5°58'17.800"S 49°37'59.408"W, 07.I.2011, Col. Carste, 1♀, (ISLA 15.193). São Geraldo do Araguaia: Caverna Cave SI-08, 6°22'1.999"S 48°23'38.000"W, 22.II-02.III.2011, F. P. Franco; B. F Takano et al., 1♂, (IBSP 181871).

Distribuição: Brasil, estados do Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Pará, Tocantins (Figura 136).

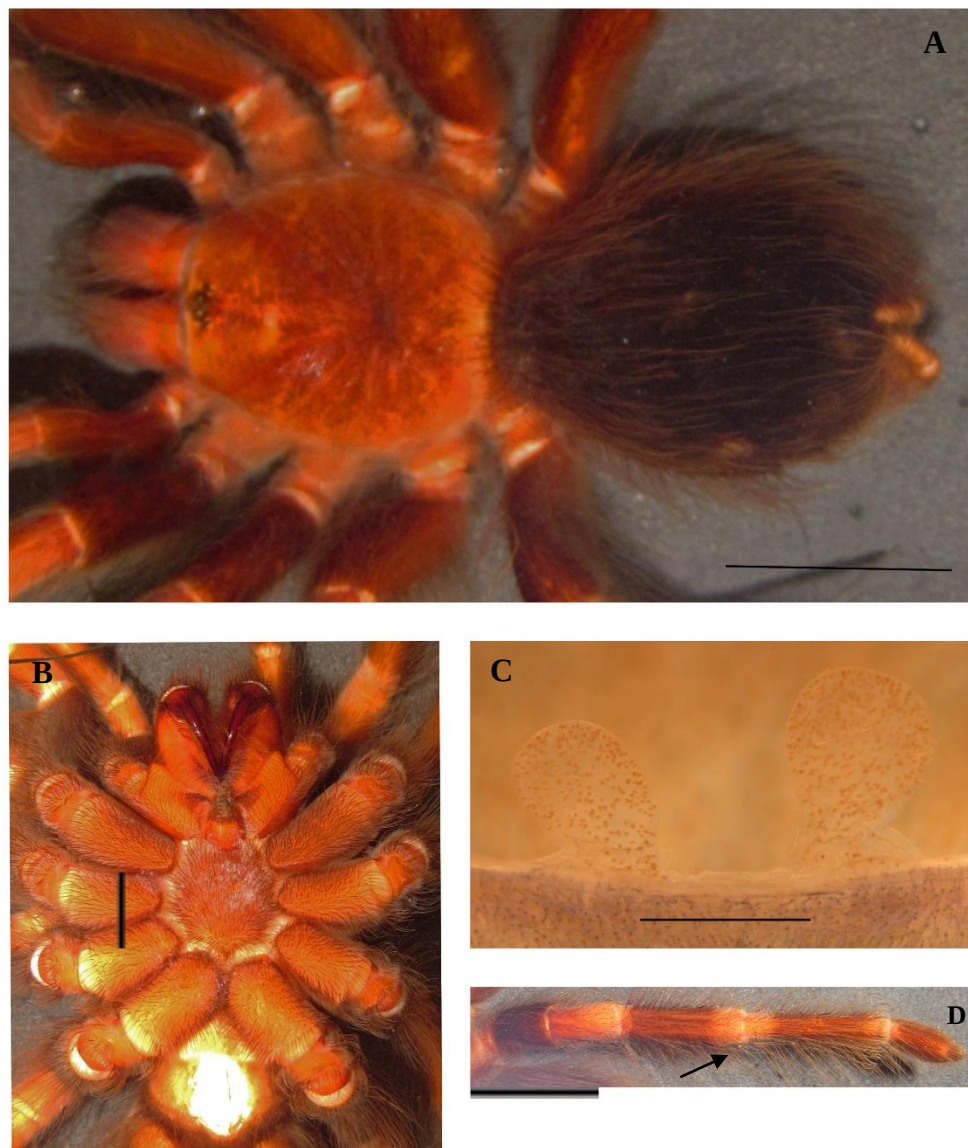


Figura 133. Fêmea. *Nhandu coloratovillosus*. ISLA 15.193. (A-D) A, prossoma e opistossoma, vista dorsal. B, prossoma, vista ventral. C, espermateca, vista dorsal. D, perna direita, seta indicando tira branca e larga, vista dorsal. Escalas: A-B = 5 mm. C = 0,5 mm. D = 5 mm.



Figura 134. Macho. *Nhandu coloratovillosus*. IBSP 181871. (A-B) A, prossoma e opistossoma, seta indicando tira branca e larga na perna, vista dorsal. B, prossoma, vista ventral. Escalas: A-B = 5 mm.

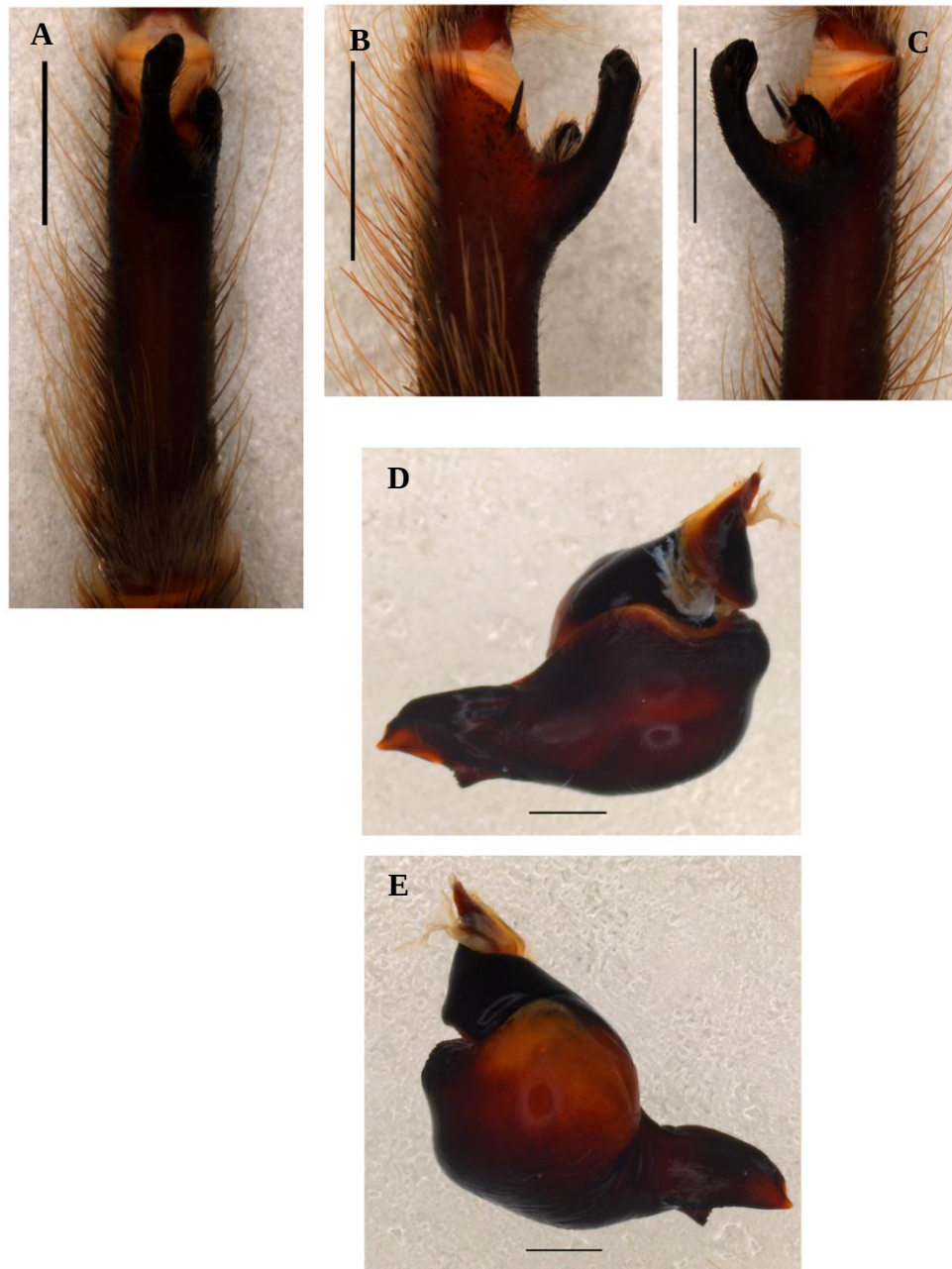


Figura 135. Macho. *Nhandu coloratovillosus*. IBSP 181871. (A-C) Apófise tibial direita. A, vista ventral. B, vista retrolateral. C, vista prolateral. (D-E) Bulbo direito. D, vista prolateral. E, vista retrolateral. Escalas: A-C = 5 mm. D-E = 1 mm.

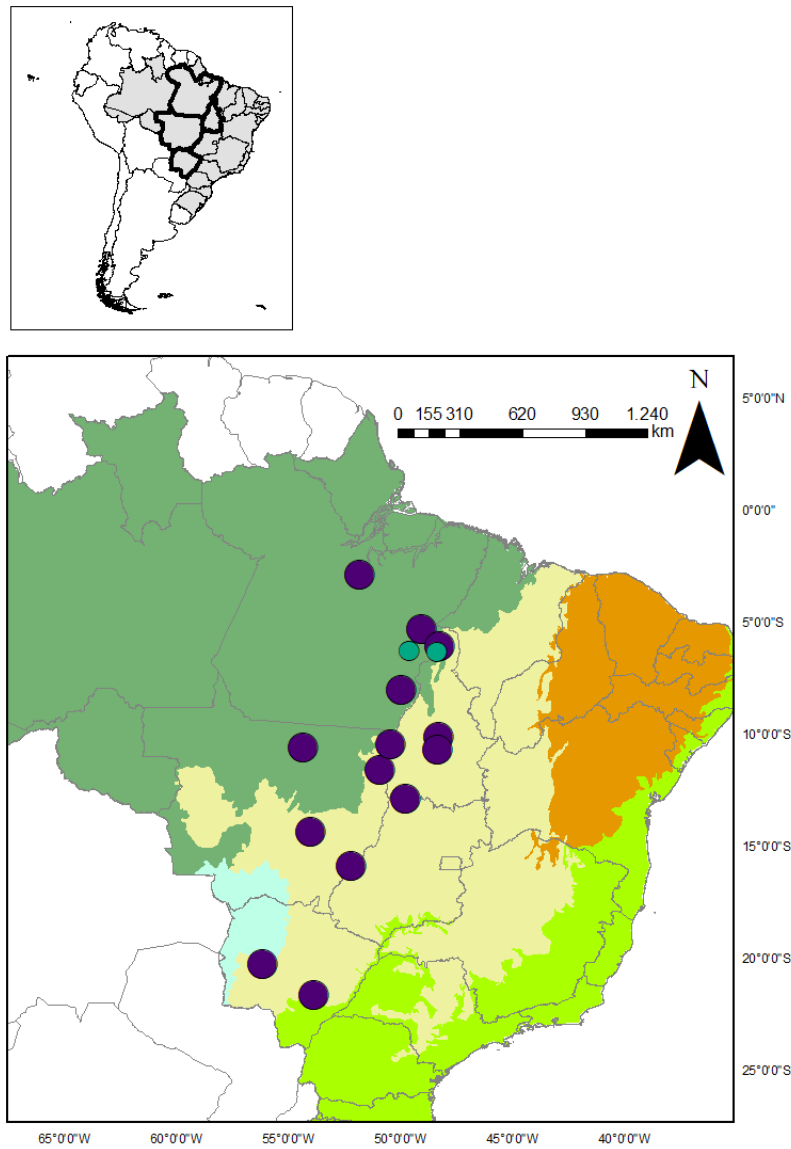


Figura 136. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Nhandu coloratovillosus* na literatura para o meio epígeo (círculo roxo) e hipógeo (círculo verde) (examinados).

***Plesiopelma* Pocock, 1901**

***Plesiopelma minense* (Mello-Leitão, 1943)**

(Figura 137)

Tmesiphantes minensis Mello-Leitão, 1943: 257.

Plesiopelma minensis Yamamoto et al., 2007: 977.

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Brumadinho: Caverna Serr, id. G. F. Rossi, 1♀, (ISLA 47.022).

Distribuição: Brasil, estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro (Figura 138).

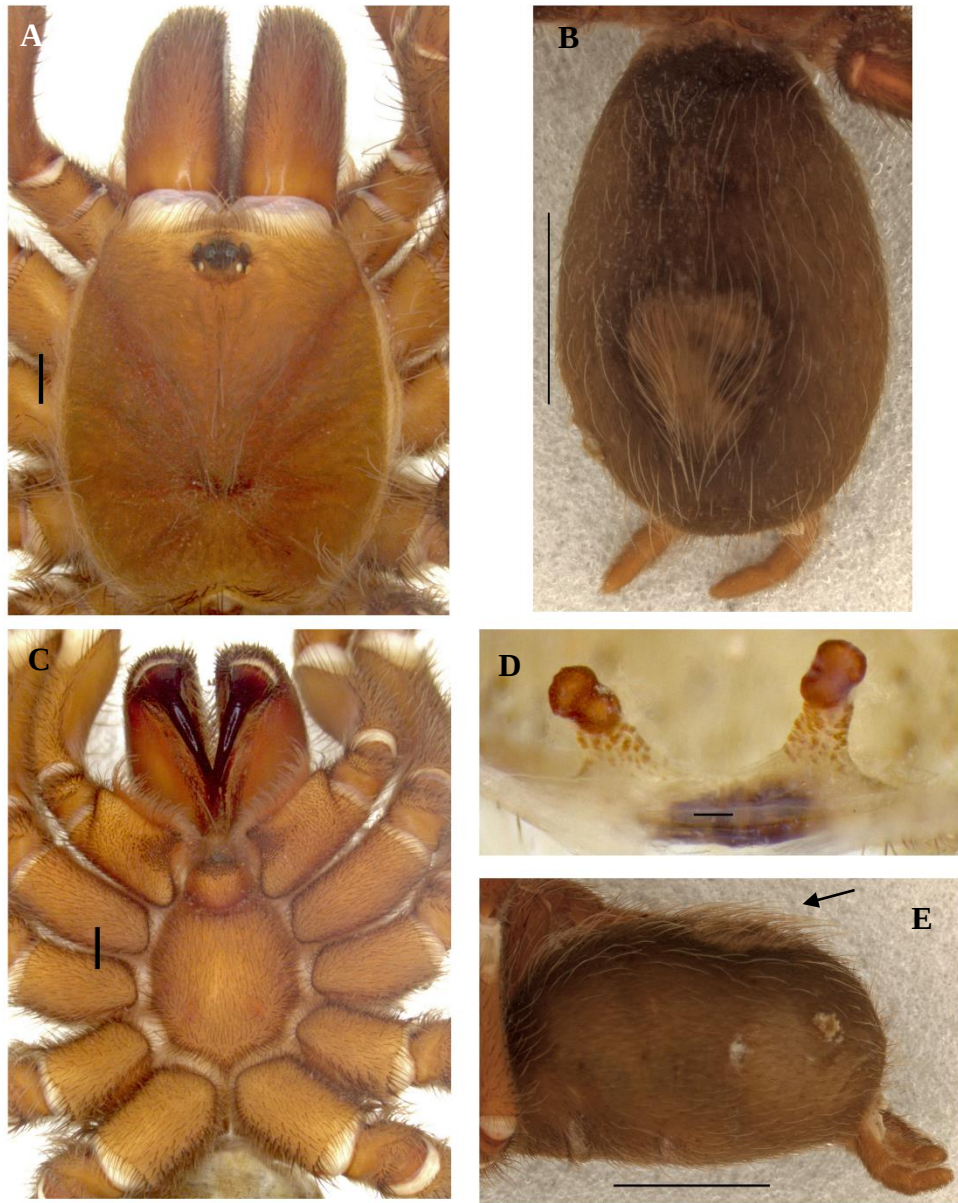


Figura 137. Fêmea. *Plesiopelma minense*. ISLA 47.022. (A-E) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. E, prossoma, seta indicando cerdas convergentes, vista lateral. Escalas: A e C = 1 mm. B e E = 5 mm. D = 0,1 mm.

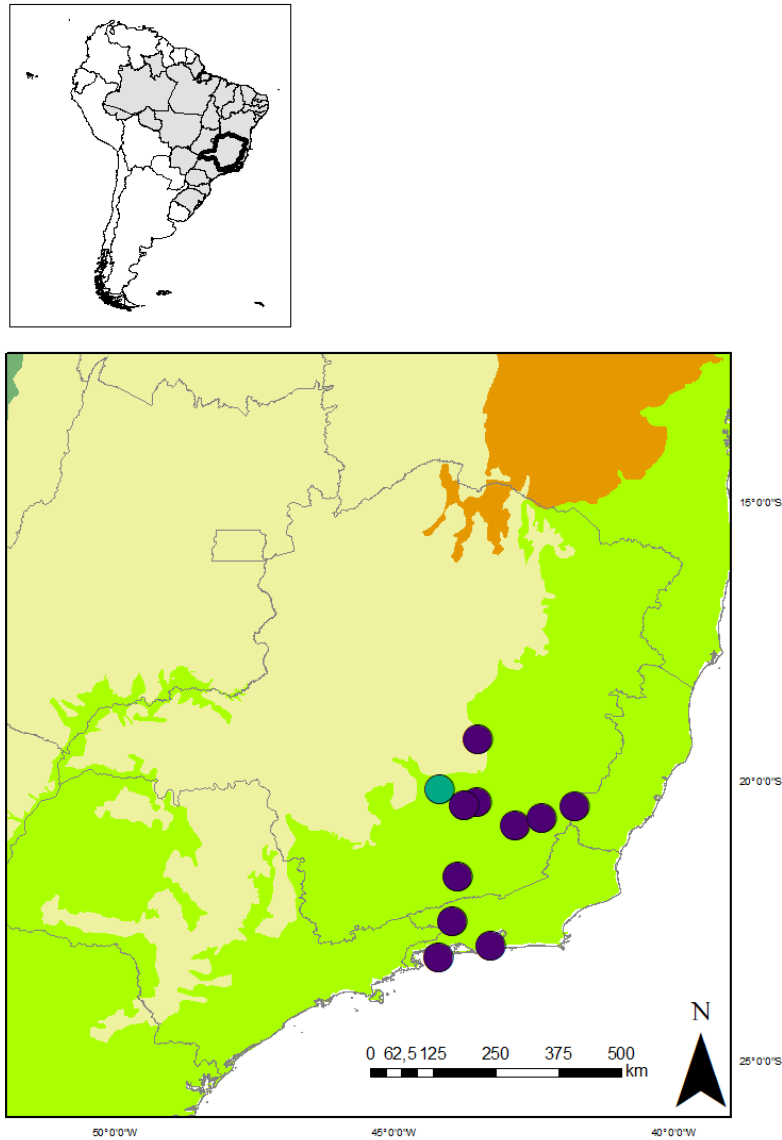


Figura 138. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Plesiopelma minense* na literatura (círculo roxo) e novo registro, sendo este, inédito para o meio hipógeo (círculo verde).

Nota: Foram observados jovens de *Plesiopelma* sp. para: Brasil. **Minas Gerais.** Barão de Cocais: Caverna RF_127, id. G. F. Rossi, 14.I.2015, 1j, (ISLA 15590). Presidente Olegário: Lapa da Fazenda São Bernardo, id. G. F. Rossi 10.VI.2014, T. Zepon; L. P. A. Resende, 1j, (LES0005567) (Figura 139), aff. *Plesiopelma* sp. para: Brasil. **Espírito Santo.** Afonso Cláudio: Gruta do Didi Vieira, 20°3'45.007"S 41°3'45.004"W, id. G. F. Rossi, 23.III.2005, 1j, (ISLA 46.987) (Figura 140).

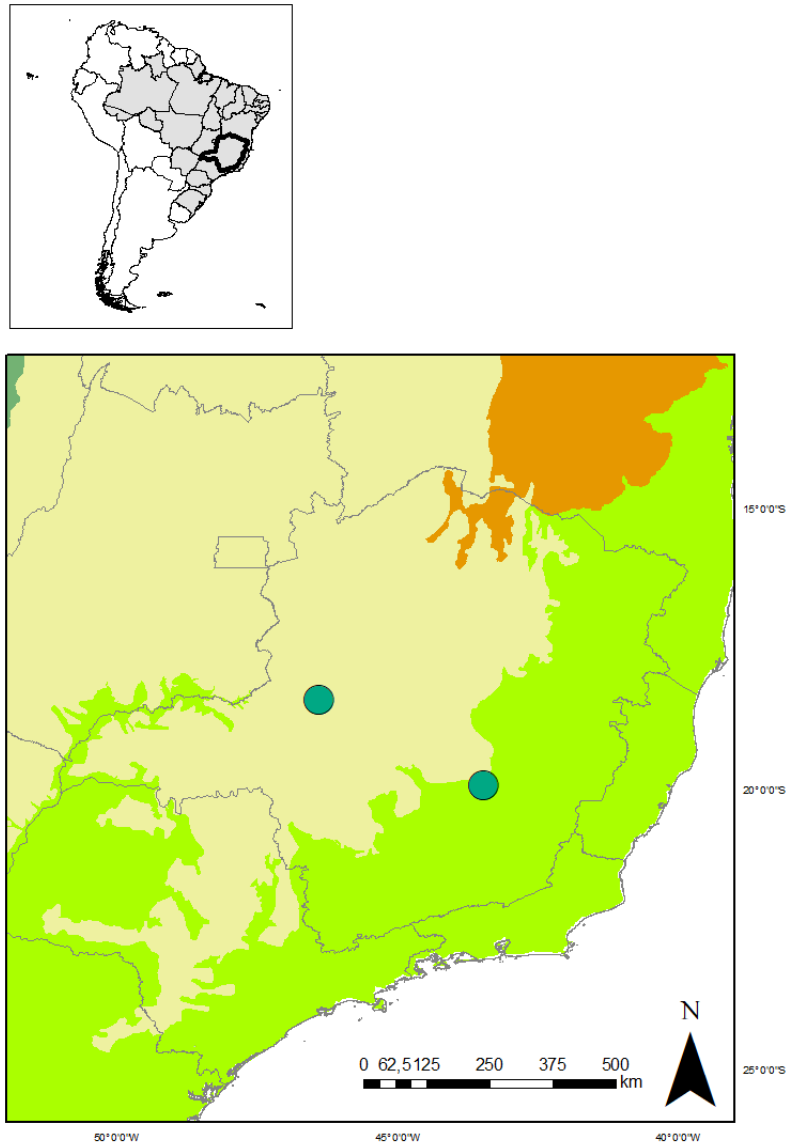


Figura 139. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Plesiopelma* sp. para o meio hipógeo (círculo).

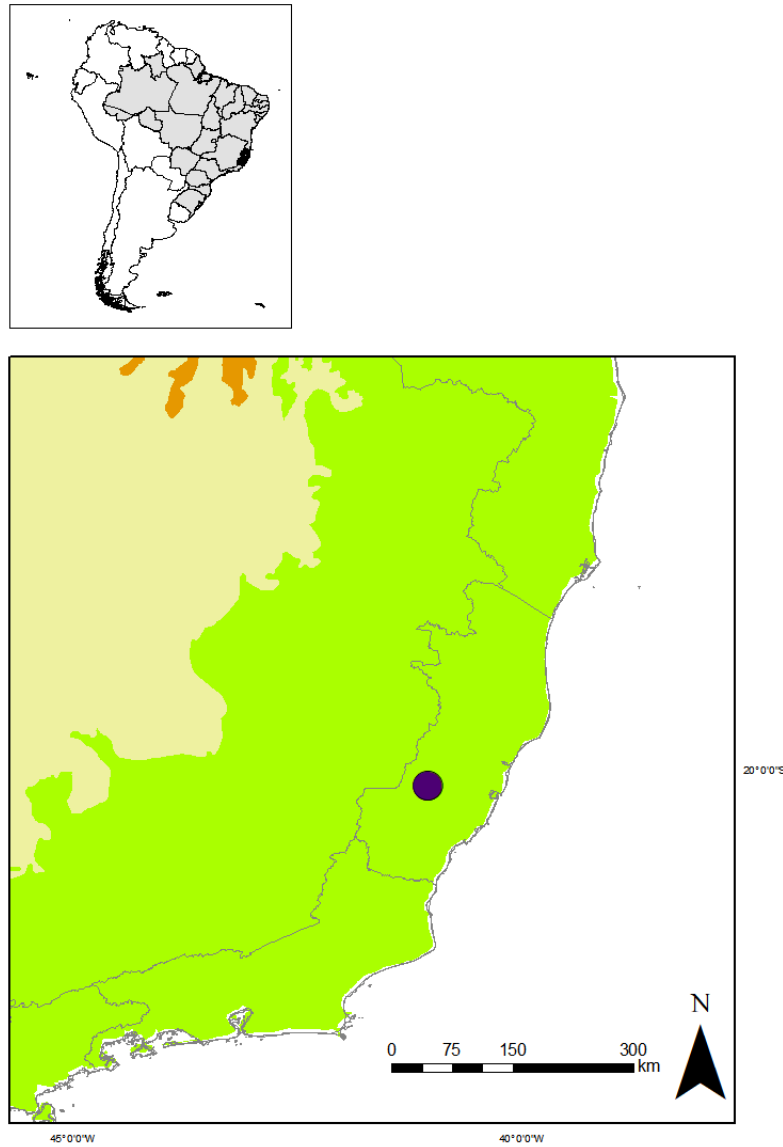


Figura 140. Mapa mostrando registro de ocorrência de aff. *Plesiopelma* sp. para o meio hipógeo (círculo).

Nota: Para um espécime jovem houve dúvida em sua identificação em *Plesiopelma* ou *Homoeomma*. O registro do indivíduo é: Brasil. **Bahia**. Iuiú. Lapa do Baixão, 14°23.138'S 43°37.584'W, id. G. F. Rossi, 17.X.2014, Bichuette; Gallão, 1j, (LES) (Figura 141).

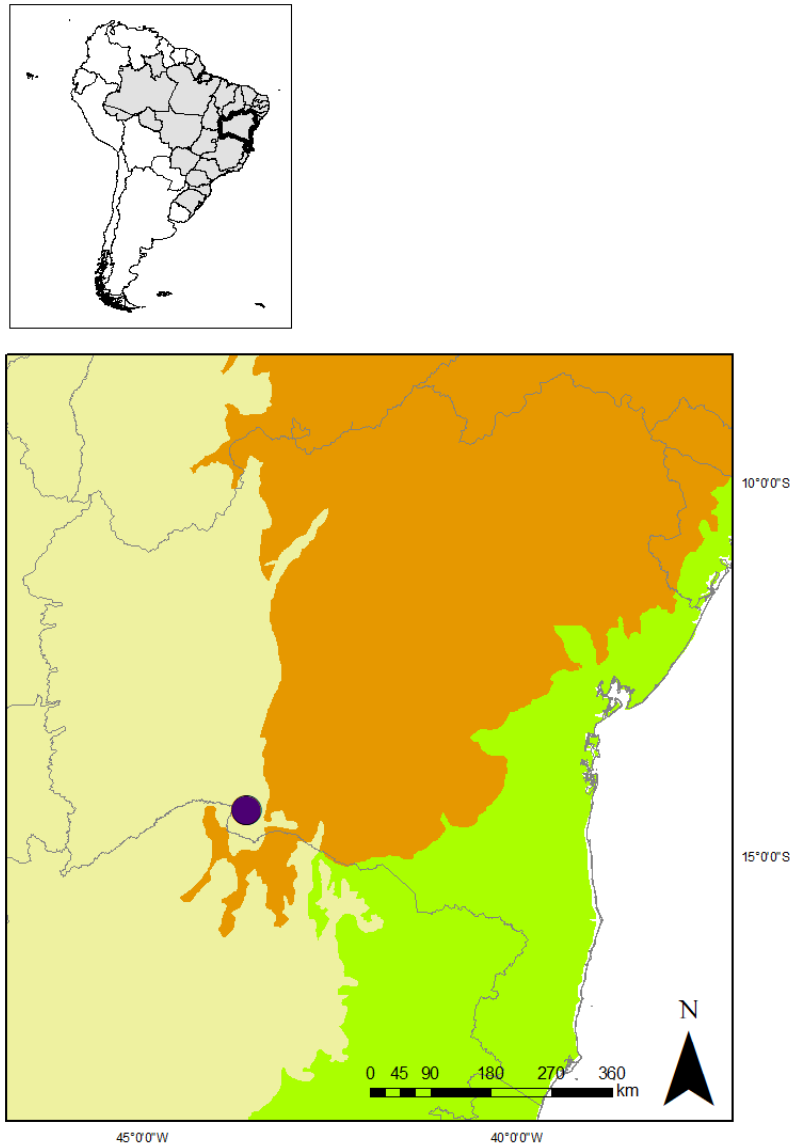


Figura 141. Mapa mostrando registro de ocorrência de aff. *Plesiopelma/Homoeomma* para o meio hipógeo (círculo).

***Proshapalopus* Mello-Leitão, 1923**

Proshapalopus* aff. *multicuspidatus

M(Figura 142)

Material examinado: Brasil. **Bahia**. Ilha da Boipeba: Toca da Onça I, id. G. F. Rossi, 27.VII.2005, 1j, (ISLA 46.976) (Figura 143).



Figura 142. Jovem. *Proshapalopus* aff. *multicuspidatus*. ISLA 46.976. (A-C) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. Escalas: A-C = 5 mm.

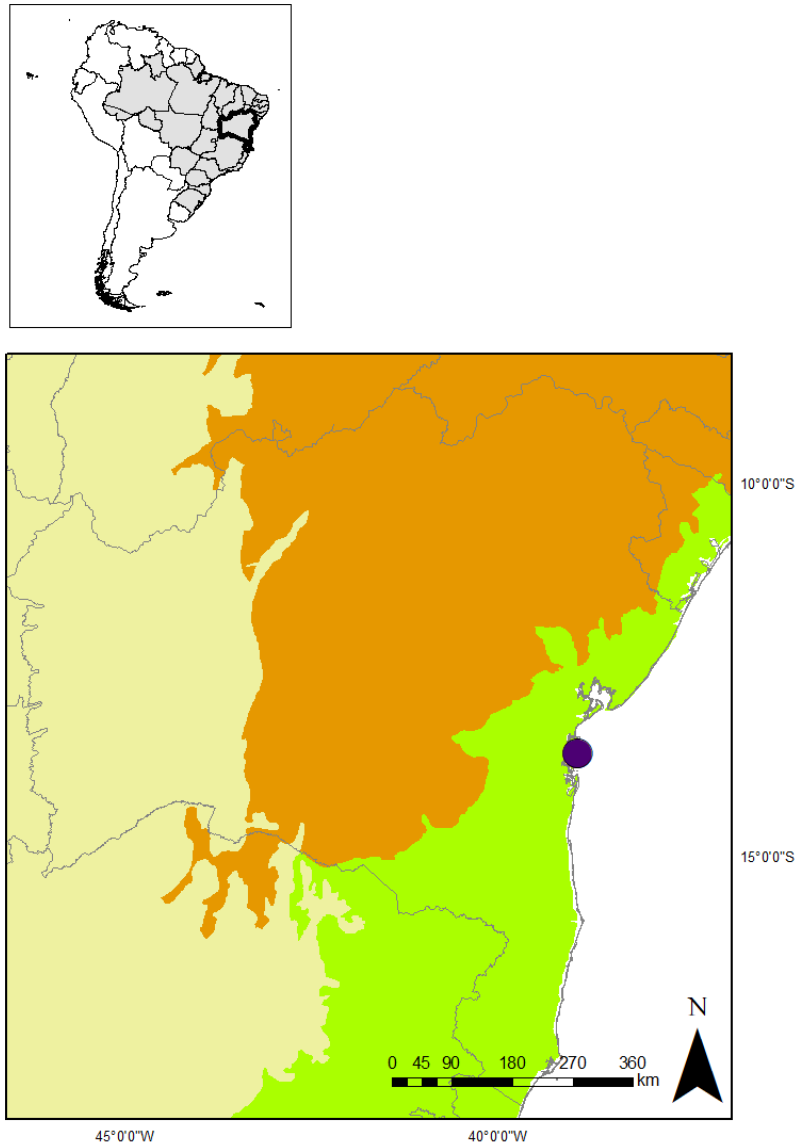


Figura 143. Mapa mostrando registro de ocorrência de *Proshapalopus* aff. *multicuspidatus* para o meio hipógeo (círculo).

Nota: A identificação do indivíduo foi baseada na localidade desse e pela presença de pelo tipo I modificado, característico de algumas espécies do gênero. Foram identificados indivíduos jovens de *Proshapalopus* sp. para: **Goiás**. Mambaí: Gruna da Tarimba, 14°24.738'S 46°10.506'W, id. G. F. Rossi, 28.X.2012, M. E. Bichuette; J. E. Gallão; D. M. Schimonsky; C. S. Fernandes; L. Bertelli, 1j, LES 4308. **Minas Gerais**. Nova Lima: Cave TUTA-14, 20°7'36"S 43°58'29"W, id. G. F. Rossi, 1j, 26.XI.2014, M. Paulo col., (IBSP 186078). **Pará**. Canaã dos Carajás: SB-72,

6°16'51.666"S 49°55'38.642"W, id. G. F. Rossi, 10-31.I.2013, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1j, (IBSP 174330) (Figura 144).

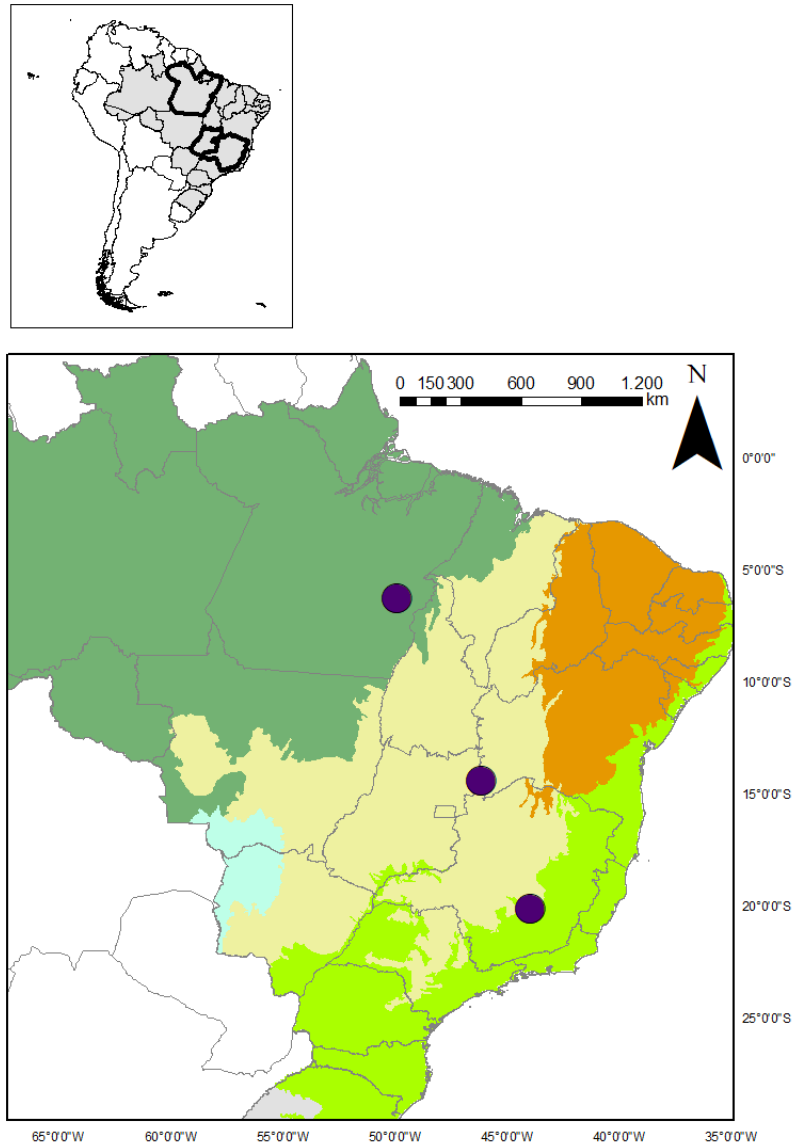


Figura 144. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Proshapalopus* sp. para o meio hipógeo (círculo).

***Pterinopelma* Pocock, 1901**

***Pterinopelma felipeleitei* Bertani & Leal, 2016**

(Figura 145)

Pterinopelma sazimai Bertani, Nagahama & Fukushima, 2011: 8, figs 7-12, 15.

Pterinopelma felipeleitei Bertani & Leal, 2016: 4, figs 8-18, 20-22.

Material examinado. Brasil. **Bahia**. Iuiu: Lapa do Baixão, 14°23.138'S 43°37.584'W, id. G. F. Rossi, 08.XII.2012, M. E. Bichuette; J. E. Gallão, 1♀, (LES0000010388).

Distribuição: Brasil, estados da Bahia, Minas Gerais (Figura 146).

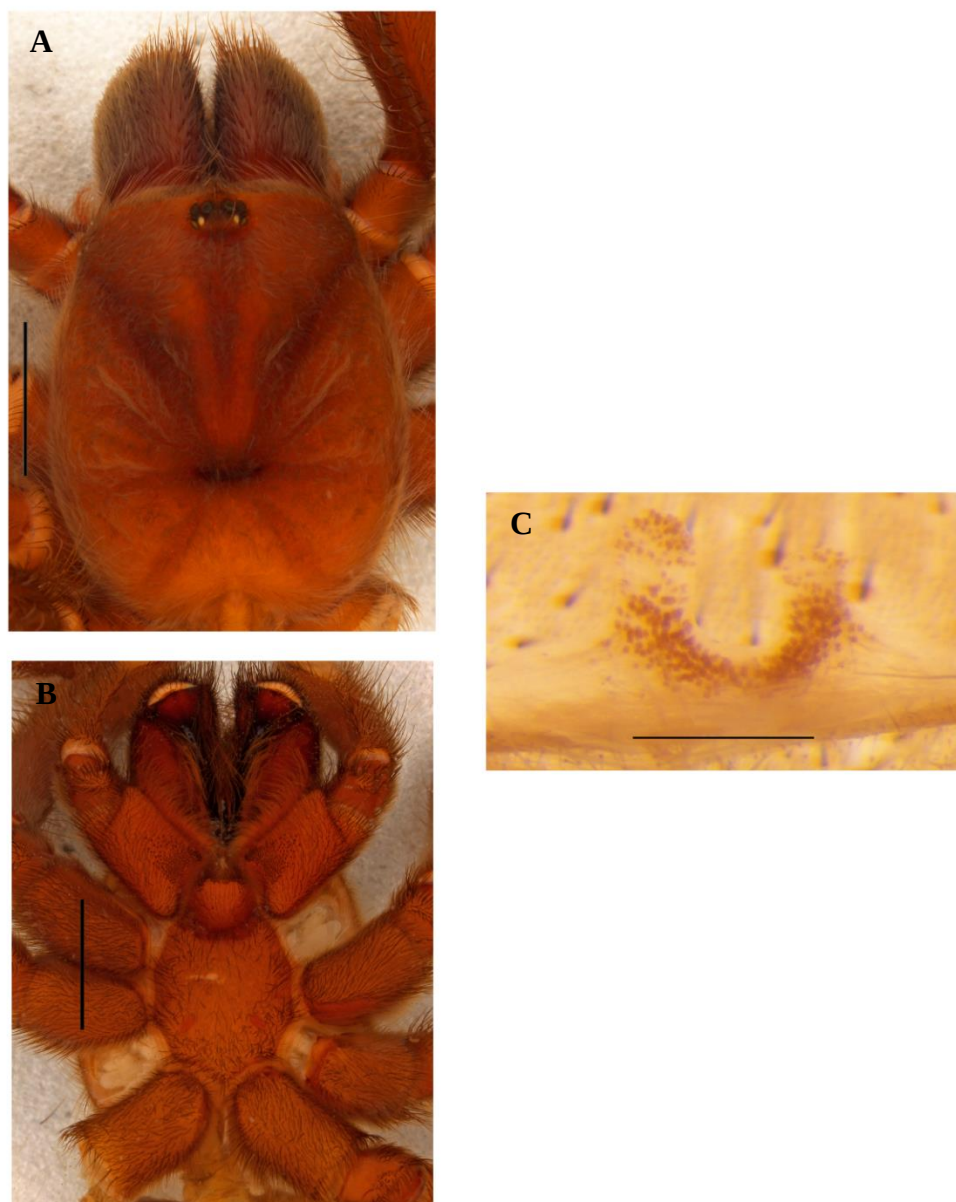


Figura 145. Fêmea. *Pterinopelma felipeleitei*. LES0000010388. (A-C) A, prossoma, vista dorsal. B, prossoma, vista ventral. C, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-B = 5 mm. C = 1 mm.

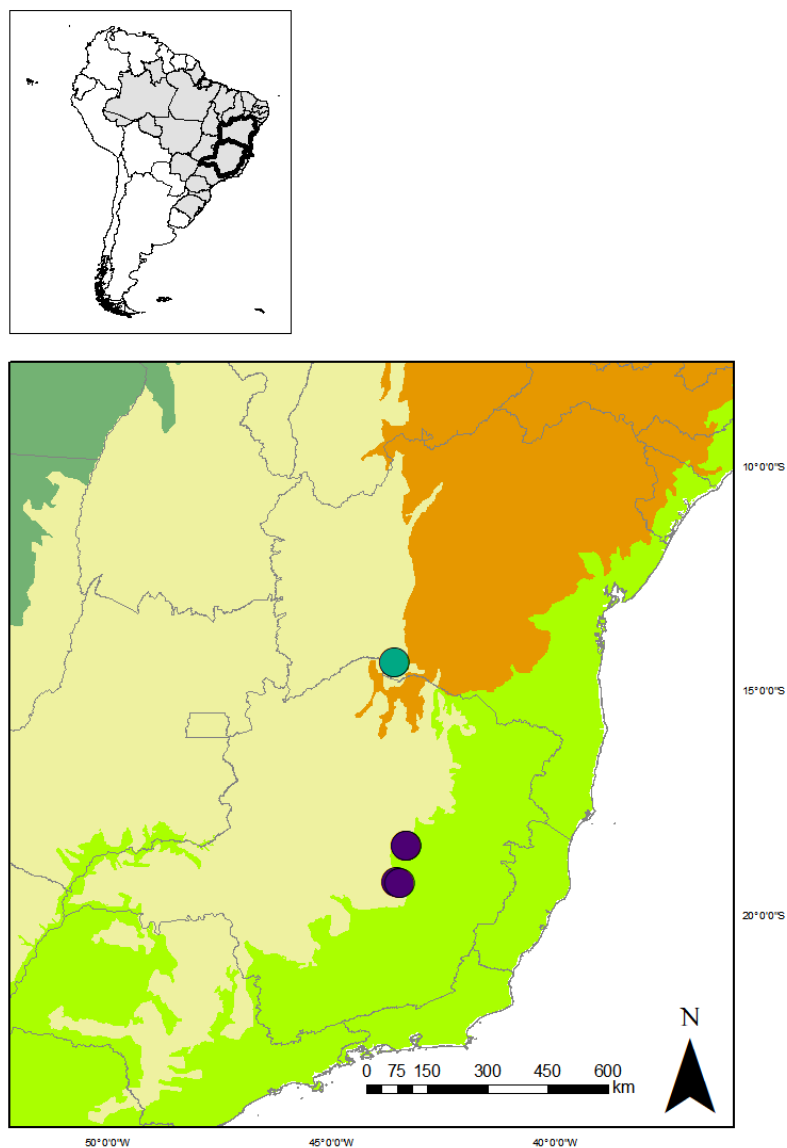


Figura 146. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Pterinopelma felipeleitei* na literatura (círculo roxo) e novo registro, sendo este, inédito para o meio hipógeo (círculo verde).

***Pterinopelma sazimai* Bertani, Nagahama & Fukushima, 2011**

(Figura 147)

Pterinopelma sazimai Bertani, Nagahama & Fukushima, 2011: 8, figs 13-14, 16.

Pterinopelma sazimai Bertani & Leal, 2016: 2, figs 1-7, 19.

Material examinado: Brasil. **Bahia.** Andaraí: Gruna Parede Vermelha, 12°52'42.8"S 41°18'59.5"W, id. G. F. Rossi, 17.IV.2015, J. E. Gallão, 1♀, (LES0011971).

Distribuição: Brasil, estados da Bahia, Minas Gerais (Figura 148).

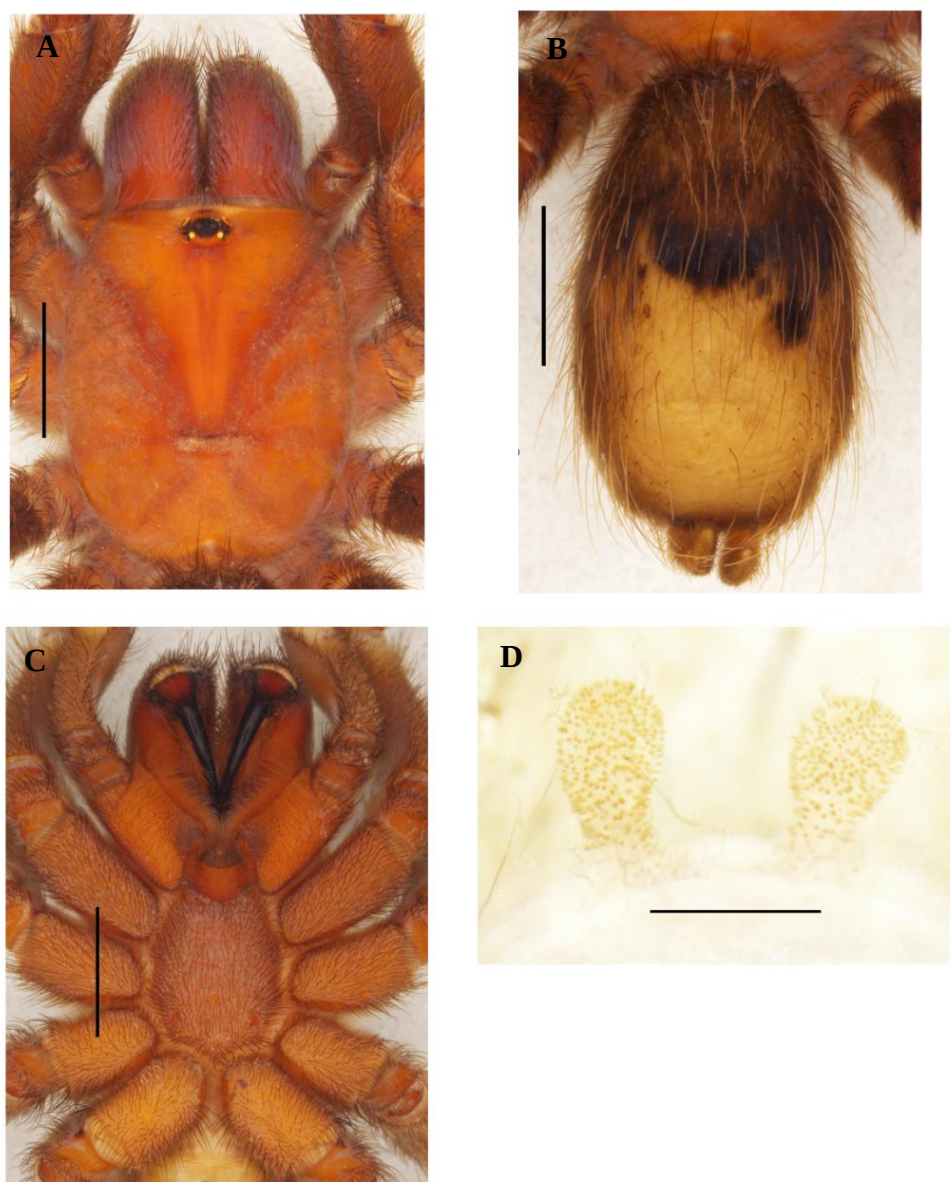


Figura 147. Fêmea. *Pterinopelma sazimai*. LES0011971. (A-D) A, prossoma vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma vista ventral. D, espermateca, vista dorsal. Escalas: A-C = 5 mm. D = 0,5 mm.

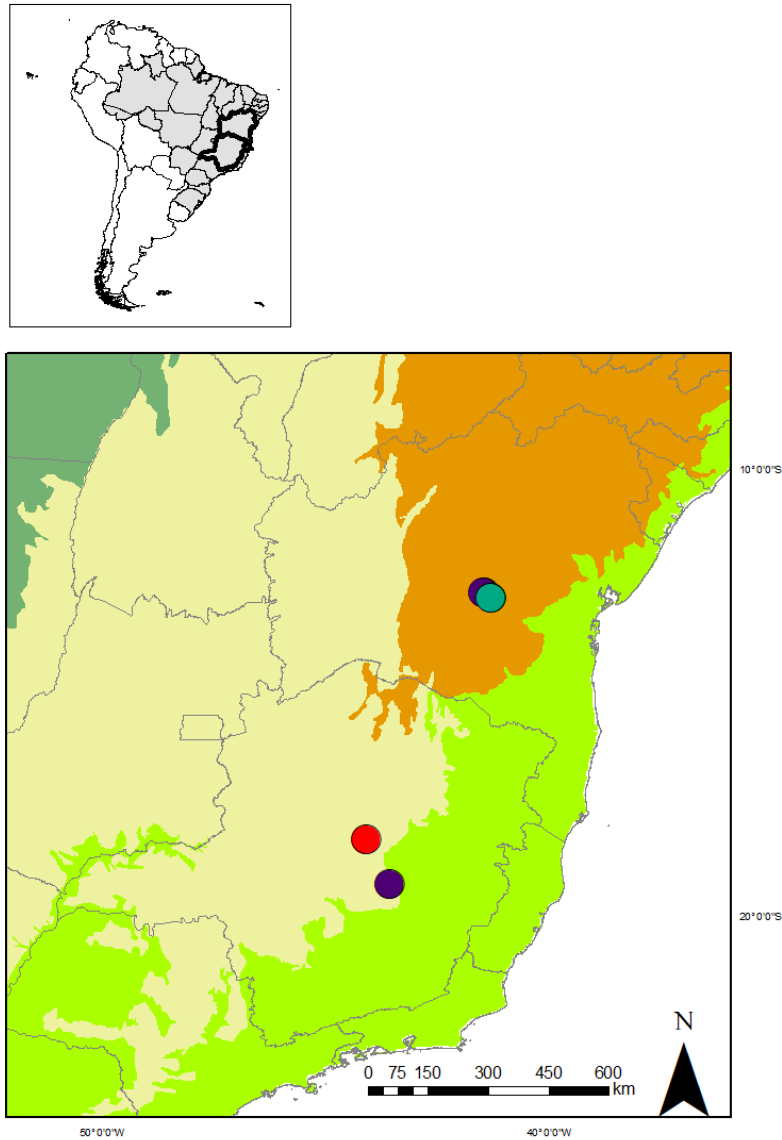


Figura 148. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Pterinopelma sazimai* na literatura para o meio epígeo (círculo roxo) e hipógeo (círculo vermelho) e novo registro para este meio (círculo verde).

***Theraphosa* Thorell, 1870**

Theraphosa blondi (Latreille, 1804)

(Figura 149)

Mygale blondii Latreille, 1804: 159; Latreille, 1806: 83, pl. 5, fig. 1; Hahn, 1820: 15, fig. 1.

Theraphosa blondii Karsch, 1880: 844.

Theraphosa leblondi Simon, 1903: 942, fig. 1086.

Theraphosa blondi Pérez-Miles et al., 1996: 59, figs 46-47.

Material examinado: Brasil. **Pará.** Canaã dos Carajás: Caverna SB-72, 6°16'33.521"S 49°55'2.982"W, 29.VIII-27.IX.2012, C. A. R. Souza; J. Mascarenhas et al. col., 1♂, (IBSP 174329). Curionópolis: Caverna SL-36, 5°58'33.143"S 49°38'16.112"W, 31.I.2011, Col. Carste, 1♂, (ISLA 15.189).



Figura 149. Macho. *Theraphosa blondi*. ISLA 15.189. (A-B) A, prossoma e opistossoma, vista dorsal. B, prossoma, vista ventral. C, apófise tibial direita, vista ventral. (D-E) Bulbo direito. D, vista prolateral. E, vista retrolateral. Escalas: A-B = 5 mm. C-E = 1 mm.

Nota: Segundo o *World Spider Catalog* a distribuição da espécie é para Brasil, Guiana e Venezuela. Entretanto, as coordenadas geográficas não foram disponibilizadas nos artigos (HAHN, 1832; GERSCHMAN DE PIKELIN; SCHIAPELLI, 1966; SCHMIDT, 1993). Apenas um local na Venezuela foi localizado no *Google Maps* e só ele consta no mapa de distribuição.

Distribuição: **Brasil**, estado do Pará, **Guiana**, **Venezuela**, estado de Bolívar (Figura 150).

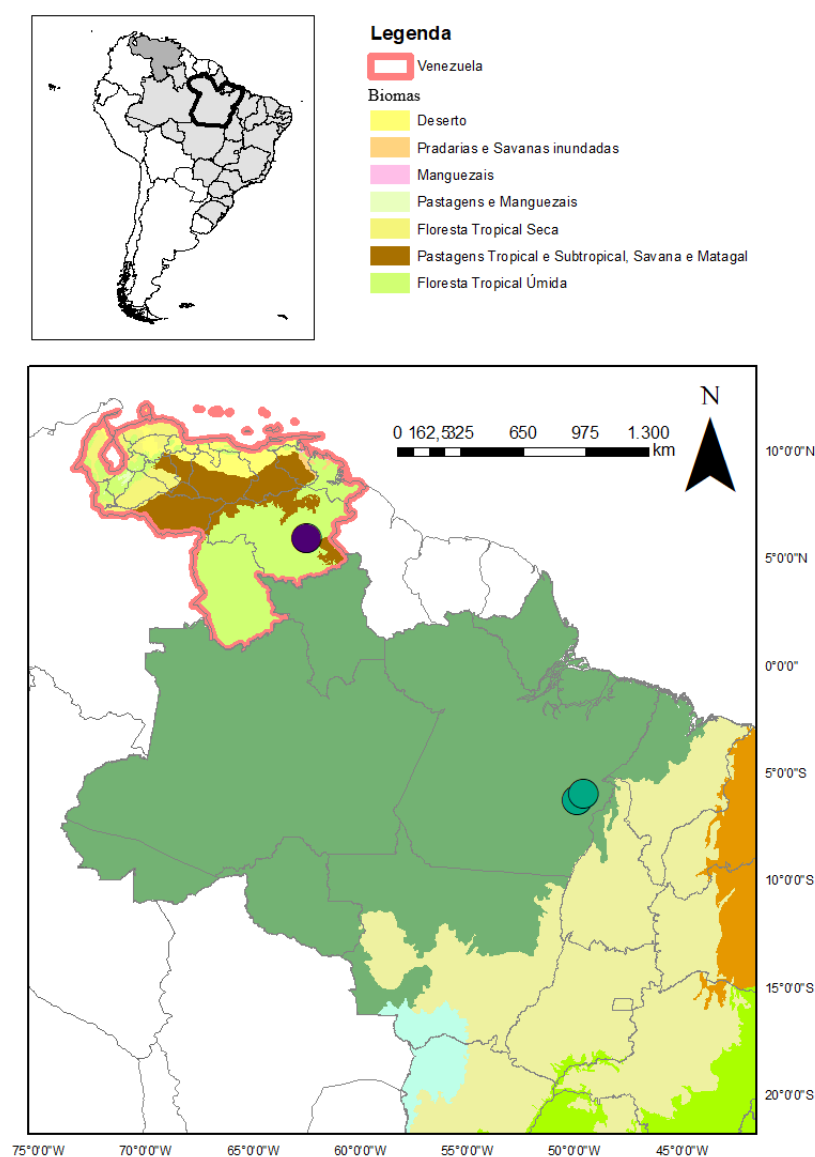


Figura 150. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Theraphosa blondi* na literatura para o meio epígeo (círculo roxo) e hipógeo (círculo verde) (examinados).

***Tmesiphantes caymmii* Yamamoto, Lucas, Guadanucci & Indicatti, 2007**

(Figuras 151 e 152)

Tmesiphantes caymmii Yamamoto et al., 2007: 974, figs 14-20.

Material examinado: Brasil. **Bahia.** Itaetê: Gruta Natal, 12°59'32.4"S 41°05'32.8"W, id. G. F. Rossi, 1j, (LES). **Minas Gerais.** Montes Claros: Caverna Guarida d' Água, 16°42'38.9"S 43°53'54.9"W, id. G. F. Rossi, III.2016, D. M. von Schimonsky; C. S. Fernandes; T. Zepon, 1♂, (LES); Fenda do Anfiteatro II, 16°42.660'S 43°53.974'W, id. G. F. Rossi, III. 2016, D. M. von Schimonsky; C. S. Fernandes; T. Zepon, 1j, (LES).

Distribuição: Brasil, estados da Bahia, Minas Gerais (Figura 153).



Figura 151. Macho. *Tmesiphantes caymmii*. (LES). (A-D) A, prossoma, vista dorsal. B, opistossoma, vista dorsal. C, prossoma, vista ventral. D, opistossoma, seta indicando área com grande densidade de pelos curtos, vista ventral. Escalas: A-D = 1 mm.

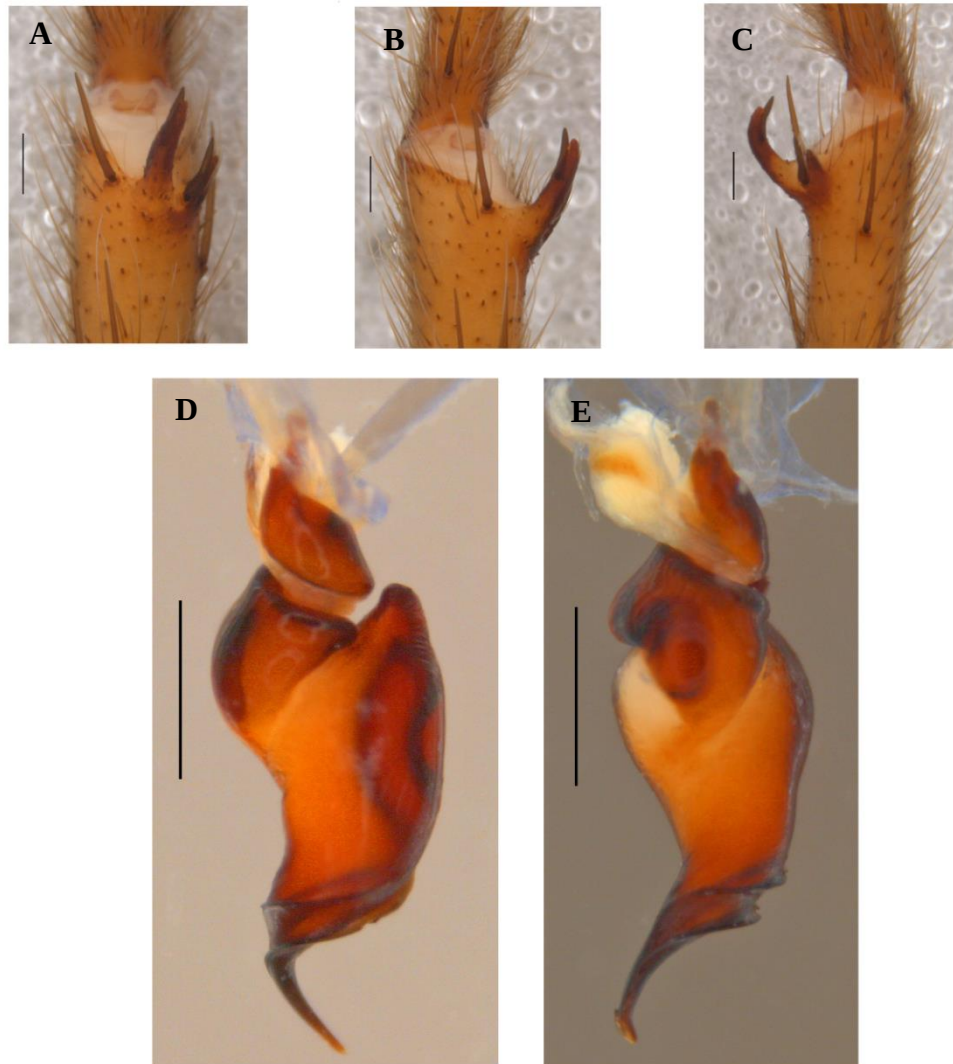


Figura 152. Macho. *Tmesiphantes caymmii*. (LES). (A-C) Apófise tibial direita. A, vista ventral. B, vista retrolateral. C, vista prolateral. (D-E) Bulbo direito. D, vista prolateral. E, vista retrolateral. Escalas: A-E = 0,5 mm.

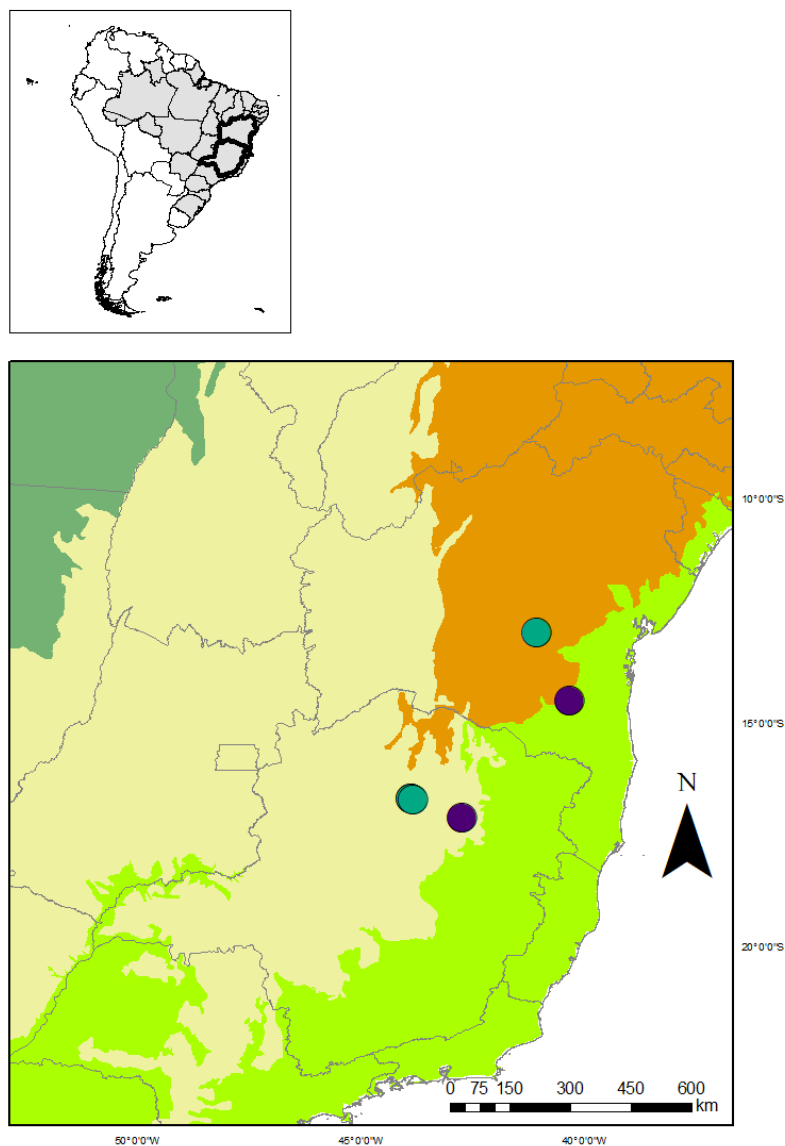


Figura 153. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Tmesiphantes caymmii* na literatura (círculo roxo) e novos registros, sendo estes, inéditos para o meio hipógeo (círculo verde).

***Tmesiphantes hypogeus* Bertani, Bichuette & Pedroso, 2013**

(Figura 154)

Tmesiphantes hypogeus Bertani, Bichuette & Pedroso, 2013: 236, figs 1, 2A-E, 3-4.

Material examinado: Brasil. **Bahia**. Andaraí: Gruna Parede Vermelha, 12°52'42.8"S 41°18'59.5"W, 22.X.2014, D. M. von Schimonsky; J. E. Gallão, 1j, (LES0011968).

Distribuição: Brasil, estado da Bahia (Figura 155).

Nota: A espécie é encontrada em duas cavernas no município de Andaraí (Iguatú), Bahia, Gruta das Cobras (12°52'02.8"S 41°18'11.9"W) e a citada no material observado (BERTANI; BICHUETTE; PEDROSO, 2013). Para essa espécie não há registro em novas cavidades.

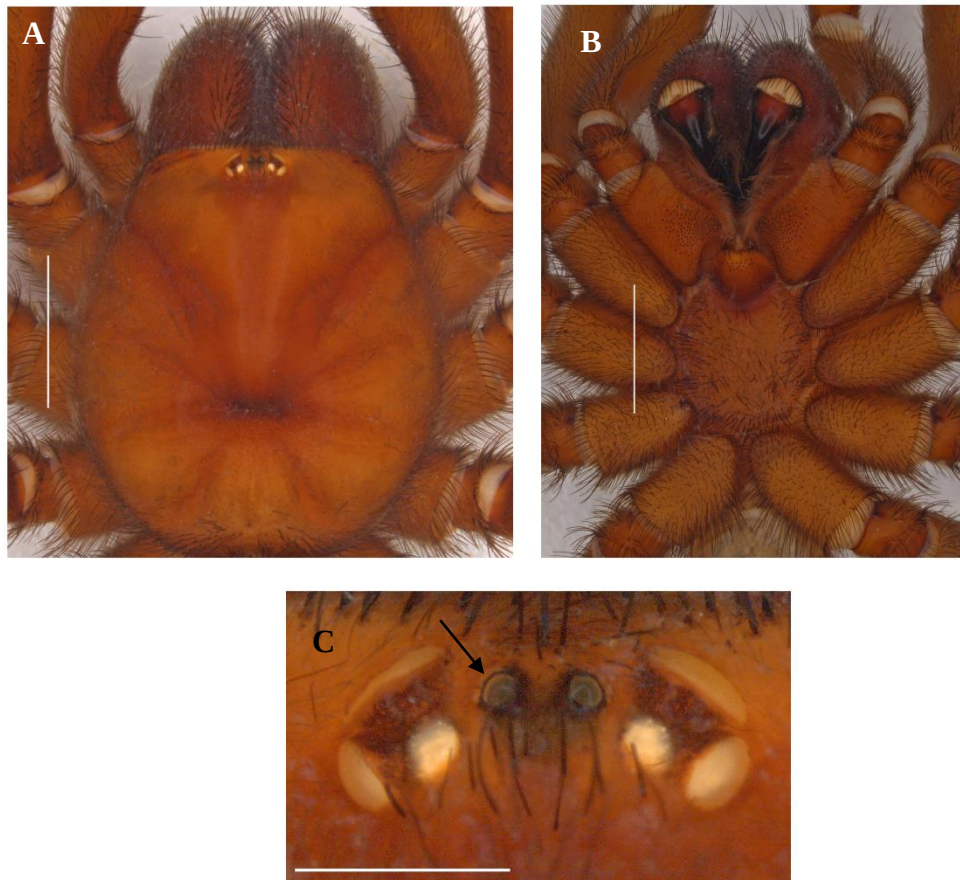


Figura 154. Jovem. *Tmesiphantes hypogeus*. LES0011968. (A-C) A, prossoma, vista dorsal. B, prossoma, vista ventral. C, olhos, seta indicando olhos anteriores medianos reduzidos. Escalas: A-B = 5 mm. C = 1 mm.

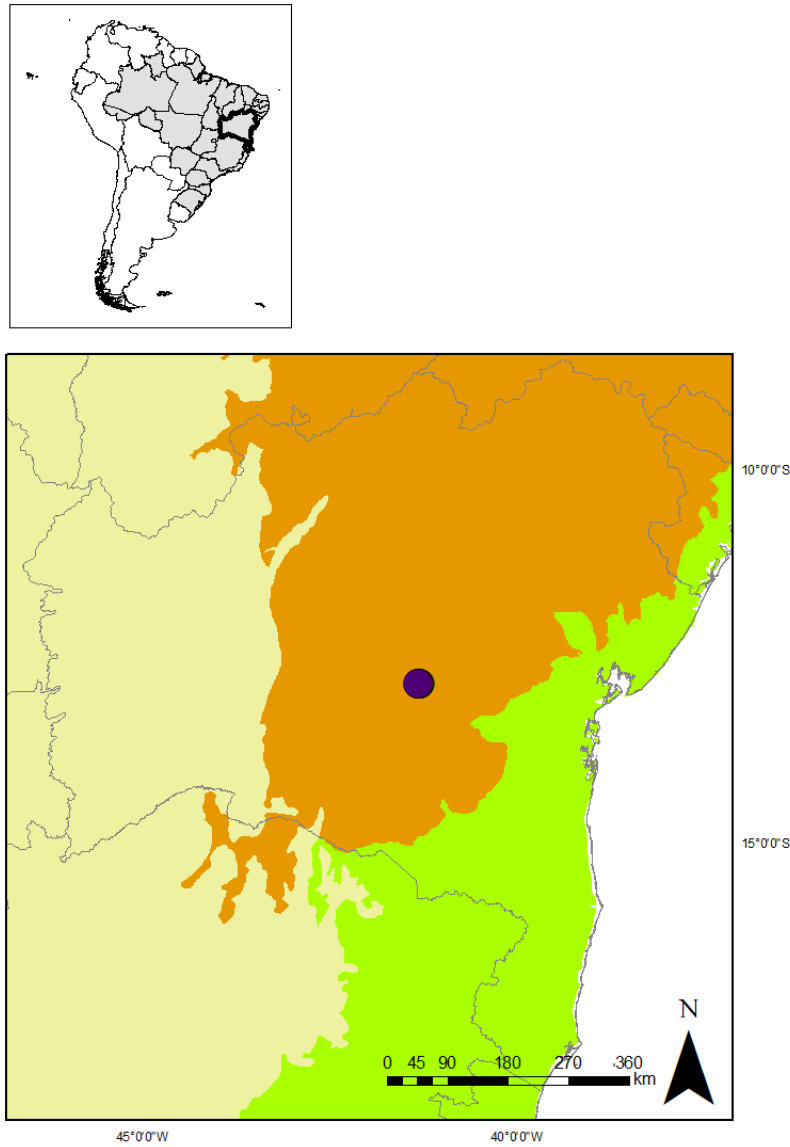


Figura 155. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Tmesiphantes hypogeus* literatura para o meio hipógeo (círculo).

Nota: Foi observado indivíduo jovem de *Tmesiphantes* sp. para: Brasil. **Minas Gerais.** Montes Claros: Lapa da Botina, 16°42.782'S 43°54.032'W, id. G. F. Rossi, III.2016, D. M. von Schimonsky; C. S. Fernandes; T. Zepon, 1j, (LES) (Figura 156).

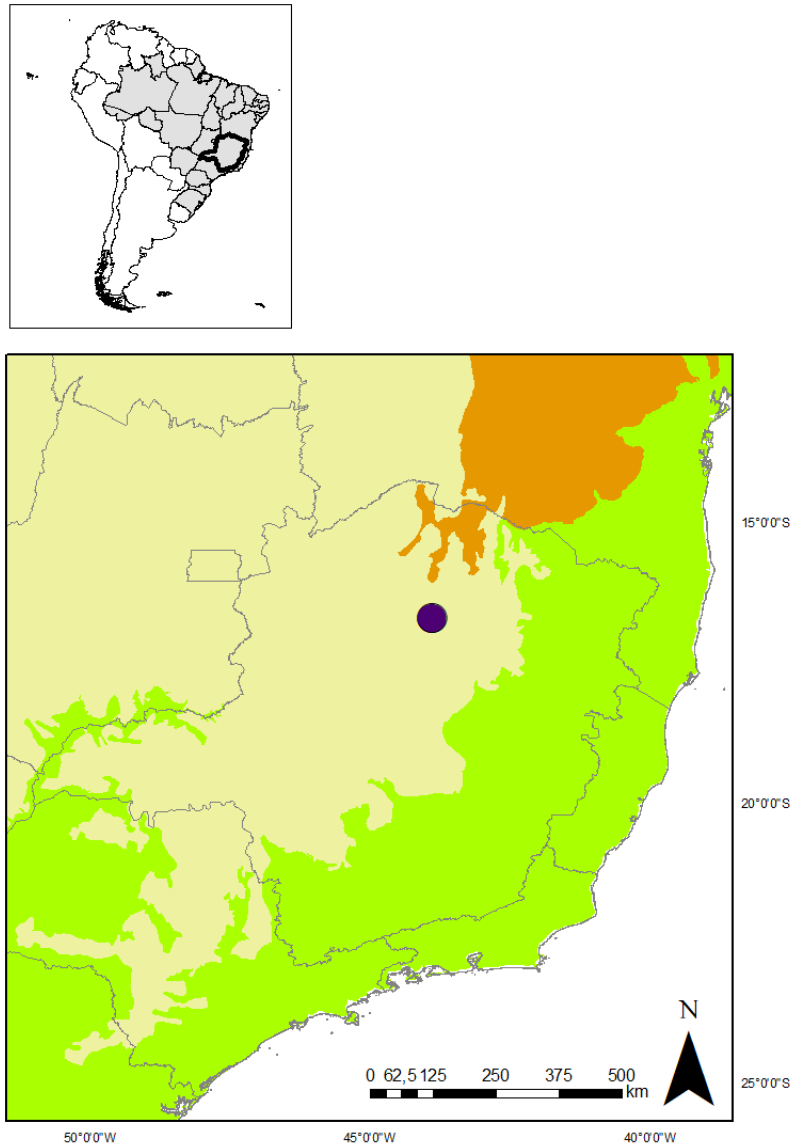


Figura 156. Mapa mostrando registro de ocorrência de *Tmesiphantes* sp. para o meio hipógeo (círculo).

***Vitalius* Lucas, Silva & Bertani, 1993**

***Vitalius nondescriptus* (Mello-Leitão, 1926)**

(Figura 157)

Hapalopus nondescriptus Mello-Leitão, 1926: 319, figs 7-8.

Cyclosternum melloleitaoi Bücherl, Timotheo & Lucas, 1971: 125, figs 29-31.

Vitalius nondescriptus: Bertani, Nagahama & Fukushima, 2012: 468, figs 1-11.

Material examinado: Brasil. **Minas Gerais**. Itabirito: Caverna VL-04, 20°17'12.433"S 43°56'41.305"W, id. A. G. Lima, 24-26.VIII.2011, J. Mascarenhas et al. col., 1♀, (IBSP 180949). Matozinhos: MOC-01, 19°33'23.000"S 44°0'11.002"W, id. A. G. Lima, 01-08.VIII.2011, F. P. Franco; C. A. R. Souza et al. col., 1♀, (IBSP 179792); MOC-N1, 19°32'57.001"S 44°0'49.000"W, id. A. G. Lima, 01-08.VIII.2011, F. P. Franco; C. A. R. Souza et al. col., 1♀, (IBSP 179784). Rio Acima: AP-38, 20°1'50.033"S 43°40'43.909"W, id. A. G. Lima, 19-23.VII.2008, R. B. Bessi et al. col., 1♀, (IBSP 179452).

Distribuição: Brasil, estado de Minas Gerais (Figura 158).

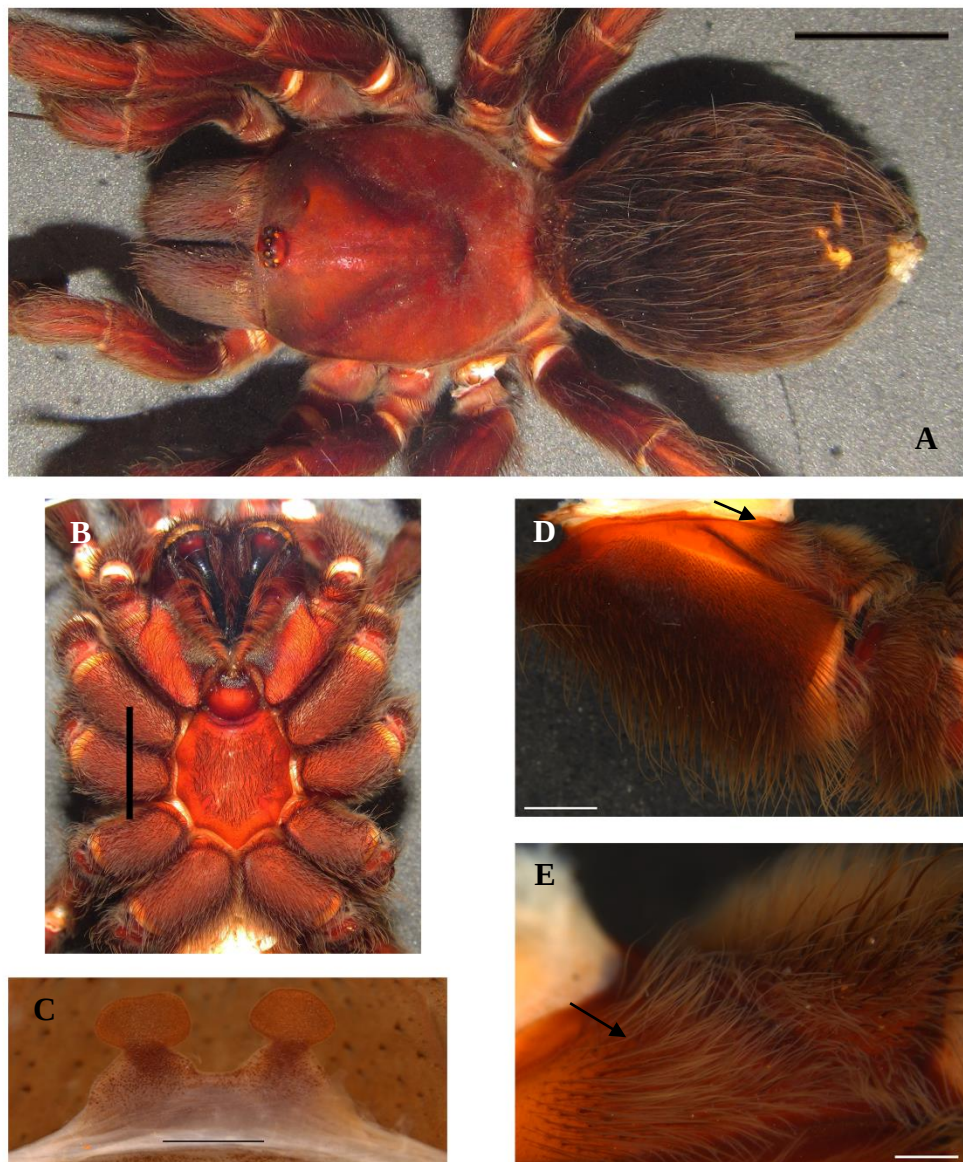


Figura 157. Fêmea. *Vitalius nondescriptus*. CAD 569. (A-E) A, prossoma e opistossoma, vista dorsal. B, prossoma vista ventral. C, espermateca, vista dorsal. D, coxa da perna I, seta indicando cerdas estridulatórias, vista prolateral. D, seta indicando cerda estridulatória. Escalas: A-B = 5 mm. C = 1 mm. D = 2 mm. E = 0,5 mm. Fotos D-E: Arthur Galleti Lima.

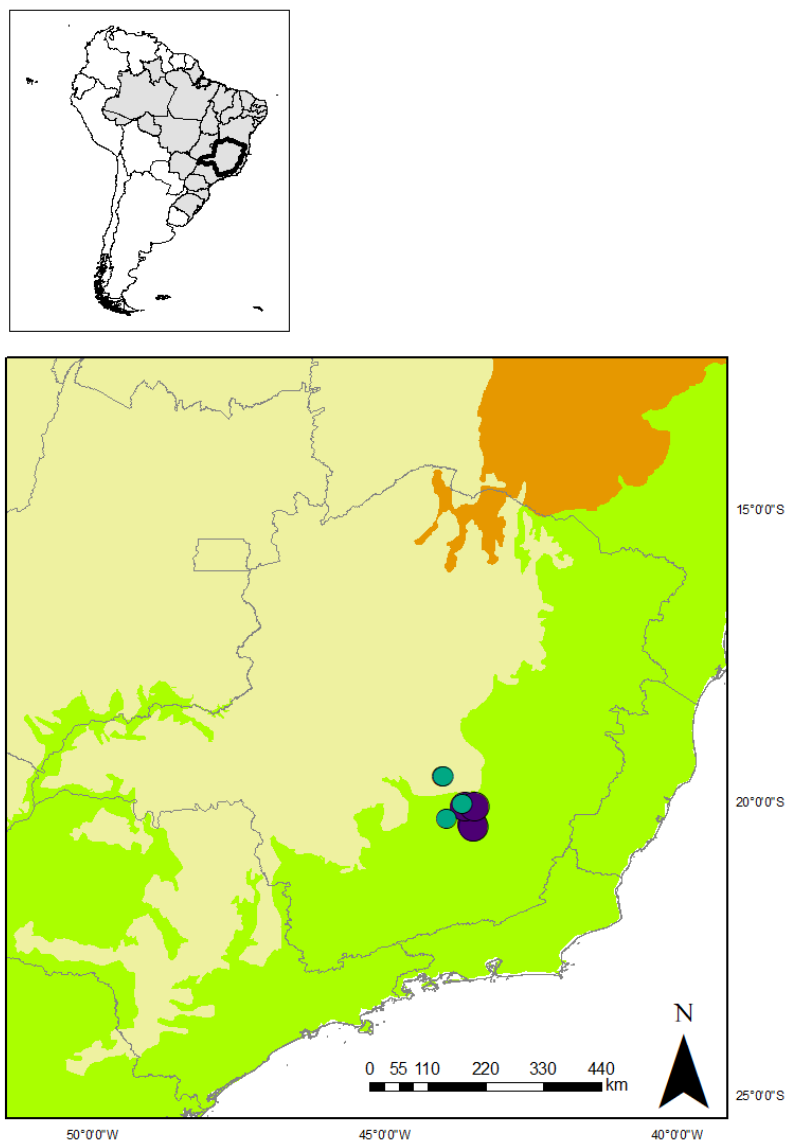


Figura 158. Mapa mostrando registros de ocorrência de *Vitalius nondescriptus* na literatura para o meio epígeo (círculo roxo) e hipógeo (círculo verde) (examinados).

Ainda, algumas aranhas eram tão jovens que não foi possível a identificação do gênero. Elas são das famílias Dipluridae (3 indiv.), Nemesiidae (5 indiv.) e Theraphosidae (19 indiv.). Para outras, nem a identificação a nível de família foi possível (6 indiv.) (Tabela 3).

Tabela 3. Espécimes jovens encontrados em cavernas (id: G. F. Rossi).

Família	Estado	Município	Cavidade subterrânea	Data coleta	Coletor	Tombo
Dipluridae	PA	Curionópolis	Caverna SL-16	12.I.2011	Col. Carste	ISLA 47.029
Dipluridae	PA	Parauapebas	GEM 1795	28.VIII.2010	Col. Carste	ISLA 47.011
Nemesiidae	SP	Apiaí/Iporanga	Gruta Alambari de Baixo	02.X.2012	-	LES000006809
Nemesiidae	MG	Barão de Cocais	Cavidade 006	III.2013	-	ISLA 47.014
Nemesiidae	MG	Barão de Cocais	Cavidade BRU 0009	III.2013		ISLA 4.643
Nemesiidae	MG	Congonhas	Cavidade C08	-	-	ISLA 4.943
Nemesiidae	PA	Curionópolis	Caverna SL-99	07.I.2011	Col. Carste	ISLA 47.032
Theraphosidae	MG	Ataléia	Gruta do João Matias	10.VII.2013	-	ISLA 47.025
Theraphosidae	MG	Barão de Cocais	Cavidade 111	X.2012	-	ISLA 4.639
Theraphosidae	MG	Barão de Cocais	Cavidade CBT_09	20.V.2015	Ativo Ambiental	ISLA 15.613
Theraphosidae	MG	Barão de Cocais	Cavidade RF_118	15.IX.2014	Ativo Ambiental	ISLA 15.570
Theraphosidae	PA	Curionópolis	Caverna SL-20	12.I.2011	Col. Carste	ISLA 47.026
Theraphosidae	PA	Curionópolis	Caverna SL-53	03.VI.2010	Col. Carste	ISLA 47.027
Theraphosidae	PA	Curionópolis	Caverna SL-57	05.VI.2010	Col. Carste	ISLA 47.035
Theraphosidae	PA	Curionópolis	Caverna SL-106	16.I.2012	Col. Carste	ISLA 47.020
Theraphosidae	GO	Damianópolis	Gruña Porcos	-	-	ILSA 46.986
Theraphosidae	MG	Montes Claros	Lapa da Gipsita	III.2016	D. M. von Schimonsky; C. S. Fernandes; T. Zepon	LES
Theraphosidae	MG	Montes Claros	Lapa da Botina	III.2016	D. M. von Schimonsky; C. S. Fernandes; T. Zepon	LES
Theraphosidae	MG	Montes Claros	Lapa da Concha	III.2016	D. M. von Schimonsky; C. S. Fernandes; T. Zepon	LES
Theraphosidae	MT	Nobres	Toca do Sorvete	06.V.2015	Bichuette; Chagas-Jr.	LES
Theraphosidae	MG	Nova Lima e Brumadinho	SC-08	-	-	ISLA 46.994
Theraphosidae	MG	Nova Lima e Brumadinho	Tuta 28	-	-	ISLA 47.040
Theraphosidae	PA	Parauapebas	Cav. GEM 1179	17.IX.2010	Col. Carste	ISLA 47.007
Theraphosidae	PA	Parauapebas	Cav. GEM 1194	02.IX.2010	Col. Carste	ISLA 47.009
Theraphosidae	MG	Unaí	Gr. do Tamboril	19.V.2004	-	ISLA 47.043
	MG	Barão de Cocais	Cavidade CBT_03	Brasil	-	ISLA 15.550
	MG	Itabirito	MP-009	Brasil	-	ISLA 47.037
	MG	Itabirito	MP-010	Brasil	-	ISLA 47.036
	MG	Itabirito	MP-004	Brasil	-	ISLA 47.038
	GO	Mambáí	Caverna Pasto de vaca	Brasil	-	LES

4.2 CHAVES DE IDENTIFICAÇÕES

Chaves de identificações para aranhas encontradas em cavernas desse trabalho.

Chave para famílias (Adaptado de Brescovit et al. (2002)):

1. Cômoro ocular ausente, olhos espalhados na região cefálica.....2 (Figs 6A, 50A, 52A).
 - Cômoro ocular presente.....3 (Fig. 11A).
2. Fóvea torácica procurva em forma de U.....Actinopodidae (Figs 6A, 7A).
 - Fóvea torácica recurva e tripartida.....Idiopidae (*Neocteniza*) (Fig. 50A).
3. Tufos subungueais nos tarsos presente.....4 (Fig. 9E).
 - Tufos subungueais nos tarsos ausente.....5
4. Maxilas fortemente projetadas anteriormente; tricobótrios tarsais clavados dispostos em fila.....Theraphosidae (Figs 88C e D).
 - Maxilas fracamente projetadas anteriormente; tricobótrios tarsais clavados dispostos em conjunto compacto na região média do artículo.....Barychelidae (Fig. 9C).
5. Maxilas normais.....6
 - Maxilas retangulares, lábio mais longo que largo.....Cyrtachenidae (Figs 23 C e E).
6. Tíbia III normal.....7
 - Tíbia III com depressão dorsal.....Halonoproctidae (Fig. 47E).
7. Olhos em dois grupos, sendo o par lateral anterior deslocado para perto do clípeo.....Idiopidae (*Idiops*) (Fig. 52A).
 - Olhos em um único grupo compacto.....8
8. Olhos fortemente projetados em um cômoro; maxilas projetadas anteriormente; tegumento do opistossoma com cerdas claviformes.....Paratropidae (Figs 81A, B e C, 82 C).
 - Olhos normais; maxilas fracamente projetadas anteriormente; tegumento do opistossoma sem cerdas claviformes.....9

9. Fiandeiras laterais posteriores bem desenvolvidas (longas) e inseridas distantes entre si.....Dipluridae (Fig. 27B).
- Fiandeiras laterais posteriores normais e inseridas próximas entre si.....Nemesiidae.

Família Actinopodidae

Gênero *Actinopus*

Diagnose

Rastelo em longa projeção (Fig. 6C), segundo e terceiro par de sigilas esternais confluentes, patela e tibia da perna III com pequenos espinhos (Fig. 6F). Nas fêmeas, tibia II com mais espinhos que tibia I, bulbo masculino com duas apófises (Fig. 7D, E) (GOLOBOFF; PLATNICK, 1987).

Família Barychelidae

1. Cômoro ocular alongado ou largo, mas não retangular (trapezoidal) (Barychelinae) (RAVEN, 1985), linha de olhos posteriores ligeiramente mais larga que a anterior, fóvea torácica reta, lábio mais largo do que longo e com três cúspides, tricobótrios engrossados nos metatarsos das pernas I e II, maxila com um arranjo irregular de cúspides, pernas longas e finas, esterno circular, rastelo com poucas cerdas espiniformes (POCOCK, 1895).....*Cyrtogrammomma* (Figs 9A, C e E).

- Cômoro ocular e lábio mais largos do que longos, clipeo estreito, segmento apical das fiandeiras laterais posteriores curto e cônico (RAVEN 1985, 1986).....2 (Sasoninae) (Figs 11A,C, 14E).

2. Fiandeiras medianas posteriores presentes, ausência de cúspides no lábio e nas coxas das pernas I.....aff. *Neodiplothele* (Fig. 21D e E).

- Fiandeiras medianas posteriores ausentes, ausência de cúspides no lábio e nas coxas das pernas I (GONZALEZ-FILHO; LUCAS; BRESCOVIT, 2015).....*Neodiplothele* (Figs 11C e D).

Família Cyrtaucheniidae

Gênero *Fufius*

Diagnose

Fóvea ampla e recurva (RAVEN, 1985) (Fig. 23A).

Família Dipluridae

Chave de identificação para subfamílias

1. Duas fileiras de dentes nas garras pareadas; garras não pareadas longas, curvadas e nuas; maxilas com cúspides e sérula extensa; tarsos das pernas dos machos pseudosegmentados; tarso IV das fêmeas, ao menos, com a cutícula apresentando rachaduras ventralmente; fórmula das pernas 4123; cômoros oculares cerca de duas vezes mais largo do que longo; tarsos dos palpos dos machos curtos, com dois lobos similares; machos sem intumescência interqueliceral; uma fileira de dentes nos sulcos quelicerais (RAVEN, 1985).....2
(Diplurinae).

- Uma fileira de dentes nas garras pareadas; garras não pareadas alongadas; maxilas com cúspides e sérula extensa; tarsos das pernas dos machos pseudosegmentados; espinhos presentes nos tarsos das pernas; segmento apical das fiandeiras laterais posteriores pseudosegmentadas; fórmula das pernas 4321; cômoros oculares cerca de duas vezes mais largo do que longo; címbio alongado; duas fileiras de dentes nos sulcos quelicerais (Ischnothelinae) (RAVEN, 1985), tíbia I cilíndrica e delgada, machos com tíbia do palpo inchada, divisão êmbolo/tegulum pouco definida, esterno em formato de coração (RAVEN, 1985).....*Ischnothele* (Figs 42C, D, 43A, D, E e F).

2. Presença de lira na face prolateral da maxila do palpo3
(Figs 27D, 35D, 39E).

- Ausência de lira na face prolateral da maxila do palpo.....*Linothele*.

3. Lira bem desenvolvida, com mais de 50 cerdas, variando de pequenas a grandes, escópulas tarsais densas e inteiras (PEDROSO; BAPTISTA, 2004).....*Trechona* (Fig. 39E) (PEDROSO; MIRANDA; BAPTISTA, 2018. figs 3a e h).

- Lira com menos de 50 cerdas.....4

4. Lira em forma claviforme, escópulas tarsais fracas e intercaladas com espinhos (RAVEN, 1985; DROLSHAGEN; BÄCKSTAM, 2011).....*Diplura* (Fig. 27D).

- Lira em forma de gancho, escópulas densas nos tarsos I e II, tarsos dos pedipalpos com presença de densa escópula em mais do que o terço apical, maioria dos metatarsos das pernas com escópula no terço apical, tarsos das pernas pseudosegmentados (MARÉCHAL; MARTY, 1998).

figs 2. A-B; DROLSHAGEN; BÄCKSTAM, 2011. fig. 6).....*Harmonicon* (Fig. 35D).

Família Halonoproctidae

Gênero *Ummidia*

Diganose

Tíbia III com depressão dorsal (Fig. 47E) (RAVEN, 1985).

Família Idiopidae

Subfamília Genysinae, gênero *Neocteniza*

Diagnose

Fóvea ampla, recurva, região ocular mais larga que o dobro do seu comprimento, ou ocupando cerca da metade da largura dessa região. Machos com um ou dois processos cuticulares curvos na face prolateral distal da tíbia palpal e geralmente com esporão duplo acoplado na face prolateral distal da tíbia I (Genysinae) (RAVEN, 1985), duas linhas de olhos, presença de um rastelo bem desenvolvido, lábio fusionado com o esterno (PLATNICK; SHADAB, 1976; GOLOBOFF, 1987a) (Figs 50A, C e E).

Subfamília Idiopinae, gênero *Idiops*

Dignose

Olhos anteriores laterais distantes dos outros olhos e próximos a margem anterior da carapaça, fóvea fortemente procurva, segmentos distais das pernas anteriores com numerosos espinhos laterais. Fêmeas sem escópula nos tarsos, garras tarsais superiores com um longo e até dois pequenos dentes. Tíbia palpal dos machos com crescente aglomerado de espinhos em formato de meia lua na retromargem distal, tíbia I com único espinho distal ou apófise composta por dois processos distalmente engrossados (Idiopinae) (RAVEN, 1985), quelícera medialmente normal, dorso do opistossoma não quitinizado, duas linhas de dentes nas quelíceras e ausência de sigilas esternais posteriores (RAVEN, 1985) (Figs 52A e B).

Família Nemesiidae

1. Quilhas próximas ao êmbolo, intumescência interqueliceral bem desenvolvida (RAVEN, 1985).....2 (Diplothelopsinae).
 - Quilhas próximas ao êmbolo, intumescência interqueliceral com cerdas modificadas, carapaça mais longa do que larga (RAVEN, 1985).....3 (Pycnothelinae).
2. Poucas cúspides nos lábios, quatro fiandeiras curtas em comparação as outras espécies da subfamília, tarsos das pernas anteriores com escópula e sem espinhos, pernas anteriores com poucos espinhos, garras tarsais com numerosos dentes em duas fileiras, oito olhos em um cômodo ocular. Machos apresentam apófise tibial com 3 ou mais espinhos, ausência da garra inferior em todos os tarsos, patela III com espinhos 1-1-1, tibia anterior sem escópula. Fêmeas sem fúsculas em forma de abóbora, tarsos das pernas sem garras inferiores, tíbias anteriores sem escópula (GOLOBOFF, 1987b, 1995).....*Chaco* (INDICATTI, et al., 2015, figs 36, 49, 50) (Figs 54A, C, E e F).
 - Poucas cúspides no lábio, quatro fiandeiras de tamanho normal em comparação ao gênero *Chaco*, todos os tarsos podem apresentar escópula e espinhos, oito olhos em um cômodo ocular, bulbo dos machos coniforme e gradualmente afunilando para formar o êmbolo, patela IV das fêmeas com espinhos prolaterais 1-1-1 (GOLOBOFF, 1995, FERRETTI, 2015).....*Lycinus* (Figs 58A, C e D, 59D e E).
3. Presença de espinhos nos tarsos dos pedipalpos das fêmeas.....4
 - Ausência de espinhos nos tarsos dos pedipalpos das fêmeas, maxilas com muitas cúspides, tibia I dos machos com espinho apical na posição retrolateral, êmbolo do bulbo com várias quilhas paralelas, pente de cerdas bem desenvolvido no metatarso II das fêmeas, fúsculas em forma de abóbora na margem interna das fiandeiras laterais posteriores (GOLOBOFF, 1995).....*Stenoterommata* (Figs 74C, 75B e E).
4. Dois espinhos nos tarsos dos pedipalpos, forte rastelo formado por espículas cônicos e curtas com apenas duas situadas na elevação da quelícera, terceira unha presente em todos os tarsos, escópula das pernas I e II das fêmeas inteiras, machos com escópula discreta, tarsos das pernas I e II mais curtos que das pernas III e IV (LUCAS; INDICATTI; FUKAMI, 2005).....*Prorachias* (Figs 66A, B, C e D).

- Geralmente dois espinhos nos tarsos dos pedipalpos (GOLOBOFF, 1995).....*Rachias* (Figs 71A e B).

Família Paratropididae

Gênero *Paratropis*

Diagnose

Cômodo ocular muito elevado, fóvea transversal, sulco queliceral estreito com dentes nas duas margens em duas filas justapostas, maxila com projeção anterior cônica, pernas I dos machos sem apófise tibial, garras emparelhadas dos tarsos com um dente longo, ausência de tufos subungueais, quatro fiandeiras (RAVEN, 1985; VALDEZ-MONDRAGÓN; MENDOZA; FRANCKE, 2014) (Figs 81C, 82A, C e E).

Família Theraphosidae

1. Escópula bem desenvolvida no tarso e metatarso e estendida lateralmente, pernas sem ou com poucos espinhos apicais na parte ventral da tíbia e metatarso, duas espermatecas separadas, ausência de cerdas espiniformes na face prolateral da maxila (Aviculariinae) (FUKUSHIMA; BERTANI, 2017), fileira de olhos anteriores procurva, fiandeira lateral posterior com artícolo apical digitiforme, cerdas urticantes no dorso do opistossoma, tarsos e metatarsos com faixa alaranjada na face dorso-medial, machos com apófise tibial não desenvolvida e ausência de apófise tibial na perna II, címbio sem processo afiado, fêmeas com espermatecas compridas e não esclerotizadas com forte curvatura mediana para fora (FUKUSHIMA; BERTANI, 2017).....*Ybyrapora* (BERTANI; FUKUSHIMA, 2009. figs A1–A2) (Figs 88A, 89A, B, C e G).

- Escópula não tão bem desenvolvida no tarso e metatarso.....2

2. Cúspides labiais em região elevada e concentradas em um denso grupo na região anterior (Schismatothelinae) (GUADANUCCI, 2014), machos e fêmeas com lábio quadrado, presença de faixas transversais escuras no dorso do opistossoma, espermatecas com lóbulos pequenos esclerotizados e machos com sigilas esternais longe da margem (GUADANUCCI et al., 2007).....*Guyruita* (Figs 100B, C e D, 101C).

- Cúspides labiais em região não elevada e não concentradas em um denso grupo na região anterior, pernas com muitos espinhos.....3

3. Subtegulum estreito, êmbolo normalmente comprido, fino e sem quilhas, não possuem cerdas urticantes (Ischnocolinae) (GERSCHMAN DE PIKELIN; SCHIAPELLI, 1973) (Fig. 98D, E), machos e fêmeas com lábio retangular e poucas cúspides, espermatecas com pequenos lóbulos não esclerotizados (GUADANUCCI et al., 2007).....*Dolichothele* (Figs 96C e D).
- Subtegulum estendido sobre o tegulum, presença de quilhas no êmbolo do bulbo, cerdas urticantes no opistossoma (dos tipos I, III e IV) (RAVEN, 1985; PÉREZ-MILES et al., 1996) (Figs 105D, E).....4 (Theraphosinae).
4. Presença de cerdas estridulatórias nas coxas e/ou trocanteres.....5
- Ausência de cerdas estridulatórias nas coxas e/ou trocanteres.....11
5. Presença de cerda estridulatória claviforme na face retrolateral do trocanter do palpo e na face prolateral do trocanter da perna I.....*Acanthoscurria* (Figs 104C e D).
- Presença ou ausência de cerda estridulatória claviforme na face prolateral e retrolateral das coxas e trocanteres do palpo e perna I.....6
6. Presença de cerda estridulatória claviforme na face prolateral e retrolateral das coxas e trocanteres do palpo e perna I, respectivamente, além de espinhos nas faces prolateral e retrolateral das coxas do palpo e perna I.....*Theraphosa*.
- Ausência de cerda estridulatória claviforme na face prolateral e retrolateral das coxas e trocanteres do palpo e perna I, respectivamente, além da ausência de espinhos nas faces prolateral e retrolateral das coxas do palpo e perna I.....7
7. Presença de cerda estridulatória aveludada acima da sutura na face prolateral da coxa da perna I.....*Lasiadora* (Figs 120D e E).
- Ausência de cerda estridulatória aveludada acima da sutura na face prolateral da coxa da perna I.....8
8. Presença de cerdas na borda da carapaça e macho com quilha subapical serrilhada.....*Nhandu* (Figs 134A, 135D e E).
- Ausência de cerdas na borda da carapaça.....9
9. Presença de pelo urticante tipo I com região “a” mais curta que região “b” (*P. anomalus*; *P. multicuspidatus*), fêmeas podem ser diferenciadas pela ausência de pelo urticante tipo III e tibia IV engrossada (*P. amazonicus*). Machos apresentam quilha acessória debaixo da quilha prolateral inferior no bulbo (BERTANI, 2001).....*Proshapalopus*.
- Pelo urticante tipo I e/ou tipo III.....10

10. Fêmeas com apenas pelo urticante tipo I.....*Vitalius*.
 - Fêmeas com pelo urticante tipo I e III.....*Pterinopelma*.
 11. Cerdas convergentes no opistossoma (NAGAHAMA, 2010).....*Plesiopelma* (Figs 137E).
 - Ausência de cerdas convergentes no opistossoma.....12
 12. Lábio com poucas cúspides, esterno arredondado, pelos urticantes tipos III e IV, fêmur III engrossado. Machos com êmbolo do bulbo curvo e duas quilhas (prolateral superior e inferior), receptáculos das espermatecas com constrição subapical (FABIANO-DA-SILVA; GUADANUCCI; DASILVA, 2015).....*Tmesiphantes* (Figs 151C, 152D e E).
 - Lábio com muitas cúspides.....13
 13. Metatarsos e tarsos curtos, esterno arredondado, pernas com poucos espinhos (exceto perna II que possui um espinho apical), fôvea torácica curta procurva (SIMON, 1892).....*Magulla* (Figs 130A, C e D).
 - Metatarsos e tarsos com tamanhos normais.....14
 14. Machos com nódulo basal triangular no metatarso I, êmbolo afunilando abruptamente a partir da metade do comprimento, quilha prolateral inferior associado ao dente do êmbolo (YAMAMOTO; LUCAS; BRESCOVIT, 2012. figs 2-8D, 5C).....*Catanduba* (Figs 113D e E).
 - Machos sem nódulo basal triangular no metatarso I, bulbo com quilha em forma de anel, região apical do bulbo quase cônico, apófise digitiforme do bulbo ausente, tíbia palpal com processo prolateral, flexão do metatarso I entre a apófise tibial. Nas fêmeas espermateca esclerotizada com base dos receptáculos membranosa (PÉREZ-MILES et al., 1996; FUKUSHIMA; BERTANI; DA SILVA, 2005).....*Hapalopus* (Figs 116D, 118D).

Nota: Segundo Galleti-Lima (2017) as cerdas estridulatórias podem ser divididas em: **Claviforme**, *Acanthoscurria* e *Theraphosa*; **Aveludada**, *Lasiadora*; **Plumosa**, *Lasiadora*, *Proshapalopus*, *Pterinopelma*, *Nhandu*, *Vitalius* e *Acanthoscurria*.

4.3 INDIVÍDUOS ENCONTRADAS EM ÁREAS PRÓXIMAS AS CAVIDADES

Algumas espécies foram encontradas em áreas próximas as cavernas. São elas:
Actinopodidae: *Actinopus* sp. 2. Material examinado: Brasil. **Bahia**. Carinhanha: id. L. M, 28. XI. 2005, Bichuette; Gallão, 1♀, (LES). Coribe: id. G. F. Rossi, mesmos dados, 1♀, (LES).
Barychelidae: *Neodiplothele itabaiana* Gonzalez-Filho, Lucas & Brescovit, 2015. Material examinado: **Bahia**. Andaraí: id. G. F. Rossi, XII.2015, Gallão; Schimonky, 1♀, (LES).

Theraphosidae: Aff. *Catanduba*. Material examinado: **Bahia**. Iuiu: id. G. F. Rossi, 17.X.2014, Bichuette; Gallão, 1♀, (LES); *Catanduba flavohirta* (Simon, 1889). Material examinado: **Bahia**. Iuiu: id. G. F. Rossi, 17.X.2014, Bichuette; Gallão, 1♂, (LES); *Catumiri* sp. Material examinado: **Bahia**. São Desidério: id. G. F. Rossi, 03.XI.2012, Bichuette, Gallão, Zepon, Fernandes, 1♀, (LES); *Iridopelma oliveirai* Bertani, 2012. Material examinado: **Bahia** Iraquara: id. G. F. Rossi, 20.X.2005, R. J. Silva, 1♂, (LES0018); *Lasiodora* sp. 5. Material examinado: **Bahia**. Iraquara: id. G. F. Rossi, 20.X.2005, R. J. Silva, 1♀, (LES0018); *Proshapalopus multicuspidatus* (Mello-Leitão, 1929). Material examinado: **Bahia**. Paripiranga: id. G. F. Rossi, 25.XI.2014, J. E. Gallão; M. Bolfarini; M. Rosendo; R. Moreira, 1♀, (LES); *Tmesiphantes* sp. 1. Material examinado: **Bahia**. Coribe: id. G. F. Rossi, XII.2015, Bichuette; Gallão, 1j, (LES). Itaetê: id. G. F. Rossi, J. E. Gallão; B. Monte, 1♀, (LES) e *Tmesiphantes* sp. 2. Material examinado: **Bahia**. Central: 27.I.2007, M. E. Bichuette, 1♂, (LES00190). Paripiranga: id. G. F. Rossi, J. E. Gallão; M. Bolfarini; M. Rosendo; R. Moreira, 1♀, (LES). E foram identificados jovens de (Tabela 4):

Nota: Os únicos registros para *I. oliveirai* e *N. itabaiana* eram, respectivamente, Toca dos Pilões, em Central, Bahia, e uma gruta no Parque Nacional Serra da Itabaiana, em Sergipe. Agora há novos relatos às ambas espécies para o meio epígeo, nessa ordem, nos municípios baianos de Iraquara e Andaraí.

Tabela 4. Tabela indicando indivíduos jovens encontrados circundando as cavidades (id: G. F. Rossi. Quando com símbolo (*), identificado por J. P. L. Guadanucci).

Família	Exemplares	Gênero	Estado	Município	Data de coleta	Coletor	Tombo
Cyrtacheniidae	1	<i>Fufius</i>	PA	Altamira	13.V.2011	J. E. Gallão	LES00004082
Dipluridae	2	<i>Diplura</i>	GO	Mambaí	29.IV.2013	Bichuette; Gallão; Schimonsky	LES
Nemesiidae	1	<i>Pselligmus</i>	BA	Serra do Ramalho	08.XII.2012	M. E. Bichuette; J. E. Gallão	LES

Theraphosidae	1	<i>Acanthoscurria</i>	BA	Carinhanha	07.XII.2012	-	LES
Theraphosidae	1	<i>Acanthoscurria</i>	GO	Sao domingos	31.X.2012	M. E. Bichuette	LES0000003224
Theraphosidae *	1	Aff. <i>Catanduba</i>	BA	Serra do Ramalho	29.V.2012	-	LES
Theraphosidae *	1	Aff. <i>Catanduba</i>	BA	São Desidério	3.XI.2012	Bichuette; Gallão; Zepon; Fernandes	LES
Theraphosidae	1	<i>Dolichothele</i>	BA	Abaíra	12.IV.2015	Bichuette; Gallão	LES
Theraphosidae	2	<i>Dolichothele</i>	BA	Central	18. VI. 2015	Bichuette; Rosendo	LES
Theraphosidae	1	<i>Lasiodora</i>	BA	Paripiranga	-	-	LES
Theraphosidae	1	aff. <i>Plesiopelma/Homoeomma</i>	BA	Iuiu	17.X.2014	Bichuette; Gallão	LES
Theraphosidae	1	<i>Plesiopelma</i>	SP	Iporanga	28.IX-2.X.2012	Disciplina cols.	LES0004356
Theraphosidae	2	<i>Proshapalopus</i>	BA	Andaraí	XII.2015	Gallão; Schimonsky	LES
Theraphosidae	1	<i>Proshapalopus</i>	MT	Araguainha	20.IX.2015	Bichuette; Schimonsky; Chagas Jr.	LES
Theraphosidae	1	Aff. <i>Pterinopelma</i>	BA	Iuiu	17.X.2014	Bichuette; Gallão	LES
Theraphosidae	2	<i>Tmesiphantes</i>	BA	Central	XII/2015	Bichuette; Gallão	LES
Theraphosidae	4	<i>Tmesiphantes</i>	MG	Montes Claros	III.2016	-	LES
Theraphosidae *	1	<i>Vitalius</i>	SP	Iporanga	03.III.2014	M. E. Bichuette; J. E. Gallão	LES

Theraphosidae	1	-	BA	Coribe	XII.2015	Bichuette; Gallão	LES
Theraphosidae	1	-	GO	Mambaí	29.IV.2013	Bichuette; Gallão; Schimonsky	LES
Theraphosidae	1	-	MG	São João da Lagoa	05.VIII.2014	Bichuette; Gallão	LES
Theraphosidae	1	-	BA	Central	18.VI.2015	Bichuette; Rosendo	LES
Theraphosidae	1	-	MG	Jaíba	06.VIII.2014	Bichuette; Gallão	LES
Theraphosidae	1	-	BA	Paripiranga		J. E. Gallão; M. Bolfarini; M. Rosendo; R. Moreira	LES
	1	-	BA	Coribe	XII.2015	Bichuette; Gallão	LES
	1	-	GO	Mambaí	29.IV.2013	Bichuette; Gallão; Schimonsky	LES

5 DISCUSSÃO

As nove famílias citadas nesse trabalho já possuem registros em cavidades. A família Theraphosidae foi a mais comum com o maior número de gêneros e espécies. Corroborando tais dados, na literatura essa família é a mais citada em cavernas brasileiras.

A maioria das espécies foi encontrada dentro de suas respectivas regiões de ocorrência. As exceções são: *Cyrtogrammomma monticola*, que não possuía registro no Brasil, e aquelas reportadas em estados sem registros anteriores, como *Catanduba peruacu* (Tocantins), *Magulla obesa* (Minas Gerais), *Pterinopelma felipeleitei* (Bahia) e *Lasiodora* sp. (Rio Grande do Norte). *C. monticola* foi observada na Caverna Pedra da Cachoeira localizada no município de Altamira, Pará. Na literatura, a espécie era somente conhecida em uma região na Guiana, chamada Monte Roraima (POCOCK, 1885). Ambas as regiões, Altamira e Monte Roraima, estão localizadas em florestas tropicais. Um dado interessante é que segundo Trajano e Bichuette (2010), aranhas da família Barychelidae são comuns em cavernas de Altamira-Itaituba e provavelmente troglófilas. No artigo, porém, não há menção da espécie podendo ser *C. monticola*.

Fonseca-Ferreira, Zampaulo e Guadanucci (2017) discutiram sobre a classificação cavernícola da espécie *Hapalopus aymara* e propuseram como troglófila. Porém, no artigo de descrição da espécie, conforme Perdomo, Panzera e Pérez-Miles (2009), notam-se diferenças entre

a espermateca deste com o dos exemplares presentes no artigo de Fonseca-Ferreira e colaboradores (2017). No presente trabalho, os espécimes de *Hapalopus*, que se assemelhavam aqueles determinados como *Hapalopus aymara* pelos primeiros autores citados foram identificadas como *Hapalopus* sp. 1. Ainda, Fonseca-Ferreira, Zampaulo e Guadanucci (2017) identificaram três novas espécies em cavernas ferríferas no Pará, além de registros inéditos para espécies de Mygalomorphae em cavidades subterrâneas. As cavernas ferríferas, como postulado por Trajano e Bichuette (2010), apresentam alto potencial como hábitat para espécies troglóbias no Brasil. Muitas dessas cavernas são superficiais o que facilita a colonização dos animais (SOUZA-SILVA, 2008) e permite que raízes de plantas acessem o meio subterrâneo e sirvam como recursos tróficos para invertebrados (FERREIRA, 2005). Além disso, a canga, um tipo de rocha ferruginosa porosa, possui canalículos que também favorecem a colonização (SOUZA-SILVA, 2008), funcionando como micro e mesocavernas para muitos organismos (BICHUETTE; FONSECA-FERREIRA, GALLÃO, 2015).

Até o momento, no Brasil, foram encontradas as espécies de Mygalomorphae troglóbias, *Harmonicon cerberus* (PEDROSO; BAPTISTA, 2014), *Tmesiphantes hypogeus* (BERTANI; BICHUETTE; PEDROSO, 2013), *Tonton itabirito*, *T. queca*, *T. matodentro* (PASSANHA; CIZAUSKAS; BRESCOVIT, 2019), e as troglófilas *Guyruita metallophila* (FONSECA-FERREIRA; ZAMPAULO; GUADANUCCI, 2017) e *Trechona diamantina* (GUADANUCCI; BRAGA; SÁ, 2014). Os novos dados de Passanha e colaboradores (2019) aumentaram o número de aranhas Mygalomorphae troglóbias. No total são três famílias, cinco espécies troglóbias e duas troglófilas. Atualmente com as novas descrições, dez famílias de aranhas apresentam espécies troglóbias descritas: Caponiidae, Ctenidae, Ochyroceratidae, Pholcidae, Prodidomidae, Sicariidae, Symphytognathidae (Araneomorphae), Dipluridae, Microstigmatidae e Theraphosidae (Mygalomorphae) (BERTANI; BICHUETTE; PEDROSO, 2013; PEDROSO; BAPTISTA, 2014; BRESCOVIT; SÁNCHEZ-RUIZ, 2016; GALLÃO; BICHUETTE, 2018; SOUZA; FERREIRA, 2018; PASSANHA; CIZAUSKAS; BRESCOVIT, 2019).

Entre as 68 espécies identificadas nesse trabalho, 32 são registros inéditos para o meio hipógeo. Além das espécies troglófilas, *Guyruita metallophila* e *Trechona diamantina* e da troglóbia, *Tmesiphantes hypogeus*, há relatos na literatura das seguintes: *Actinopus* sp. 1 identificada como *Actinopus* sp. 1 em Cizauskas (2017)), *Acanthoscurria geniculata*, *Chaco* sp. 1

(identificada como *Prorachias* sp. 1 em Cizauskas (2017)), *Diplura* sp. 2 (identificada como *Linothele* sp. 1 em Cizauskas, (2017)), *Diplura* sp. 3 (identificada como *Linothele* sp. 1 em Cizauskas, (2017)), *Diplura sanguinea* (identificada como *Diplura* sp. 1 em Cizauskas (2017)), *Dolichothele exilis*, *Dolichothele rufoniger*, *Dolichothele tucuruense* (identificado como Theraphosidae sp. 1 em Cizauskas (2017)), *Fufius auricomus*, *Hapalopus* sp. 1 (identificado como Ischnocolinae sp. 2 em Cizauskas (2017)), *Harmonicon* sp. (identificada como *Diplura* sp. 1 em Cizauskas (2017)), *Hapalopus serrapelada*, *Lasidora* sp. 1, *Lasiodora* sp. 4 (identificada como *Lasiodora* sp. 2, *Proshapalopus* sp. 1 e *Vitalius* sp. 1 em Cizauskas (2017)), *Lycinus* sp. 3 (identificado como *Lycinus* sp. 2 em Cizauskas (2017)), *Magulla obesa* (identificado como *Magulla* sp. 1 e Theraphosidae sp. 2 em Cizauskas (2017)), *Neodiplothele martinsi*, *Nhandu coloratovillosus*, *Paratropis* sp. 1, *Paratropis* sp. 2, *Paratropis* sp. 3, *Paratropis* sp. 5 (todas identificadas como *Paratropis* sp. 1 em Cizauskas (2017)), *Prorachias* sp. 1 (identificado como *Prorachias bristowei* em Cizauskas (2017)), *Prorachias bristowei*, *Pterinopelma sazimai*, *Stenoterommata* sp. 1 (identificado como *Lycinus* sp. 1 em Cizauskas (2017)), *Stenoterommata* sp. 2 (alguns identificados como *Stenoterommata* sp. 1 e *S.* sp. 2 em Cizauskas (2017)), *Stenoterommata* sp. 3 (identificado como *Stenoterommata* sp. 1 em Cizauskas (2017)), *Theraphosa blondi*, *Ummidia* sp. 1, *Ummidia* sp. 2 e *Vitalius nondescriptus* (identificado como *Vitalius* sp. 2, *Guyruita* sp. 2, *Lasiodora* sp. 2, Theraphosidae sp. 3 em Cizauskas (2017)).

No presente estudo, no total foram observados 29 machos adultos, 162 fêmeas adultas e 177 jovens. Nas populações de aranhas cavernícolas, nota-se, com bastante frequência, alta porcentagem de fêmeas adultas (BERNARDI; FERREIRA; SOUZA-SILVA, 2007; GUADANUCCI; BRAGA; SÁ; 2014; MAMMOLA; ISAIA, 2017) e jovens (BERNARDI; FERREIRA; SOUZA-SILVA, 2007; GUADANUCCI; BRAGA; SÁ; 2014; FONSECA-FERREIRA; ZAMPAULO; GUADANUCCI, 2017; MAMMOLA; ISAIA, 2017) em comparação a machos adultos.

A maioria das fêmeas de aranhas Mygalomorphae é sedentária, permanecendo em suas tocas e teias. Nas cavernas, podem encontrar substratos para a construção de seus retiros. Como os machos buscam ativamente parceiras sexuais na época reprodutiva (BRADLEY, 1996; PÉREZ-MILES et al., 2005) podem ser atraídos para as cavidades mediante feromônios liberados por elas; entretanto, após a cópula, muitos morrem por exaustão. Esses dois fatores, o fato de serem errantes

e morrerem depois da cópula, podem ser os influenciadores do menor número em comparação a fêmeas e jovens. De acordo com Bernardi, Ferreira e Souza-Silva (2007), as fêmeas de Theraphosidae podem ser encontradas até na zona mais profunda das cavernas, onde a temperatura estável e a umidade elevada podem influenciar no desenvolvimento de seus ovos (PULZ, 1987). Os jovens, em contrapartida, deparam-se nas cavernas com condições abióticas adequadas, fonte de alimento como os microinvertebrados (FONSECA-FERREIRA; ZAMPAULO; GUADANUCCI, 2017) e menos predação e competição (DANIELOPOL; ROUCH, 2012; TRAJANO; CARVALHO, 2017), podendo utiliza-lás como refúgio. Além disso, algumas espécies podem estar usando o ambiente subterrâneo como abrigo reprodutivo (FONSECA-FERREIRA; ZAMPAULO; GUADANUCCI, 2017).

As aranhas Mygalomorphae geralmente são encontradas em poucos indivíduos e associadas a zonas de entrada das cavernas, sendo, nestes casos, classificadas como troglótenos ou acidentais (PINTO-DA-ROCHA, 1995; BERNARDI; FERREIRA; SOUZA-SILVA, 2007). Como afirmam Trajano e Carvalho (2017), cada uma das classificações cavernícolas atua em diferentes níveis biológicos: a classificação troglóbio aplica-se à espécie, a troglófilo refere-se à população e a troglóteno diz respeito à população e indivíduos (cada indivíduo deve sair da caverna em algum momento). Porém, deve haver cautela quanto à classificação troglóteno. Geralmente existe a dificuldade em se classificar pois, como já explanado, animais troglótenos usam os recursos do meio subterrâneo mas precisam retornar a superfície para completar seu ciclo de vida, o que necessita de observações acerca de se realmente o fazem. Entre as classificações troglófilo e troglóteno a diferença é ecológica (e não evolutiva), no sentido que depende da disponibilidade de alimento (TRAJANO; CARVALHO 2017), onde uma espécie com indivíduos troglótenos na maioria das cavernas, em situação de presença de alimento, pode dar origem a uma população troglófila (HOLSINGER; CULVER, 1988, TRAJANO; MOREIRA, 1991; TRAJANO; CARVALHO 2017).

Nas palavras de Trajano e Bichuette (2006, p. 35):

... há organismos subterrâneos que são troglótenos sob condições de escassez alimentar, mas que podem tornar-se troglófilos caso o alimento deixe de ser limitante, o que acontece, por exemplo, em cavernas com grandes quantidades de guano depositado continuamente por colônias numerosas de morcegos. Ou seja, indivíduos de uma espécie podem ser troglótenos em uma determinada caverna ou região e troglófilos em outra.

Como exemplo, Bernardi, Ferreira e Souza-Silva (2007) relataram uma grande população de aranhas *Lasiadora* sp., aparentemente troglófila, em uma caverna granítica, no município mineiro de Ataléia. Foram observados 21 indivíduos, entre jovens, fêmeas e machos, com a presença de exúvias e teias de residência. Todo o entorno da caverna foi substituído pela pastagem, afetando a permanência dessas aranhas e de outros invertebrados do solo. Essas alterações podem tê-los influenciado a se refugiarem nas cavernas onde as condições são mais estáveis, e a população de *Lasiadora* sp. pode ter se alimentado desses outros invertebrados (BERNARDI; FERREIRA; SOUZA-SILVA, 2007).

Pode-se considerar que as aranhas Mygalomorphae têm todo o potencial para serem animais troglófilos, pois são noturnos, generalistas, predadores e que utilizam muitas vezes mecano e quimiorreceptores na procura de parceiros e alimento. Se as condições forem favoráveis, com alimento disponível, elas podem completar todo o seu ciclo de vida no meio subterrâneo.

6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AHEARN, G. A.; HOWARTH, F. G. Physiology of cave arthropods in Hawaii. **Journal of Experimental Zoology**, [S.l.], v. 222, n. 3, p. 227-238, 1982.
- AULER, A.; RUBBIOLLI, E.; BRANDI, R. **As Grandes Cavernas do Brasil**. Belo Horizonte: Grupo Bambuí de Pesquisas Espeleológicas, 2001. 228 p.
- AULER, A.; ZOGBI, L. **Espeleologia: Noções Básicas**. São Paulo: Redespeleo Brasil, 2005. 104 p.
- BAHIA, G. R.; FERREIRA, R. L. Influência das características físico-químicas e da matéria orgânica de depósitos recentes de guano de morcego na riqueza e diversidade de invertebrados de uma caverna calcária. **Revista Brasileira de Zoociências**, Juiz de Fora, v. 7, n. 1, p. 165-180, 2005.
- BERNARDI, L. F. O.; FERREIRA, R. L.; SOUZA-SILVA, M. Aspectos da ecologia de uma população de *Lasiadora* sp. (Araneae: Theraphosidae) em caverna granítica. **Espeleo-Tema**, [S.l.], v. 19, p. 65-80, 2007.
- BERTANI, R.; BICHUETTE, M. E.; PEDROSO, D. R. *Tmesiphantes hypogeus* sp. nov. (Araneae, Theraphosidae), the first troglobitic tarantula from Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, [S.l.], v. 85, n. 1, p. 235-243, 2013.
- BERTANI, R.; FUKUSHIMA, C. S. Description of two new species of *Avicularia* Lamarck 1818 and redescription of *Avicularia diversipes* (C. L. Koch 1842) (Araneae, Theraphosidae, Aviculariinae) - three possibly threatened Brazilian species. **Zootaxa**, [S.l.], v. 2223, n. 1, p. 25-47, 2009.
- BERTANI, R.; LEAL, F. A new species of *Pterinopelma* (Araneae: Theraphosidae) from the highlands of the state of Minas Gerais, Brazil and description of the male of *P. sazimai*. **Zoologia**, Curitiba, v. 33, n. 2, p. 1-9, 2016.
- BERTANI, R.; NAGAHAMA, R. H.; FUKUSHIMA, C. S. Revalidation of *Pterinopelma* Pocock 1901 with description of a new species and the female of *Pterinopelma vitiosum* (Keyserling 1891) (Araneae: Theraphosidae: Theraphosinae). **Zootaxa**, [S.l.], v. 2814, n. 1, p. 1-18, 2011.
- BERTANI, R.; NAGAHAMA, R. H.; FUKUSHIMA, C. S. *Vitalius nondescriptus* comb. nov. (Araneae: Theraphosidae: Theraphosinae): an example of theraphosid taxonomic chaos. **Zoologia**, [S.l.], v. 29, p. 467-473, 2012.
- BERTANI, R. Revision, cladistic analysis and biogeography of *Typhochlaena* C. L. Koch, 1850, *Pachistopelma* Pocock, 1901 and *Iridopelma* Pocock, 1901 (Araneae, Theraphosidae, Aviculariinae). **ZooKeys**, [S.l.], v. 230, p. 1-94, 2012.

BERTANI, R. Revision, cladistic analysis, and zoogeography of *Vitalius*, *Nhandu*, and *Proshapalopus*; with notes on other theraphosine genera (Araneae, Theraphosidae). **Arquivos de Zoologia**, São Paulo, v. 36, n. 3, p. 265-356, 2001.

BERTANI, R.; SANTOS, T.; RIGHI, A. F. A new species of *Oligoxystre* Vellard 1924 (Araneae, Theraphosidae) from Brazil. **ZooKeys**, [S.l.], v. 5, p. 41-51, 2009.

BICHUETTE, M. E.; FONSECA-FERREIRA, R.; GALLÃO, J. E. Biota subterrânea associada às cavernas em formações ferríferas. Ruchkys, U. A.; TRAVASSOS, L. E. P.; RASTEIRO, M. A.; FERIA, L. E. In: **Patrimônio Espeleológico em Rochas Ferruginosas**: Proposta para sua conservação no Quadrilátero Ferrífero, Minas Gerais. Campinas: Sociedade brasileira de espeleologia, 2015. p. 176-191.

BLOOM, T. et al. Discovery of two new species of eyeless spiders within a single Hispaniola cave. **Journal of Arachnology**, [S.l.], v. 42, n. 2, p. 148-154, 2014.

BOND, J. E.; COYLE, F. A. Observations on the natural history of an *Ummidia* trapdoor spider from Costa Rica (Araneae, Ctenizidae). **Journal of Arachnology**, [S.l.], v. 23, p. 157-164, 1995.

BOND, J. E. et al. A reconsideration of the classification of the spider infraorder Mygalomorphae (Arachnida: Araneae) based on three nuclear genes and morphology. **PLoS One**, [S.l.], v. 7, n. 6, p. 1-11, 2012.

BRADLEY, R. A. Foraging activity and burrow distribution in the Sydney Brown Trapdoor Spider (*Misgolas rapax* Karsch: Idiopidae). **Journal of Arachnology**, [S.l.], v. 24, n. 1, p. 58-67, 1996.

BRESCOVIT, A. D. et al. Araneae. Adis, J. (Ed.). In: **Amazonian Arachnida and Myriapoda**: identification keys to all classes, orders, families, some genera, and lists of known terrestrial species. Sofia: Pensoft Publishers. 2002. p. 303-343.

BRESCOVIT, A. D.; SÁNCHEZ-RUIZ, A. Descriptions of two new genera of the spider family Caponiidae (Arachnida, Araneae) and an update of *Tisentnops* and *Taintnops* from Brazil and Chile. **ZooKeys**, [S.l.], v. 622, p. 47-84, 2016.

BÜCHERL, W.; TIMOTHEO, A. C.; LUCAS, S. Revisão de alguns tipos de aranhas caranguejeiras (Orthognatha) estabelecidos por Cândido de Mello-Leitão e depositados no Museu Nacional do Rio. **Memórias do Instituto Butantan**, [S.l.], v. 35, p. 117-138, 1971.

CAMBRIDGE, F. O. P. On the Theraphosidae of the lower Amazons: being an account of the new genera and species of this group of spiders discovered during the expedition of the steamship "Faraday" up the river Amazons. **Proceedings of the Zoological Society of London**, [S.l.], v. 64, n. 3, p. 716-766, 1896.

CAVALLO, P.; FERRETTI, N. E. The first *Hapalotremus* Simon, 1903 (Araneae: Theraphosidae) from Argentina: description and natural history of *Hapalotremus martinorum* sp. nov. **Journal of Natural History**, [S.l.], v. 49, n. 15-16, p. 873-887, 2015.

CHAIMOWICZ, F. Levantamento bioespeleológico de algumas grutas de Minas Gerais. **Espeleo-Tema**, [S.l], v, 14, p. 97-107, 1984.

CHICKERING, A. M. Three new species of *Accola* (Araneae, Dipluridae) from Costa Rica and Trinidad, W. I. **Psyche**, [S.l], v. 73, n. 3, p. 157-164, 1966.

CHICKERING, A. M. Two new species of the genus *Accola* (Araneae, Dipluridae). **Psyche**, [S.l], v. 71, n. 4, p. 174-180, 1964.

CHRISTIANSEN, K. A. Proposition pour la classification des animaux cavernicoles. **Spelunca**, [S.l], v. 2, p. 76-78, 1962.

CIZAUSKAS, I. **Análise da diversidade funcional e dos padrões de riqueza de aranhas cavernícolas do Brasil e um modelo de mapeamento**. 2017. 94 f. Dissertação (Mestrado em Zoologia) - Universidade de São Paulo, São Paulo, 2017.

COYLE, F. A. A revision of the American funnel web mygalomorph spider genus *Euagrus* (Araneae, Dipluridae). **Bulletin of the American Museum of Natural History**, Nova York, v. 187, n. 3, p. 203-292, 1988.

COYLE, F. A. A revision of the funnel web Mygalomorph spider subfamily Ischnothelinae (Araneae, Dipluridae). **Bulletin of the American Museum of Natural History**, Nova York, n. 226, p. 1-133, 1995.

CULVER, D.; PIPAN, T. Shifting paradigms of the evolution of cave life. **Acta carsologica**, [S.l], v. 44, n. 3, p. 415-425, 2015.

DANIELOPOL, D. L. D.; ROUCH, R. Invasion, active versus passive. CULVER, D. C.; WHITE, W. B. (Ed.). In: **Encyclopedia of caves**. Amsterdam: Elsevier. 2012. p. 404–409.

DE ÁZARA, L. N.; FERREIRA, R. L. Annotated checklist of Gonyleptoidea (Opiliones: Laniatores) associated with Brazilian caves. **Zootaxa**, [S.l], v. 4439, n. 1, p. 1-107, 2018.

DEHARVENG, L.; BEDOS, A. Diversity patterns in the tropics. CULVER, D. C.; WHITE, W. B. (Ed.). In: **Encyclopedia of caves**. Amsterdam: Elsevier. 2012. p. 238-250.

DESSEN, E. M. B. et al. Levantamento preliminar da fauna de cavernas de algumas regiões do Brasil. **Ciência e Cultura**, [S.l], v. 32, n. 6, p. 714-725, 1980.

DIPPENAAR-SCHOEMAN, A. S. **Baboon and trapdoor spiders of southern Africa: an identification manual**. Plant Protection Research Institute Handbook no. 13. Pretoria: Agricultural Research Council, 2002. 128 p.

DODONOV, P. et al. Avaliação *in situ* do aporte de alimento nas diferentes zonas de uma caverna: estudo de caso e recomendações metodológicas. **Revista da Biologia**, [S.l], v. 10, n. 2, p. 8-12, 2013.

DROLSHAGEN, B.; BÄCKSTAM, C. M. Notes on the genus *Harmonicon* F. O. P. Cambridge 1896 (Araneae, Dipluridae) with description of a new species from French Guyana. **ZooKeys**, [S.l.], n. 112, p. 89-96, 2011.

FABIANO-DA-SILVA, W.; GUADANUCCI, J. P. L.; DASILVA, M. B. *Tmesiphantes mirim* sp. nov. (Araneae: Theraphosidae) from the Atlantic Forest of Bahia, Brazil, biogeographical notes and identification keys for species of the genus. **Zoologia**, [S.l.], v. 32, n. 2, p. 151-156, 2015.

FAGE, L. Sur quelques araignées des grottes de l'Amérique du Nord et de Cuba. **Bolletino del Laboratorio di Zoologia Generale e Agraria del R. Istituto Superiore Agrario di Portici**, v. 22, p. 181-187, 1929.

FERREIRA, R. L. A vida subterrânea nos campos ferruginosos. **O Carste**, Belo Horizonte, v. 3, n. 17, p. 106-115, 2005.

FERREIRA, R. L. et al. Fauna subterrânea do Estado do Rio Grande do Norte: caracterização e impactos. **Revista Brasileira de Espeleologia**, [S.l.], v. 1, n. 1, p. 25-51, 2010.

FERREIRA, R. L.; HORTA, L. C. S. Natural and human impacts on invertebrate communities in Brazilian caves. **Revista Brasileira de Biologia**, [S.l.], v. 61, n. 1, p. 7-17, 2001.

FERRETTI, N. Cladistic reanalysis and historical biogeography of the genus *Lycinus* Thorell, 1894 (Araneae: Mygalomorphae: Nemesiidae) with description of two new species from western Argentina. **Zoological Studies**, [S.l.], v. 54, n. 1, p. 11, 2015.

FOELIX, R. F. **Biology of spiders**. New York: Oxford University Press, 1996. 330 p.

FONSECA-FERREIRA, R.; BICHUETTE, M. E. A aracnofauna cavernícola da reserva da biosfera da Serra do Espinhaço, estado de Minas Gerais. In: **33º Congresso Brasileiro de Espeleologia**, 33I., 2015, Eldorado. Anais do 33º Congresso Brasileiro de Espeleologia.

FONSECA-FERREIRA, R.; ZAMPAULO, R. D. A.; GUADANUCCI, J. P. L. Diversity of iron cave-dwelling mygalomorph spiders from Pará, Brazil, with description of three new species (Araneae). **Tropical zoology**, [S.l.], v. 30, n. 4, p. 178-199, 2017.

FORSTER, R. R. **The spiders of New Zealand. Part II. Ctenizidae, Dipluridae**. Dunedin: John McIndoe Ltd, 1968. 1-72 p.; 126-180 p.

FUKUSHIMA, C. S.; BERTANI, R.; DA SILVA JR., P. I. Revision of *Cyriocosmus* Simon 1903, with notes on the genus *Hapalopus* Ausserer, 1875 (Araneae, Theraphosidae). **Zootaxa**, [S.l.], v. 846, p. 1-31, 2005.

FUKUSHIMA, C. S.; BERTANI, R. Taxonomic revision and cladistic analysis of *Avicularia* Lamarck, 1818 (Araneae, Theraphosidae, Aviculariinae) with description of three new aviculariine genera. **ZooKeys**, [S.l.], v. 659, n. 1, p. 1-185, 2017.

GALLÃO, J. E.; BICHUETTE, M. E. Brazilian obligatory subterranean fauna and threats to the hypogean environment. **ZooKeys**, [S.l], v, 746, p. 1–23, 2018.

GALLETI-LIMA, A. **Morfologia e evolução de cerdas das coxas e trocanteres de aranhas Theraphosinae (Mygalomorphae; Theraphosidae)**. 2017. 108 f. Dissertação (Mestrado em Zoologia) – Universidade Estadual Paulista, Rio Claro, 2017.

GARGIULO, F. F.; BRESCOVIT, A. D.; LUCAS, S. M. *Umbyquyra* gen. nov., a new tarantula spider genus from the Neotropical region (Araneae, Mygalomorphae, Theraphosidae), with a description of eight new species. **European Journal of Taxonomy**, [S.l], v. 457, p. 1-50, 2018.

GARRISON, N. L. et al. Spider phylogenomics: untangling the Spider Tree of Life. **PeerJ**, [S.l], p. 1-35, 2016.

GASKETT, A. C. Spider sex pheromones: emission, reception, structures, and functions. **Biological Reviews**, [S.l], v. 82, n. 1, p. 27-48, 2007.

GERSCHMAN DE PIKELIN, B. S.; SCHIAPELLI, R. D. Arañas argentinas II. **Comunicaciones del Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia"**, v. 4, p. 1-20, 1948.

GERSCHMAN DE PIKELIN, B. S.; SCHIAPELLI, R. D. Contribución al conocimiento de *Theraphosa leblondi* (Latreille), 1804 (Aranea: Theraphosidae). **Memórias do Instituto Butantan**, [S.l], v. 33, n. 3, p. 667-674, 1966.

GERSCHMAN DE PIKELIN, B. S.; SCHIAPELLI, R. D. La subfamilia Ischnocolinae (Araneae: Theraphosidae). **Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales (Entomología)**, [S.l], v. 4, p. 43-77, 1973.

GERTSCH, W. J. The Troglobitic Mygalomorphs of the Americas (Arachnida, Araneae). **Assoc Mex Cave Stud Bull**, [S.l], v. 8, p. 79-94, 1982.

GIBERT, J.; DEHARVENG, L. Subterranean Ecosystems: A Truncated Functional Biodiversity. **BioScience**, [S.l], v. 52, n. 6, p. 473-481, 2002.

GNASPINI, P.; TRAJANO, E. Brazilian cave invertebrates, with a checklist of troglomorphic taxa. **Revista brasileira de Entomologia**, [S.l], v. 38, n. 3/4, p. 549-584, 1994.

GNASPINI, P.; TRAJANO, E. Guano Communities em tropical caves. WILKENS, H.; CULVER, D. C.; HUMPHREYS, W. F. (Ed.). In: **Subterranean Ecosystems**. Ecosystems of the World Volume 30. Amsterdam, the Netherlands: Elsevier, 2000. p. 251-268.

GOLOBOFF, P. A. A revision of the South American spiders of the family Nemesiidae (Araneae, Mygalomorphae). Part 1, Species from Peru, Chile, Argentina, and Uruguay. **Bulletin of the American Museum of Natural History**, Nova York, n. 224. p. 1-189, 1995.

GOLOBOFF, P. A. El genero *Neocteniza* Pocock, 1895 (Araneae, Mygalomorphae, Idiopidae) en la Argentina y Paraguay. **Journal of Arachnology**, [S.l], v. 15, p. 29-50, 1987a.

GOLOBOFF P. A. Guía para géneros de arañas Mygalomorphae de la Argentina. **El Naturalista Sup**, v. 4, p. 1-9, 1987b.

GOLOBOFF, P. A. *Linothele cavicola*, a new diplurine spiders (Araneae, Dipluridae) from caves in Ecuador. **Journal of Arachnology**, [S.l], v. 22, p. 70–72, 1994.

GOLOBOFF, P. A.; PLATNICK, N. I. A review of the Chilean spiders of the superfamily Migoidea (Araneae, Mygalomorphae). **American Museum Novitates**, Nova York, v. 2888, p. 1–15, 1987.

GOLOBOFF, P. A.; PLATNICK, N. I. New spiders of the mygalomorph genus *Neocteniza* (Araneae, Idiopidae). **American Museum Novitates**, Nova York, n. 3054, p. 1-9, 1992.

GOLOBOFF, P. A. *Xenonemesia*, un nuevo género de Nemesiidae (Araneae, Mygalomorphae). **Journal of Arachnology**, [S.l], v. 16, n. 3, p. 357-363, 1989.

GONZALEZ-FILHO, H. M. et al. On the taxonomy of *Acanthoscurria* Ausserer from Southeastern Brazil with data on the natural history of *A. gomesiana* Mello-Leitão (Araneae, Mygalomorphae, Theraphosidae). **International Journal of Zoology**, [S.l], v. 2012, p. 1-11, 2012.

GONZALEZ-FILHO, H. M.; LUCAS, S. M.; BRESOVIT, A. D. A revision of *Neodiplothele* (Araneae: Mygalomorphae: Barychelidae). **Zoologia**, Curitiba, v. 32, n. 3, p. 225-240, 2015.

GOULD, S. J.; VRBA, E. S. Exaptation—a missing term in the science of form. **Paleobiology**, [S.l], v. 8, n. 1, p. 4-15, 1982.

GRISWOLD, C. E. A revision of the African spiders of the family Microstigmatidae (Araneae: Mygalomorphae). **Annals of the Natal Museum**, [S.l], v. 27, n. 1, p. 1-37, 1985.

GUADANUCCI, J. P. L. A revision of the Neotropical spider genus *Oligoxystre* Vellard, 1924 (Theraphosidae, Ischnocolinae). **Zootaxa**, [S.l], v. 1555, p. 1-20, 2007.

GUADANUCCI, J. P. L.; BRAGA, P. L. M.; SÁ, F. D. S. Aspects of the activity rhythm and population size of troglophilic mygalomorph spiders (*Trechona* sp., Dipluridae) in a quartzite cave in Minas Gerais, Brazil. **Journal of natural history**, [S.l], v. 49, n. 15-16, p. 889-903, 2014.

GUADANUCCI, J. P. L. et al. An unusual new species of *Trechona* (Araneae: Mygalomorphae: Dipluridae), from quartzitic caves of the Diamantina Plateau, Minas Gerais, Brazil, with a key to the known species. **Journal of natural history**, [S.l], v. 50, n. 39-40, p. 2487-2497, 2016.

GUADANUCCI, J. P. L. et al. Description of *Guyruita* gen. nov. and two new species (Ischnocolinae, Theraphosidae). **Revista Brasileira de Zoologia**, [S.l], v. 24, n. 4, p. 991-996, 2007.

GUADANUCCI, J. P. L.; INDICATTI, R. P. Redescription of *Fufius funebris* Vellard, 1924 and description of *Fufius lucasae* sp. n. with comments on *Ctenochelus maculatus* Mello-Leitão, 1923

(Mygalomorphae, Cyrtacheniidae). **Revista Ibérica de Aracnología**, [S.l], v. 10, p. 255-259, 2004.

HAHN, C. W. **Die Arachniden**. C. H. Zeh'sche Buchhandlung, Nürnberg, Erster Band, p. 25-76, 1832.

HAHN, C. W. **Monographie der Spinnen**. Lechner, Nürnberg, p. 1-16, 1820.

HARDT, R. et al. Exemplos brasileiros de carste em arenito: Chapada dos Guimarães (MT) e Serra de Itaqueri (SP). **Espeleo-Tema-Sociedade Brasileira de Espeleologia**, [S.l], v. 20, n. 1/2, p. 7-23, 2009.

HAUPT, J. Twig-lining in a trapdoor spider *Latouchia swinhoei* (Araneae: Ctenizidae) from Okinawa. **European Journal of Entomology**, [S.l], v. 92, p. 605-605, 1995.

HOLSINGER, J. R.; CULVER D. C. The invertebrate cave fauna of Virginia and a part of Eastern Tennessee: Zoogeography and ecology. **Brimleyana**, v. 14, p. 1-162, 1988.

HOWARTH, F. G. Ecology of cave arthropods. **Annual review of entomology**, [S.l], v. 28, n. 1, p. 365-389, 1983.

HOWARTH, F. G.; HOCH, H. Adaptative shifts. WHITE, W. B.; CULVER, D. C. (Ed.). In: **Encyclopedia of caves**. Amsterdam, the Netherlands: Elsevier, 2012. p. 9-17.

HOWARTH, F. G. The evolution of non-relictual tropical troglobites. **International Journal of Speleology**, [S.l], v. 16, n. 1, p. 1-16, 1987.

HOWARTH, F. G. The zoogeography of specialized cave animals: a bioclimatic model. **Evolution**, [S.l], v. 34, n. 2, p. 394-406, 1980.

HÜPPOP, K. Adaptation to low food. WHITE, W. B.; CULVER, D. C. (Ed.). In: **Encyclopedia of caves**. Amsterdam, the Netherlands: Elsevier, 2012. p. 1-9.

HÜPPOP, K. How do cave animals cope with the food scarcity in caves? WILKENS, H.; CULVER, D. C.; HUMPHREYS, W. F. (Ed.). In: **Subterranean Ecosystems**. Ecosystems of the World Volume 30. Amsterdam, the Netherlands: Elsevier, 2000. p. 159-188.

INDICATTI, R. P. **Análise cladística de Pycnothelinae e revisão sistemática de *Rachias* Simon (Araneae, Mygalomorphae, Nemesiidae)**. 2011. 154 f. Tese (Doutorado em Biologia Animal) – Universidade Rural do Rio de Janeiro, Soropédica. 2011.

INDICATTI, R. P. et al. Revalidation and revision of the genus *Magulla* Simon 1892 (Araneae, Mygalomorphae, Theraphosidae). **Zootaxa**, [S.l], v. 1814, p. 21-36, 2008.

INDICATTI, R. P. et al. Two new tiny Nemesiidae species from Reserva Biológica do Tinguá, Rio de Janeiro, Brazil (Araneae: Mygalomorphae). **Zoologia**, [S.l], v. 32, n. 2, p. 123-138, 2015.

JIMÉNEZ, M. L.; LLINAS, J. Revision of ocular anomalies in epigean spiders (Arachnida: Araneae) with notes on four new records. **Anales del Instituto de Biología**. Serie Zoología, v. 73, n. 2, p. 241-250, 2002.

JUBERTHIE, C. The diversity of the karstic and pseudokarstic hypogean habitats in the world. WILKENS, H.; CULVER, D. C.; HUMPHREYS, W. F. (Ed.). In: **Subterranean Ecosystems**. Ecosystems of the World Volume 30. Amsterdam, the Netherlands: Elsevier, 2000. p. 17-39.

KARSCH, F. Zur Arachnidengattung *Theraphosa* Walckenaer. **Zeitschrift für die Gesamten Naturwissenschaften**, v. 53, p. 843-846, 1880.

KOCH, C. L. Die Arachniden. Nürnberg, p. 41-131, Neunter Band, p. 1-56, 1841.

KOCH, C. L. Die Arachniden. Nürnberg, p. 57-108, Zehnter Band, p. 1-36, 1842.

KOCH, C. L. Übersicht des Arachnidensystems. Nürnberg, Heft 5, p. 1-77, 1850.

LANGECKER, T. G. The effects of continuous darkness on cave ecology and cavernicolous evolution. WILKENS, H.; CULVER, D. C.; HUMPHREYS, W. F. (Ed.). In: **Subterranean Ecosystems**. Ecosystems of the World Volume 30. Amsterdam, the Netherlands: Elsevier, 2000. p. 135-157.

LATREILLE, P. A. **Genera crustaceorum et insectorum**. Paris, tome 1, 302 p. (Araneae) p. 82-127, 1806.

LATREILLE, P. A. **Histoire naturelle générale et particulière des Crustacés et des Insectes**. Paris 7, p. 144-305, 1804.

LINO, C. F.; ALLIEVI, J. **Cavernas brasileiras**. São Paulo: Melhoramentos, 1980. 168 p.

LINO, C. F. **Cavernas, o fascinante Brasil subterrâneo**. 1. ed. São Paulo: Editora Rios, 1989. 279 p.

LUCAS, S. M.; INDICATTI, R. P.; FUKAMI, C. Y. Redescrição de *Prorachias bristowei* Mello-Leitão, 1924 (Araneae, Mygalomorphae, Nemesiidae). **Biota Neotropica**, [S.l.], v. 5, n. 1A, p. 201-206, 2005.

LUCAS, S. M.; INDICATTI, R. P. Revalidation of *Dolichothele* Mello-Leitão and notes on *Haplotremus* Simon (Araneae, Mygalomorphae, Theraphosidae). **Studies on neotropical fauna and environment**, [S.l.], v. 50, n. 3, p. 204-212, 2015.

LUCAS, S. Sobre a distribuição geográfica dos gêneros da subfamília Theraphosinae Thorell, 1870 no Brasil (Araneae, Theraphosidae). **Memórias do Instituto Butantan**, [S.l.], v. 46, p. 339-352, 1983.

MAIN, B. Y. A blind mygalomorph spider from a Nullarbor Plain cave. **Journal and Proceedings of the Royal Society of Western Australia**, [S.l], v. 52, p. 9-11, 1969.

MAMMOLA, S. Finding answers in the dark: caves as models in ecology fifty years after Poulson and White. **Ecography**, [S.l], v. 41, p. 1-21, 2018.

MAMMOLA, S.; ISAIA, M. Spiders in caves. **Proceedings of the Royal Society B**, [S.l], v. 284, n. 1853, p. 1-10, 2017.

MARÉCHAL, P.; MARTY, C. Réhabilitation du genre *Harmonicon* (Pickard-Cambridge, 1896) et description d'une nouvelle espèce de Guyana française (Araneae, Mygalomorphae, Dipluridae). **Zoosystema**, [S.l], v. 20, n. 3, p. 499-504, 1998.

MELLO-LEITÃO, C. F. Algumas Theraphosoideas novas do Brasil. **Revista do Museu Paulista**, [S.l], v. 14, p. 307-324, 1926.

MELLO-LEITÃO, C. F. Algunos arácnidos de Sudamérica. **Revista Chilena de Historia Natural**, [S.l], v. 43, p. 169-176, 1939.

MELLO-LEITÃO, C. F. Araneologica varia brasiliana. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, [S.l], v. 15, n. 3, p. 255-265, 1943.

MELLO-LEITÃO, C. F. Notas arachnológicas; V - Espécies novas ou pouco conhecidas do Brasil. **Broteria**, [S.l], v. 15, p. 74-102, 1917.

MELLO-LEITÃO, C. F. Quelques arachnides nouveaux du Bresil. **Annales de la Société entomologique de France**, [S.l], v. 93, p. 179-187, 1924.

MELLO-LEITÃO, C. F. Theraphosoideas do Brasil. **Revista do Museu Paulista**, [S.l], n. 13, p. 1-438, 1923.

MIGLIO, L. T. **Revisão taxonômica do gênero *Actinopus* Perty, 1883, com a descrição de quatro espécies novas de *Missulena* Walckenaer, 1805 (Araneae, Mygalomorphae, Actinopodidae)**. 2014. 500 p. Tese (Doutorado em Zoologia) - Universidade Federal do Pará, Belém, 2014.

MONTES-DE-OCA, L.; PÉREZ-MILES, F. Two new species of *Chaco* Tullgren from the Atlantic coast of Uruguay (Araneae, Mygalomorphae, Nemesiidae). **Zookeys**, [S.l], n. 337, p. 73-87, 2013.

NAGAHAMA, R. H. **Revisão e análise cladística do gênero *Plesiopelma* Pocock, 1901 (Araneae, Theraphosidae)**. 2010. 119 f. Dissertação (Mestrado em Biotecnologia) – Universidade de São Paulo, São Paulo, 2010.

OUTEDA-JORGE, S.; PIGOZZO, R. J. B. Aracnídeos. TRAJANO, E. (Org). In: **Sistemas Areias. 100 Anos de Estudos**. São Paulo: Redespeleo, 2007. p. 85-92.

PASSANHA, V.; CIZAUSKAS, I.; BRESCOVIT, A. D. A new genus of Micromygalinae (Araneae, Microstigmatidae) from Brazil, with transfer of *Masteria emboaba* Pedroso, Baptista & Bertani, 2015 and description of six new species. **ZooKeys**, [S.l.], v. 814, p. 1-32, 2019.

PASSANHA, V. **Revisão taxonômica das espécies neotropicais de Masteriinae Simon, 1889 (Araneae, Dipluridae, Masteriinae)**. 2015. 127 f. Dissertação (Mestrado em Zoologia) – Universidade de São Paulo, São Paulo, 2015.

PAULA, F. D. S. et al. On the Brazilian Amazonian species of *Acanthoscurria* (Araneae: Theraphosidae). **Zoologia**, Curitiba, v. 31, n. 1, p. 63-80, 2014.

PEDROSO, D. R. **Revisão da taxonomia e distribuição do gênero *Trechona* C. L. Koch, 1850 (Arachnida: Araneae: Dipluridae)**. 2009. 100 f. Dissertação (Mestrado em Biologia Animal) – Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais, 2009.

PEDROSO, D. R.; BAPTISTA, R. L. C. A new troglomorphic species of *Harmonicon* (Araneae, Mygalomorphae, Dipluridae) from Pará, Brazil, with notes on the genus. **ZooKeys**, [S.l.], n. 389, p. 77-88, 2014.

PEDROSO, D. R.; BAPTISTA, R. L. C.; BERTANI, R. A new species of *Masteria* (Araneae: Dipluridae: Masteriinae) from southeastern Brazil. **Zoologia**, Curitiba, v. 32, n. 1, p. 59-65, 2015.

PEDROSO, D. R.; BAPTISTA, R. L. C. Redescription of *Trechona venosa* (Latreille, 1832) and designation of its neotype (Araneae: Dipluridae). **Revista Ibérica de Aracnologia**, [S.l.], n. 10, p. 149-156, 2004.

PEDROSO, D. R.; MIRANDA, G. S.; BAPTISTA, R. L. C. Further advancements in the taxonomy of *Trechona* spiders (Araneae: Dipluridae): two new species, redescription of *Trechona uniformis* Mello-Leitão, 1935, additions to descriptions of *Trechona rufa* Vellard, 1924 and *Trechona venosa* (Latreille, 1832) and key to the species. **Austral Entomology**, [S.l.], p. 1-16, 2018.

PERDOMO, C.; PANZERA, A.; PÉREZ-MILES, F. *Hapalopus aymara* a new species of tarantula from Bolivia (Araneae, Theraphosidae, Theraphosinae). **Iheringia. Série Zoologia**, Porto Alegre, v. 99, n. 1, p. 53-55, 2009.

PÉREZ-MILES, F. et al. Ecology and behaviour of the ‘road tarantulas’ *Eupalaestrus weijenberghi* and *Acanthoscurria suina* (Araneae, Theraphosidae) from Uruguay. **Journal of Natural History**, v. 39, n. 6, p. 483–498, 2005.

PÉREZ-MILES, F. et al. Systematic revision and cladistic analysis of Theraphosinae (Araneae: Theraphosidae). **Mygalomorph**, [S.l.], v. 1, p. 33-68, 1996.

PINTO-DA-ROCHA, R. Sinopse da fauna cavernícola do Brasil (1907-1994). **Papéis avulsos de Zoologia**, [S.l.], v. 39, p. 61-173, 1995.

PIZA, JR. S. T. A primeira aranha Theraphosidae descrita da Transamazônica. **Revista de Agricultura**, Piracicaba, v. 47, p. 99-101, 1972.

PIZA, JR. S. T. Novas aranhas do Brasil. **Revista de Agricultura**, Piracicaba, v. 14, n. 7-8, p. 339-344, 1939.

PLATNICK, N. I.; GERTSCH, W. J. The suborders of spider: a clasistica analysis (Arachnida, Araneae). **American Museum Novitates**, Nova York, n. 2607, p. 1-15, 1976.

PLATNICK, N. I.; SHADAB, M. U. A revision of the mygalomorph spider genus *Neocteniza* (Araneae, Actinopodidae). **American Museum Novitates**, Nova York, n. 2603, p. 1-19, 1976.

POCOCK, R. I. Description of two new spiders obtained by Messrs J. J. Quelch and F. McConnell on the summit of Mount Roraima, in Demerara; with a note upon the systematic position of the genus *Desis*. **Journal of Natural History**, [S.l], v. 16, n. 92, p. 139-143, 1895.

POCOCK, R. I. Myriopoda and Arachnida. In: Report on a collection made by M. M. F. V. McConnell and J. J. Quelch at Mount Roraima in British Guiana. Transaction of the Linnean Society of London, **Zoology**, [S.l], v. 8, part 2, p. 64-71, 1900.

POULSON, T. L.; LAVOIE, K. H. The trophic basis of subsurface ecosystems. WILKENS, H.; CULVER, D. C.; HUMPHREYS, W. F. (Ed.). In: **Subterranean Ecosystems**. Ecosystems of the World Volume 30. Amsterdam, the Netherlands: Elsevier, 2000. p. 231-249.

POULSON, T. L.; WHITE, W. B. The cave environment. **Science**, [S.l], v. 165, n. 3897, p. 971-981, 1969.

PULZ, R. Thermal and water. In: NETWIG, W. (Ed). **Ecophysiology of spider**. Berlim: Springer-Verlag, 1986. p. 26-55.

RAVEN, R. J. A revision of the Australian spider genus *Trittame* Koch (Mygalomorphae: Barychelidae) and a new related genus. **Invertebrate Taxonomy**, [S.l], v. 4, n. 1, p. 21-54, 1990.

RAVEN, R. J. A revision of the spiders genus *Sason* Simon (Sasoninae, Barychelidae, Mygalomorphae) and its historical biogeography. **Journal of Arachnology**, [S.l], v. 14, p. 47-70, 1986.

RAVEN, R. J.; PLATNICK, N. I. A revision of the American spiders of the family Microstigmatidae (Araneae, Mygalomorphae). **American Museum Novitates**, [S.l], p. 1-20, 1981.

RAVEN, R. J. Review of the mygalomorph genus *Melloina* Brignoli (Paratropididae: Araneae). **Memoirs-Queensland Museum**, [S.l], v. 43, n. 2, p. 819-826, 1999.

RAVEN, R. J. The spider infraorder Mygalomorphae (Araneae): Cladistics and systematics. **Bulletin of the American Museum of Natural History**, [S.l], v. 182, p. 1-180, 1985.

REDDELL, J. R. Spiders and related groups. WHITE, W. B.; CULVER, D. C. (Ed.). In: **Encyclopedia of caves**. Amsterdam, the Netherlands: Elsevier, 2012. p. 786-797.

REVOLLO, I. S. **Revisão taxônomica e análise cladística do gênero *Dolichothele* Mello-Leitão, 1923 (Araneae: Theraphosidae)**. 2016. 83 f. Dissertação (Mestrado em Biologia Animal) – Universidade Estadual Paulista, São José do Rio Preto, 2016.

SARBU, S. M.; KANE, T. C.; KINKLE, B. K. A chemoautotrophically based cave ecosystem. **Science**, [S.l.], v. 272, n. 5270, p. 1953-1955, 1996.

SCHIAPELLI, R. D.; GERSCHMAN DE PIKELIN, B. S. El género *Acanthoscurria* Ausserer, 1871 (Araneae, Theraphosidae) en la Argentina. **Physis, Revista de la Sociedad Argentina de Ciencias Naturales**, [S.l.], v. 24, p. 391-417, 1964.

SCHIAPELLI, R. D.; GERSCHMAN DE PIKELIN, B. S. Las arañas de la subfamilia Theraphosinae (Araneae, Theraphosidae). **Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales**, [S.l.], v. 5, p. 287-300, 1979.

SCHIAPELLI, R. D.; GERSCHMAN DE PIKELIN, B. S. Parte descriptiva. In: VELLARD, J.; SCHIAPELLI, R. D.; DE PIKELIN, B. S. G. (Ed.). **Arañas sudamericanas coleccionadas por el Doctor J. Vellard. I. Theraphosidae nuevas o poco conocidas. Acta Zoologica Lilloana**, [S.l.], v. 3, p. 165-213, 1945.

SCHMIDT, G. *Brazilopelma coloratovillosum* gen. et sp. n. (Araneae: Theraphosidae: Theraphosinae), eine lange verkannte Vogelspinne. **Arachnologisches Magazin**, [S.l.], v. 6, n. 4, p. 1-6, 1998.

SCHMIDT, G.; SAMM, R. Das Männchen von *Brazilopelma coloratovillosum* Schmidt, 1998 (Araneae: Theraphosidae: Theraphosinae). **Arachnologisches Magazin**, [S.l.], v. 6, n. 8/9, p. 7-12, 1998.

SCHMIDT, G. **Vogelspinnen: Vorkommen, Lebensweise, Haltung und Zucht, mit Bestimmungsschlüsseln für alle Gattungen**. Hannover: Vierte Auflage, Landbuch Verlag, 1993. 151 p.

SCHWERDT, L.; COPPERI, S. A contribution to the knowledge of burrows and reproductive biology of *Stenoterommata platensis* Holmberg (Mygalomorphae: Nemesiidae). **Munis Entomology and Zoology**, [S.l.], v. 9, p. 84-88, 2014.

SIMON, E. Etudes arachnologiques. 23^e Mémoire. XXXVIII. Descriptions d'espèces et de genres nouveaux de la famille des Aviculariidae. **Annales de la Société Entomologique de France**, [S.l.], n. 60, p. 300-312, 1891.

SIMON, E. Etudes arachnologiques. 24^e Mémoire. XXXIX. Descriptions d'espèces et de genres nouveaux de la famille des Aviculariidae (suite). **Annales Société Entomologique de France**, [S.l.], n. 61, p. 271-284, 1892.

SIMON, E. **Histoire naturelle des araignées**. Paris 2, p. 669-1080, 1903.

SOCIEDADE BRASILEIRA DE ESPELEOLOGIA. Disponível em <<http://sbe.com.br/>>. Acesso em 25 fev. 2018.

SOUZA, M. F.; FERREIRA, R. L. A new highly troglomorphic *Loxosceles* (Araneae: Sicariidae) from Brazil. **Zootaxa**, [S.l.], v. 4438, n. 3, p. 575-587, 2018.

SOUZA-SILVA, M. **Ecologia e Conservação das Comunidades de invertebrados cavernícolas na Mata Atlântica brasileira**. 2008. 226 f. Tese (Doutorado em Ecologia, Conservação e Manejo de Vida Silvestre) - Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2008.

SOUZA-SILVA, M.; SILVA, I. G.; BRESCOVIT, A. D. Bionomic aspects of *Prorachias bristowei* (Araneae: Mygalomorphae: Nemesiidae): burrow density and shape, food items, body size and reproduction. **Studies on neotropical fauna and environment**, [S.l.], v. 49, n. 2, p. 106-113, 2014.

TACZANOWSKI, L. Les aranéides de la Guyane française. **Horae Societatis Entomologicae Rossicae**, [S.l.], v. 10, p. 56-115, 1874.

TRAJANO, E.; ANDRADE, R. Biologia Subterrânea. AULER, A.; ZOGBI, L. (Org.). In: **Espeleologia: Noções Básicas**. São Paulo: Redespeleo Brasil, 2005. p. 25-32.

TRAJANO, E.; BESSI, R. A. Classificação Schiner-Racovitza dos organismos subterrâneos: uma análise crítica, dificuldades para aplicação e implicações para conservação. **Espeleo-Tema**, Campinas, v. 28, n. 1, p. 87-102, 2017.

TRAJANO, E.; BICHUETTE, M. E. **Biologia Subterrânea: Introdução**. São Paulo: Redespeleo Brasil, 2006. 92 p.

TRAJANO, E.; BICHUETTE, M. E. Diversity of Brazilian subterranean invertebrates, with a list of troglomorphic taxa. **Subterranean Biology**, [S.l.], v. 7, p. 1-16, 2010.

TRAJANO, E.; CARVALHO, M. R. Towards a biologically meaningful classification of subterranean organisms: a critical analysis of the Schiner-Racovitza system from a historical perspective, difficulties of its application and implications for conservation. **Subterranean biology**, [S.l.], v. 22, p. 1-26, 2017.

TRAJANO, E. Cave Faunas in the Atlantic Tropical Rain Forest: Composition, Ecology, and Conservation 1. **Biotropica**, [S.l.], v. 32, n. 4b, p. 882-893, 2000.

TRAJANO, E. Ecological classification of subterranean organisms. WHITE, W. B.; CULVER, D. C. (Ed.). In: **Encyclopedia of caves**. Amsterdam, the Netherlands: Elsevier, 2012. p. 275-277.

TRAJANO, E. Fauna cavernícola brasileira: composição e caracterização preliminar. **Revista Brasileira de Zoologia**, [S.l.], v. 3, n. 8, p. 533-561, 1987.

- TRAJANO, E.; GALLÃO, J. E.; BICHUETTE, M. E. Spots of high diversity of troglobites in Brazil: the challenge of measuring subterranean diversity. **Biodiversity and conservation**, [S.l.], v. 25, n. 10, p. 1805-1828, 2016.
- TRAJANO, E.; GNASPINI-NETTO, P. Composição da fauna cavernícola brasileira, com uma análise preliminar da distribuição dos táxons. **Revista brasileira de Zoologia**, [S.l.], v. 7, n. 3, p. 383-407, 1991.
- TRAJANO, E.; MOREIRA, J. R. A. Estudo da fauna de cavernas da Provincia Espeleológica Arenítica Altamira-Itaituba, Pará. **Revista Brasileira de Biologia**, [S.l.], v. 51, n. 1, p. 13-29, 1991.
- TRAJANO, E. Variações anuais e infra-anuais em ecossistemas subterrâneos: implicações para estudos ambientais e preservação de cavernas. **Revista da Biologia**, [S.l.], v. 10, n. 2, p. 1-7, 2013.
- TULLGREN, A. Aranea from the Swedish expedition through the Gran Chaco and the Cordilleras. **Arkiv för Zoologi**, [S.l.], v. 2, n. 19, p. 1-81, 1905.
- TURNBULL, A. L. Ecology of the true spiders (Araneomorphae). **Annual Review of Entomology**, [S.l.], v. 18, n. 1, p. 305-348, 1973.
- VALDEZ-MONDRAGÓN, A.; MENDOZA, J. I.; FRANCKE, O. F. First record of the mygalomorph spider family Paratropididae (Arachnida, Araneae) in North America with the description of a new species of *Paratropis* Simon from Mexico, and with new ultramorphological data for the family. **ZooKeys**, [S.l.], n. 416, p. 1, 2014.
- VELLARD, J. Etudes de zoologie. **Archivos do Instituto Vital Brazil** 2, p. 1-32, 121-170, 1924.
- WALCKENAER, C. A. Histoire naturelle des insectes. **Aptères**, Paris, v. 1, p. 1-682, 1837.
- WHITE, W. B.; CULVER, D. C. Cave, definition of. WHITE, W. B.; CULVER, D. C. (Ed.). In: **Encyclopedia of caves**. Amsterdam, the Netherlands: Elsevier, 2012. p. 103-107.
- WILLEMART, R. H.; TAQUES, B. G. Morfologia e ecologia sensorial em aracnídeos troglóbios: perspectivas para a espeleobiologia brasileira. **Revista da Biologia**, [S.l.], v. 10, n. 2, p. 46-51, 2013.
- WORLD SPIDER CATALOG. Disponível em <<https://wsc.nmbe.ch/>>. Acesso em 15 jan. 2019.
- YAMAMOTO, F. U. et al. Revision of the genus *Tmesiphantes* Simon (Araneae, Mygalomorphae, Theraphosidae). **Revista Brasileira de Zoologia**, [S.l.], v. 24, p. 971-980, 2007.
- YAMAMOTO, F. U.; LUCAS, S. M.; BRESOVIT, A. D. *Catanduba*, a new Theraphosinae spider genus from Central Brazil (Araneae, Theraphosidae). **Zootaxa**, [S.l.], v. 3172, p. 1-19, 2012.

ANEXO I

Redescription of two species of *Neocteniza* Pocock, 1895, with new records and notes on natural history and first record of ballooning for Idiopidae

Giullia de Freitas Rossi¹, Victor Morais Ghirotto¹, Arthur Galleti Lima¹, Rafael Prezzi Indicatti², José Paulo Leite Guadanucci¹

1 – Universidade Estadual Paulista (Unesp campus Rio Claro) - São Paulo.

2- Coleções Científicas (São Paulo) – São Paulo.

ABSTRACT

The neotropical genus *Neocteniza* Pocock, 1895, family Idiopidae, is distributed throughout South America and Southern Central America. The genus currently comprises 18 species and little is known about the biology of these spiders. In the present study, *Neocteniza minima* Goloboff, 1987, and *Neocteniza toba* Goloboff, 1987 are redescribed, we also include notes on natural history of *N. toba*, new records of *Neocteniza australis* Goloboff, 1987, *N. toba*, and *N. minima* from Brazil and the first record of ballooning behavior for Idiopidae.

Keywords: spider, biogeography, trapdoor, dispersion.

INTRODUCTION

Several spiders from different families in the infraorder Mygalomorphae present the strategy of constructing trapdoor burrows. The families Actinopodidae, Barychelidae, Halonoproctidae, Idiopidae, and Nemesiidae are examples that build this kind of burrow. The burrows protect animals against the UV rays and keep temperature and humidity stable compared to external environment. These spiders camouflage the trapdoor with leaves, sticks and moss hiding from predators and taking advantage of sit-and-wait strategy to catch prey (MASON et al., 2013; GUPTA; DAS; SILIWAL, 2015).

The genus *Neocteniza* currently comprises 18 species described, those of which are widely distributed throughout South America and Southern Central America (WORLD SPIDER CATALOG, 2018). Only two species are recorded in Brazil, *Neocteniza australis* in the state of São Paulo (FUKAMI; LUCAS; INDICATTI, 2004), and another endemic to Mato Grosso state,

Neocteniza myriamae Bertani, Fukushima & Nagahama, 2006 (BERTANI; FUKUSHIMA; NAGAHAMA, 2006).

The genus can be distinguished from other Idiopidae genera by having two eye rows, the presence of a well-developed rastellum, recurved and tripartite thoracic fovea, and labium fused with sternum (PLATNICK; SHADAB, 1976; GOLOBOFF, 1987) (Figures 1A, C and E). Spiders from this group are entirely dark, small sized (6-24 mm in body length), and exhibit strong sexual dimorphism as females usually exceed male size by three to four times (PLATNICK; SHADAB, 1976; GOLOBOFF, 1987). Apart from a few observations in taxonomical studies, little is known about their biology and behavior.

We present new records of *Neocteniza* from Brazil, *N. toba* and *N. australis* for the Atlantic Forest biome, and *N. minima* for the Cerrado biome (The Brazilian Savanna). *N. toba* and *N. minima* are redescribed, and we also include notes on natural history of *N. toba*, with the first record of ballooning behavior for Idiopidae.

METHODS

Specimens are deposited in the Laboratório de Estudos Subterrâneos (LES), São Carlos, São Paulo, the Instituto Butantan (IBSP), São Paulo, São Paulo, the Coleção Aracnológica de Diamantina (CAD), Rio Claro, São Paulo and the Museu de Ciência e Tecnologia, Pontifícia Universidade Católica (MCTP), Porto Alegre, Rio Grande do Sul in Brazil. Images were obtained through a Leica M165 C Stereomicroscope with the program Leica Application Suite LAS V4.12. All measurements are in millimeters (mm), except when noted. Chaetotaxy description follows Goloboff (1987), with adaptations: two numbers separated by a slash indicates, respectively, right and left sides. Segments not cited are devoid of spines or tricothoria. When the spine position is just indicated with P (prolateral), R (retrolateral), D (dorsal) or V (ventral), the spines are scattered through the segment in the provided surface.

Abbreviations used: AME: anterior median eyes; ALE: anterior lateral eyes; PME: posterior median eyes; PLE: posterior lateral eyes; ALS: anterior lateral spinnerets; PLS: posterior lateral spinnerets. VGID: Victor Morais Ghiroto, *coll.*

RESULTS

Neocteniza minima Goloboff, 1987

Neocteniza minima Goloboff, 1987: 37, figs 6-7, 13-16, 20-24, 32-36 (male, female).

Material examined: NEW RECORDS: Brazil: Goiás: Mambá, Bichuette; Gallão; Schimonsky coll., 29.IV.2013, 1 female, (LES00015324); same data, Gruta da Tarimba, 1 female, (LES00015323); Rio Verde, 1 male, (CAD 499).

Redescription of female LES00015323:

Total length including chelicera 14.52. Carapace 4.52 long, 3.39 wide; cephalic region convex, fovea deep, recurved (T format). Anterior ocular row slightly procurved, posterior ocular row recurved. Eye sizes: AME 0.15, ALE 0.27, PME 0.17, PLE 0.23. Eye interdistances: AME-ALE 0.38, PME-PL 0.15, AME-AME 0.17, ALE-PL 0.23, PME-PME 1.13. Eye tubercle: length 1.51, width 0.58. Chelicerae with rastellum formed by 12 thick spines. Intercheliceral tumescence absent. Inner cheliceral margin with 9 teeth, 10 teeth between margins, 8 larger teeth on outer margin. Labium: length 0.80, width 0.82, without cuspules. Palpal coxae without cuspules. Sternum: length 2.59, width 2.35. Sigilla not discernible. Leg lengths: I trochanter 0.26/ femur 2.36/ patella 1.55/ tibia 1.43/ metatarsus 1.14/ tarsus 0.61/ total 7.36; II trochanter 0.281/ femur 2.46/ patella 1.87/ tibia 1.17/ metatarsus 1.293/ tarsus 0.583/ total 5.194; III trochanter 0.25/ femur 2.20/ patella 1.45/ tibia 1.03/ metatarsus 1.53/ tarsus 0.80/ total 7.26; IV trochanter 0.46/ femur 2.83/ patella 1.42/ tibia 1.44/ metatarsus 2.23/ tarsus 0.66/ total 7.61. Palp: 1.3, 0.5, 1.4, 0.7, –, 1.1, 1.3. Inferior claw present on all legs. Preening combs present on metatarsi I, II, III, IV. All tarsi without scopula. Spinnerets short; ALS with ca. 50 spigots, basal article of PLS with ca. 90, medial article with ca. 55, apical article with 43 larger on apex. Spinnerets length: ALS 0.71, basal article of PLS 0.97, medial article 0.35, apical article 0.30.

Tricobothria: Tibia: I, prolateral row 6, retrolateral 5; II, prolateral row 4, retrolateral 6; III, prolateral row 4, retrolateral 6; IV, prolateral row 6, retrolateral 4. Palp, prolateral row 5. Metatarsi: I, retrolateral row 5; II, prolateral row 2, retrolateral 3; III, retrolateral row 7; IV, retrolateral row 7. Tarsi: I, both rows 2; II, prolateral row 1, retrolateral 2; III, both rows 3; IV, both rows 2; palp, prolateral row 2, retrolateral 3.

Spination: Femora: IV, 15 D ant. ap. Patellae: III, 23/21 D ant. ap., forming a triangle, 0/1 R ap.; IV, 11/4 D ant. b., huddled. Tibia: I, 1/2 D; III, 16/19 D. Palp, 5/15D ant. Metatarsi: I, row of 9/10 D ant., 9/12 D post.; II, 7 D ant., 9/7 D post.; III, 19/16 D, huddled, 1 V ap. medial; IV 3/5 D ant., 2/4 D post., 5/3 V ap., 2/3 V. Tarsi: I, 7/6 D ant., 6/5 D post.; II, 5/4 D ant., 4 D post. Palp, 17/9 D, 2 V.

Spermathecae: Anterior sclerotized portion with receptacle uniformly rounded and of smaller size in relation to the base of the spermatheca, and symmetrical lobes (GOLOBOFF, 1987, figs 13-16) (Figure 1D).

Color in ethanol: Carapace light brown, abdomen light purplish. Legs and palps light brown (Figures 1A, B and C).

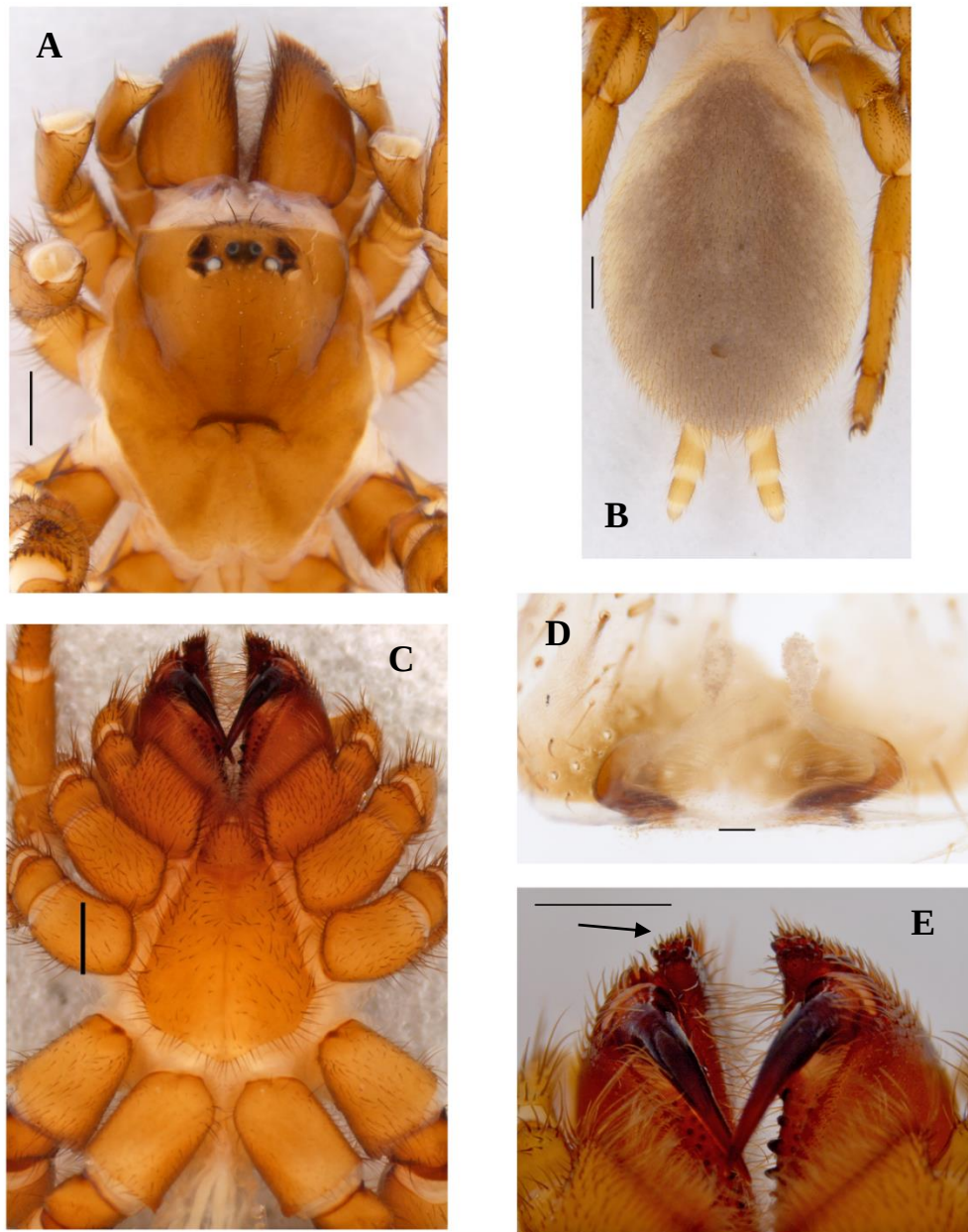


Figure 1. Female. *Neocteniza minima*. A, prosoma, dorsal view. B, opisthosoma, dorsal view. C, prosoma, ventral view. D, spermathecae, dorsal view. E, chelicerae, arrow indicate rastellum, ventral view. Scale bars: A-C, E = 1 mm. D = 0,1 mm.

Redescription of male tombo (CAD 499):

Total length including chelicera 5.6. Carapace 2.0 long, 1.6 wide; cephalic region strongly convex, fovea deep, recurved (T format). Anterior and posterior ocular row slightly recurved. Eye sizes: AME 0.16, ALE 0.14, PME 0.1, PLE 0.1. Eye interdistances: AME–ALE 0.04, PME–PLE 0.06, AME–AME 0.08, ALE–PLE 0.07, PME–PME 0.3. Eye tubercle: length 0.69, width 0.37. Chelicerae with rastellum formed by 3 thick, blunt spines on edge of cheliceral prolongation and two laterally adjacent smaller spines outside cheliceral prolongation. Inner cheliceral margin with 6 teeth, outer with 8 smaller teeth. Labium: length 0.2, width 0.44, without cuspules. Palpal coxae without cuspules. Sternum: length 1.31, width 1.03. Sigilla barely discernible. Leg lengths: I trochanter 0.45/ femur 1.66/ patella 0.75/ tibia 1.27/ metatarsus 1.16/ tarsus 0.66/ total 5.5; II trochanter 0.41/ femur 1.5/ patella 0.72/ tibia 1.0/ metatarsus 1.05/ tarsus 0.64/ total 4.91; III trochanter 0.42/ femur 1.14/ patella 0.70/ tibia 0.76/ metatarsus 1.21/ tarsus 0.77/ total 4.58; IV trochanter 0.47/ femur 1.79/ patella 0.79/ tibia 1.6/ metatarsus 1.87/ tarsus 0.88/ total 6.93. Palp: 0.27, 0.78, 0.38, 0.60, –, 0.44, 2.2. Inferior claw present on all legs. Preening combs present on metatarsi III (3 prolateral and 3 retrolateral) and IV (3 prolateral and 3 retrolateral), I and II barely discernible. All tarsi without scopula. Spinnerets short; ALS with *ca.* 18 spigots, basal article of PLS with *ca.* 68, medial article with *ca.* 36, apical article with 26 larger on apex. Spinnerets length: ALS 0.27, basal article of PLS 0.47, medial article 0.25, apical article 0.34. Palpal tibia incrassate and with spines (Figure 2F). Epigastric area with 16 epiandric glandules.

Trichobothria: Tibia: I, both rows 4; II, both rows 3; III, both rows 3; IV, prolateral row 5, retrolateral 4. Palp, retrolateral row 2, prolateral 4. Metatarsi: I, prolateral row 1, retrolateral 3; II, retrolateral row 3; III, median row 3; IV, retrolateral row 5. Tarsi: I, III and IV, both rows 2; II, prolateral row 2, retrolateral 3.

Spination. Femora: IV, 6/7 D-P sup. ap., huddled. Patellae: III, 5/6 D-P ap. and 8/5 D-P IV, 4/3 P b. Tibia: III, 2 P (ant 2:2), and 2 D, 1 R ap. sup., 3 very thin V; IV, 1 very thin, V. Metatarsi: III, 3 D ap, *ca.* 5 very thin, V; IV, *ca.* 5 very thin.

Male palpal bulb: Embolus very thin, with slight sinuosity (Figures 2D and E).

Color in ethanol: Prosoma and appendices light brown, with color fading through the tip of appendices. Abdomen light gray (Figures 2A, B and C).

Distribution: Bolivia, Argentina; mentioned by Goloboff (1987); recorded for the first time in Brazil, from the Cerrado biome (Figure 6).

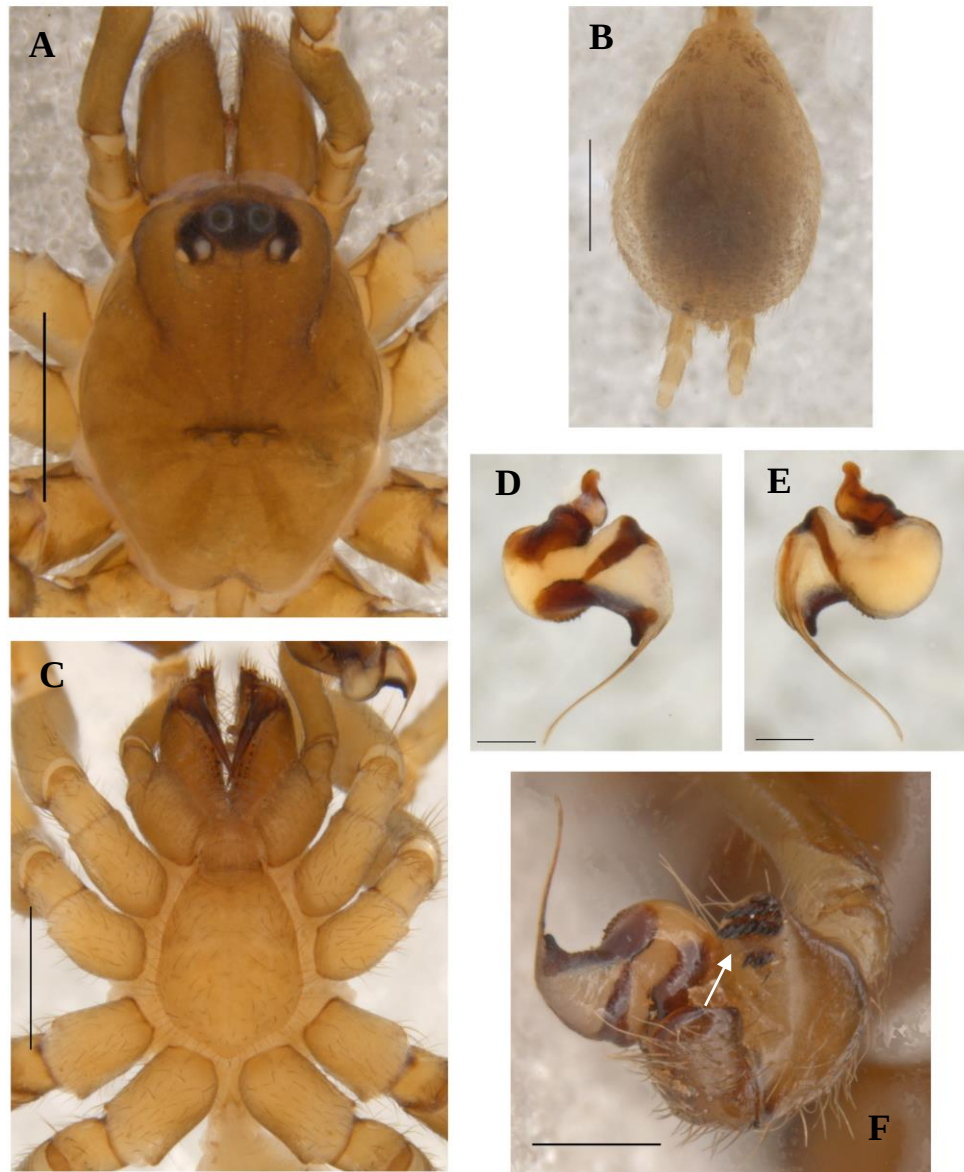


Figure 2. Male. *Neocteniza minima*. A, prosoma, dorsal view. B, opisthosoma, dorsal view. C, prosoma, ventral view. Left palpal bulb. D, prolateral view. E, retrolateral view. F, arrow showing spines on palpal tibia. Scale bars: A-C = 1 mm. D-F = 2 mm.

***Neocteniza toba* Goloboff, 1987**

Neocteniza toba Goloboff, 1987: 41, figs 8, 25-26 (female).

Neocteniza toba Goloboff & Platnick, 1992: 7, figs 16-19 (male).

Neocteniza australis Fukami, Lucas & Indicatti, 2004 (misidentification).

Material examined: NEW RECORDS: Brazil: São Paulo: Teodoro Sampaio (Parque Estadual Morro do Diabo), Equipe Biota coll., 4 males, (IBSP); Matão, Fazenda Mata da Virgínia, J. Ricetti coll., 1 male, (IBSP); Jaboticabal, 21°16'S 48°19'W, F. J. Cividanes coll., 2006, 4 males, (IBSP 113032); Rio Claro, UNESP campus, excavated 19.III.2018; died 16.V.2018, 1 adult female, "VGID9"; 1 adult female, excavated and fixed 18.III.2018, "VGID8" (idi8); 1 adult female, excavated and fixed 20.VII.2018, "VGID22"; 1 adult female, excavated 19.III.2018, in 02.X.2018, female died a few days earlier, "VGID11". Nymphs and first instars fixed with female; 2 adult males, in pitfall trap, 25.III.2018, "VGID19" and "VGID20"; 1 adult male, wandering on the ground, 20.XI.2017, "VGID4"; 1 adult male, in pitfall trap, 23.III.2018 "VGID17"; 1 adult male, in pitfall trap, 29.III.2018, "VGID21".

Redescription of female VGID9:

Total length including chelicera 14.56. Carapace 6.94 long, 6.35 wide; cephalic region strongly convex, fovea deep, recurved (T format). Anterior and posterior ocular row slightly procurved. Eye sizes: AME 0.25, ALE 0.37, PME 0.21, PLE 0.31. Eye interdistances: AME–ALE 0.42, PME–PLE 0.14, AME–AME 0.25, ALE–PLE 0.23, PME–PME 1.0. Eye tubercle: length 1.25, width 2.22. Chelicerae with rastellum formed by 15 thick, blunt spines on cheliceral prolongation and two laterally adjacent spines outside cheliceral prolongation. Intercheliceral tumescence absent. Inner cheliceral margin with 4 large and 4 small teeth, outer with 12 median teeth, 12 smaller forming a row between the margins. Labium: length 1.25, width 1.33, without cuspules. Palpal coxae without cuspules. Sternum: length, 5.64, width, 3.81. Sigilla barely discernible. Leg lengths: I trochanter 1.14/ femur 3.75/ patella 2.64/ tibia 2.5/ metatarsus 2.05/ tarsus 0.98/ total 11.92; II trochanter 1.16/ femur 3.55/ patella 2.51/ tibia 2.22/ metatarsus 2.1/ tarsus 1.0/ total 11.38; III trochanter 1.4/ femur 3.15/ patella 2.51/ tibia 1.69/ metatarsus 2.5/ tarsus 1.4/ total 11.25; IV trochanter 2.0/ femur 4.55/ patella 2.93/ tibia 3.0/ metatarsus 3.44/ tarsus 1.32/ total 15.24. Palp: 0.78, 3.01, 1.8, 1.89, –, 2.11, 8.81. Inferior claw present on all legs and palps, bare. Preening combs present on all metatarsi, barely discernible in legs I (2 apart,

prolateral) and II (2 apart, retrolateral), strong in III (3 grouped, retrolateral) and IV (3 grouped, retrolateral). All tarsi without scopula. Spinnerets short; ALS with *ca.* 50 spigots, basal article of PLS with *ca.* 75, medial article with *ca.* 50, of them 10 larger on apex, apical article with *ca.* 35 large spigots. Spinnerets length: ALS 1.0, basal article of PLS 1.47, medial article 0.57, apical article 0.27.

Tricobothria: Tibia: I, both rows 5; II, prolateral row 8, retrolateral 6; III, prolateral row 4, retrolateral 7; IV, prolateral row 8, retrolateral 9. Palp, prolateral row 7, retrolateral 10. Metatarsi: I, retrolateral row 12; II, retrolateral 17; III, retrolateral row 7; IV, retrolateral row 16. Tarsi: I, both rows 6; II, prolateral row 4, retrolateral 5; III, both rows 5; IV, both rows 6; palp, prolateral row 4, retrolateral 5.

Spination: Femora: IV, 14 D ant. ap. Patellae: III, 15/14 D ant. ap., forming a triangle; IV, 12 D ant. b., huddled. Tibia: I, 6/9 R inf., 1 P; II, 1 R inf., 1 P; III, 2 D, 1/2 R ap., 4 P; IV, 1 P inf. Palp, 1 D P. Metatarsi: I, row of 17 P D ant., 14/17 R D post.; II, 14/13 P, 6/7 R., 9/7 D post.; III, 9/10 P, 13 R; IV 6 P, 2 R ap. Palp, 9/8 P, 3/5 R. Tarsi: I, 4/2 P, 4/3 R; II, 4 P, 3/4 R D. Palp, 13/15 P, 11/10 R.

Spermathecae: Membranous base, two membranous ducts ending in an esclerotized ring, opening into a membranous enlarged racket-like receptacula, with superficial granulosities (GOLOBOFF, 1987, figs 8-10) (Figure 3D).

Color in life (Figure 4A) same as in ethanol (Figures 3A, B and C): Entirely black, with greyish abdomen.

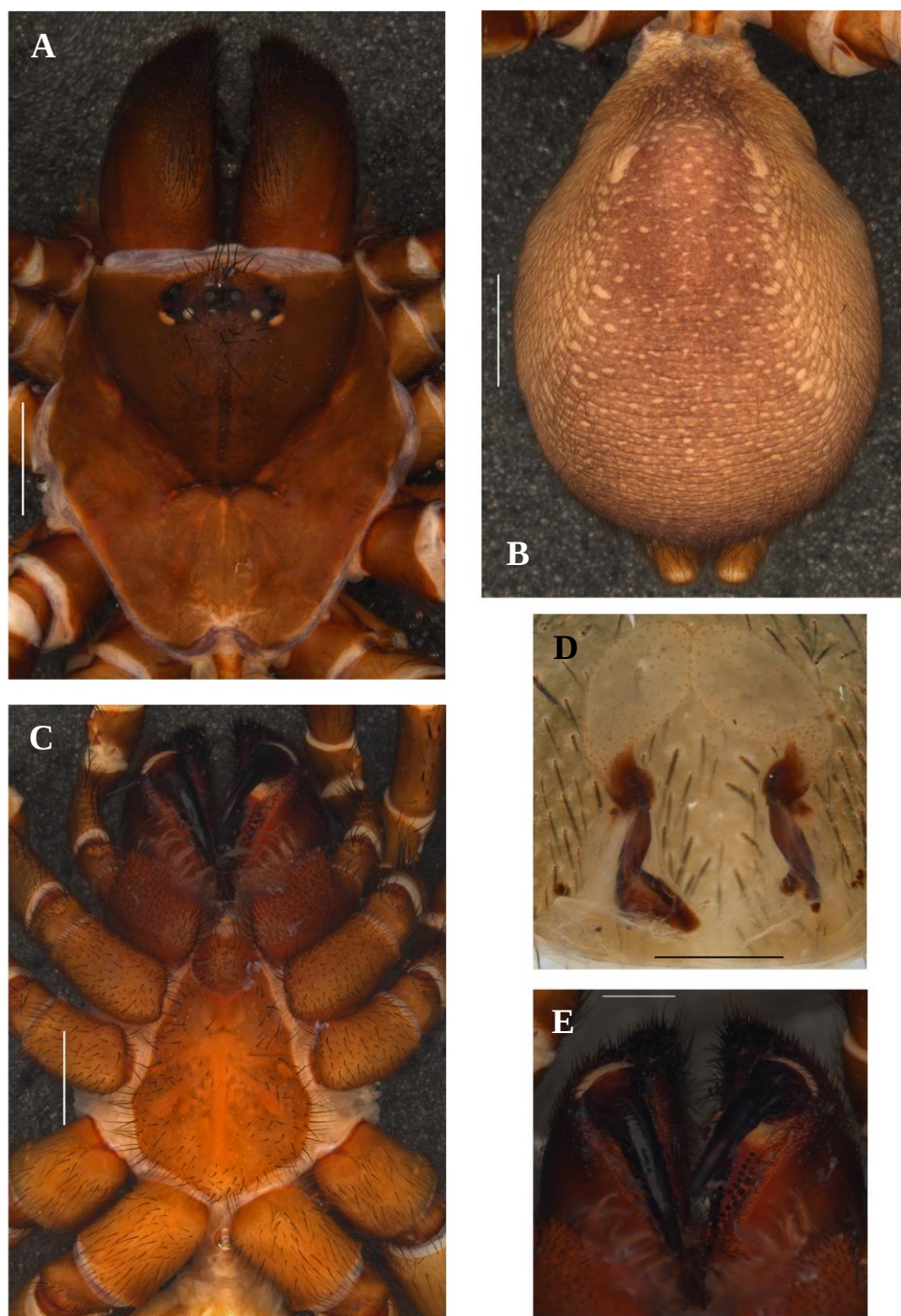


Figure 3. Female. *Neocteniza toba*. A, prosoma, dorsal view. B, opisthosoma, dorsal view. C, prosoma, ventral view. D, spermathecae, dorsal view. E, chelicerae with rastellum, ventral view. Scale bars: A-C, E = 1 mm. D = 0,5 mm.



Figure 4. A. *Neocteniza toba*, female. B. male, dorsal habitus.

Redescription of male VGID17:

Total length including chelicera 5.76. Carapace 2.34 long, 2.03 wide; cephalic region strongly convex, fovea deep, recurved (T format). Anterior and posterior ocular row slightly recurved. Eye sizes: AME 0.11, ALE 0.16, PME 0.11, PLE 0.11. Eye interdistances: AME–ALE 0.07, PME–PLE 0.05, AME–AME 0.10, ALE–PLE 0.07, PME–PME 0.33. Eye tubercle: length 0.37, width 0.74. Chelicerae with rastellum formed by 3 thick, blunt spines on edge of chelical prolongation and two laterally adjacent spines outside chelical prolongation. Interchelical tumescence absent. Inner chelical margin with 6 teeth, outer with 8 smaller teeth, two smaller teeth between the margins. Labium length 0.19, width 0.44, without cuspules. Palpal coxae without cuspules. Sternum: length 1.57, width 1.10. Sigilla barely discernible. Leg lengths: I trochanter 0.55/ femur 2.12/ patella 0.82/ tibia 1.60/ metatarsus 1.55/ tarsus 0.79/ total 6.88; II trochanter 0.53/ femur 1.76/ patella 0.81/ tibia 1.32/ metatarsus 1.37/ tarsus 0.80/ total 6.06; III trochanter 0.57/ femur 1.38/ patella 0.78/ tibia 0.96/ metatarsus 1.69/ tarsus 0.93/ total 5.74; IV trochanter 0.62/ femur 2.37/ patella 0.96/ tibia 2.21/ metatarsus 2.64/ tarsus 1.18/ total 9.36. Palp: 0.22, 1.16, 0.44, 1.22, –, 0.73, 3.55. Inferior claw present in all legs. Preening combs present on metatarsi III (3 prolateral and 3 retrolateral) and IV (3 prolateral and 3 retrolateral). All tarsi without scopula. Spinnerets short; ALS with *ca.* 8 spigots, basal article of PLS with *ca.* 14, medial article with *ca.* 11, apical article with *ca.* 12, 5 of them larger on apex. Spinnerets length: ALS 0.20, basal article of PLS 0.42, medial article 0.23, apical article 0.16. Palpal tibia incrassate and with spines (Figure 5F). Epigastric area with 15 epiandric glandules.

Trichobothria: Tibia: I, both rows 3; II, prolateral row 4, retrolateral 5; III, both rows 3; IV, both rows 4. Palp, prolateral row 3, retrolateral 4. Metatarsi: I, prolateral row 3, retrolateral 4; II, retrolateral row 5; III, retrolateral row 3; IV, retrolateral row 6. Tarsi: I, prolateral row 2, retrolateral 3; II, prolateral row 1, retrolateral 2; III, prolateral row 1, retrolateral 3; IV, prolateral row 2, retrolateral 3.

Spination. Femora: IV, 9/8 D-P sup. ap., huddled. Patellae: III, 5/ 6 D-P ap. row and 5 D-P IV. Tibia: I and II, *ca.* 4/5 very thin V; III, 5 D. Metatarsi: I and II, *ca.* 6/7 very thin, V; III, 9 small, D. IV, 2 very thin D ap.

Male palpal bulb: Embolus twisting slightly from its base, flattened, ending acute, 1.06 long, with developed hematodocha (Figures 5D and E).

Color in life (Figure 4B) same as in ethanol (Figures 5A, B and C): Prosoma dark brown, abdomen slightly lighter. Sternum, coxae and trochanter light gray. Entire palps and leg femurs dark grayish. Rest of the legs are brown.

Distribution: Argentina mentioned by Goloboff (1987) and Paraguay by Goloboff and Platnick (1992); recorded for the first time from the semideciduous Atlantic Forest (Morro do Diabo and Matão, São Paulo) and regions with Cerrado influences (Rio Claro and Jaboticabal, São Paulo) (Figure 6).

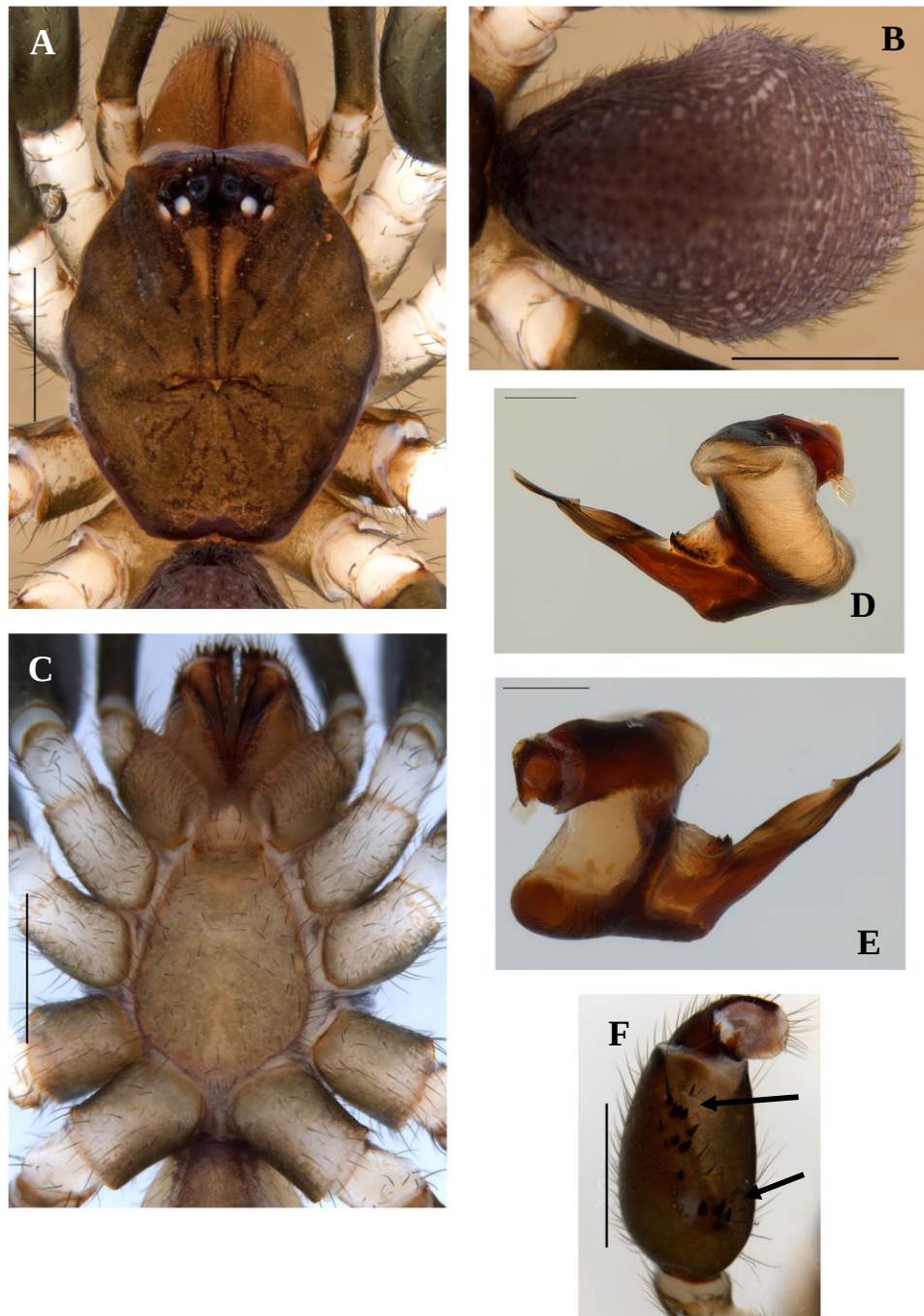


Figure 5. Male. *Neocteniza toba*. A, prosoma, dorsal view. B, opisthosoma, dorsal view. C, prosoma, ventral view. Right palpal bulb. D, prolateral view. E, retrolateral view. F, arrows showing spines on palpal tibia. Scale bars: A-C = 1 mm. D-E = 0,2 mm. F = 0,5 mm.

***Neocteniza australis* Goloboff, 1987**

Neocteniza australis Goloboff, 1987: 44, figs 1-4, 9-10, 27-31, 37-41 (female/male).

Neocteniza australis Goloboff & Platnick, 1992: 9, figs 5-6 (male).

Neocteniza australis Grismado & Goloboff, 2014: 109, figs 12-13 (female/male).

Material examined: NEW RECORDS: Brazil: Rio Grande do Sul: Augusto Pestana, 12.XI.2008, 2 males, (MCTP 26144, 2615); 27.XI.2008, 1 male, (MCTP 26146); 12.XII.2008; 5 males, (MCTP 26147, 26148, 26149, 26150, 26151); 21.III.2009, 1 male, (MCTP 27376); 04.IV.2009, 1 male, (MCTP 27377). Santa Catarina: Urussanga, Rio Moura, R. A. Teixeira coll., 28.XII.2006, 1 male, pitfall trap, (IBSP 113434).

Distribution: Argentina; mentioned by Goloboff (1987); recorded for the first time also from Brazil, inhabiting the Atlantic Forest (Figure 6).

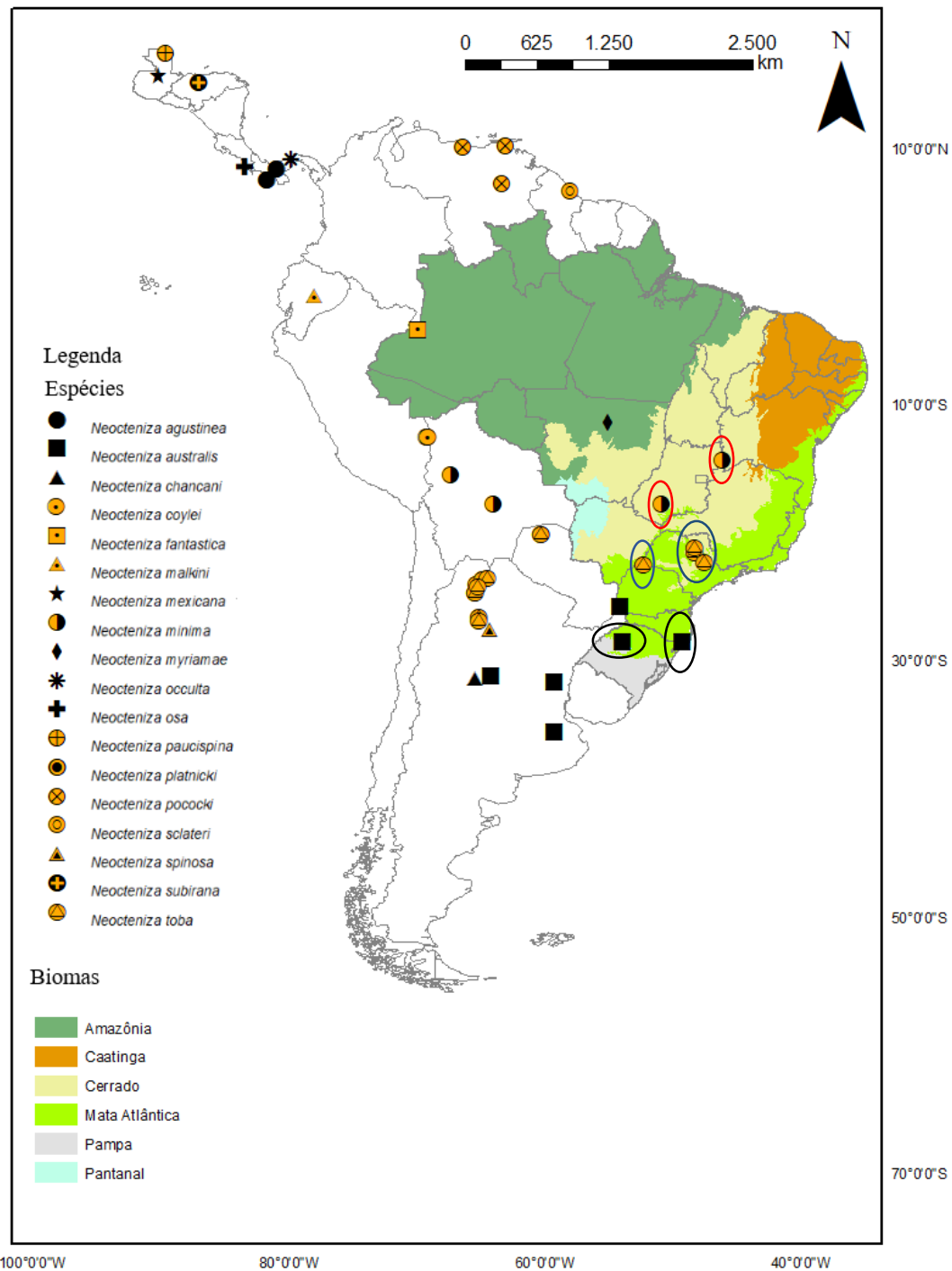


Figure 6. Distribution map of *Neoteniza* species. Red, blue and black circles are, respectively, new records of *N. minima*, *N. toba* and *N. australis*.

Natural History

Specimens of *N. toba* were found in our University campus, in Rio Claro, São Paulo state, in a small forested area, consisting of Atlantic Forest and Cerrado plant species (SABINO, G. pers. comm.), indicating to some extent an ecotonal area. The specific spot has great anthropic influence, such as exotic plant species (SABINO, G. pers. comm.) and proximity to buildings and deforested areas. They co-occur on the soil with other trapdoor spiders of the genera *Idiops* and *Actinopus*, although only *Idiops* were seen closely concentrated (from a few cm to 5 m) in the same spot of exposed clay soil. A single *Actinopus* burrow was found somewhat near *Neocteniza* burrows. *Actinopus* seems to prefer soft soil covered by the leaf-litter. They also co-occur with other Mygalomorphae spiders, such as *Stenoterommata* sp. and *Acanthoscurria gomesiana* Mello-Leitão, 1923, that are apparently more widely distributed throughout the campus and thus apparently less concentrated in that specific forested area. Males were seen wandering, both by active search and by pitfall traps, during the rainy season (From November to March). Juveniles and adult females were found by active search of their trapdoor burrow on the forest floor.

In dry months (June to August) juveniles and females kept alive in the laboratory were found sealing the lid of their burrows with web, probably aiding in humidity conservation. Adult males were exposed to adult female burrows, but unfortunately no copulatory behavior was observed. The adult males died after a few days in captivity.

The burrow of *N. toba* is slightly curved, 10 cm deep, with diameters of 8.2 mm at the entrance, 15.7 mm at 5 cm deep, 12.5 mm at 8 cm deep and 10 mm at the bottom. The entrance of the burrow presents a widening of 4 mm deep and 13 to 8.5 mm (Tapering from outside to inside) in diameter for lid fitting, and the hinge is 9.7 mm, firmly connecting the lid and the burrow. The lid is densely covered with plant material in pieces, added in wide concentric layers originating from the hinge in its outer side. On the inner side, the lid is formed of wide concentric web layers similar to the outer side. The lid has an irregular edge with plant material incorporated. The inner face of the burrow is made of a few dense layers of sheet web (Figures 7A and B). The bottom of the burrow had only clean web layering, but another examined burrow of a juvenile female had waste (Old exuviae and prey exoskeleton remainings, see below) pressed with web against the bottom of the burrow, but also older waste encrusted with soil. Interestingly, upon excavation of the soil contacting the burrow, we found a wide lateral chamber filled with

old spider exuviae, old web coverings and also shattered prey exoskeleton. This chamber was encrusted with soil forming the surface of the tube covered with silk. Prey exoskeleton remainings of 30 ants and one beetle. The ants could be identified, consisting of 10 *Pachycondyla* sp., 2 *Odontomachus* sp., 15 *Pheidole* sp. and 3 *Neoponera* sp. (Species that were also observed in the same forested area), and are all stinging and predatory species (SCHMIDT; SHATTUCK, 2014; SARNAT et al., 2015).

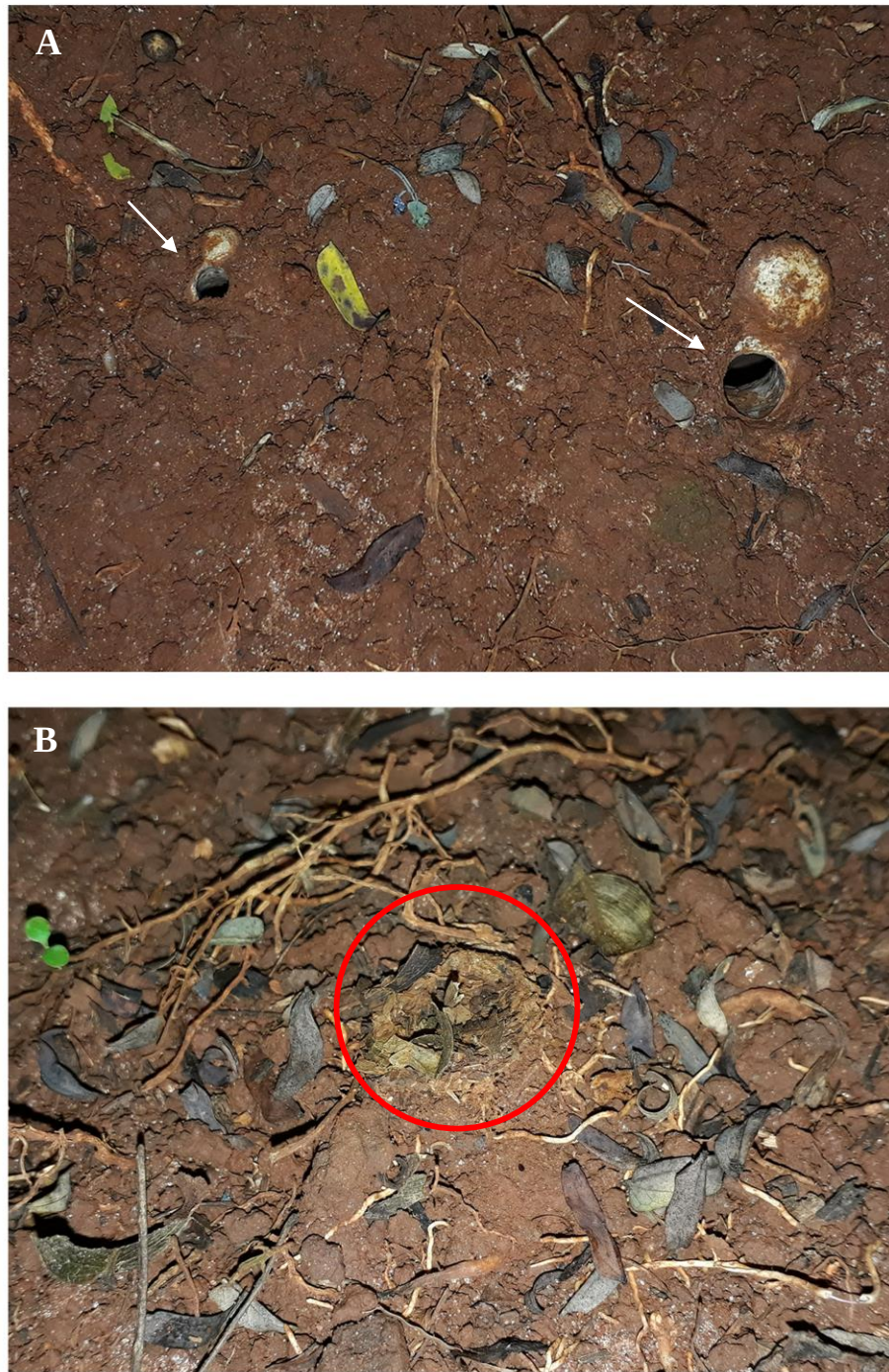


Figure 7. A. Arrows showing the burrows opened. B. Circle showing the burrow closed.

Another *N. toba* had similar values of the its burrow measurements: the lid was 12 mm in diameter, with 6 mm in diameter, and 10 cm of depth. We also found prey remainings stored in the same manner: 2 *Pachycondyla* sp., 2 *Pheidole* sp., 3 *Neoponera* sp. and one Diplopoda.

A juvenile with 4 mm of body length kept in captivity built a burrow with 1.8 mm of lid diameter in March 2018, which reached to 2.7 mm in October 2018.

An adult female (VGID11) was observed in the field inside its burrow at a distance of 7 cm from a juvenile's burrow. The entire burrow was removed and brought into the laboratory without any structural damage. The piece of clod that held its burrow was kept in the laboratory, with sprayed water and fed weekly with cockroaches as prey provided weekly. Seven months later, the burrow was opened because spider activity could no longer be detected; on 02.X.2018 we found the female dead in the bottom of the burrow but, surprisingly, with a healthy egg sac, that was immediately opened to reveal 132 nymphs, 1 withered egg and 3 unhatched eggs. The egg sac was oval (13 mm x 7 mm), at the central part, anchored on the walls of burrow by two thick threads of silk on the upper part and two thick threads between the bottom part of the egg sac and the burrow wall, at approximately 5 cm from the opening (Figures 8A and B).

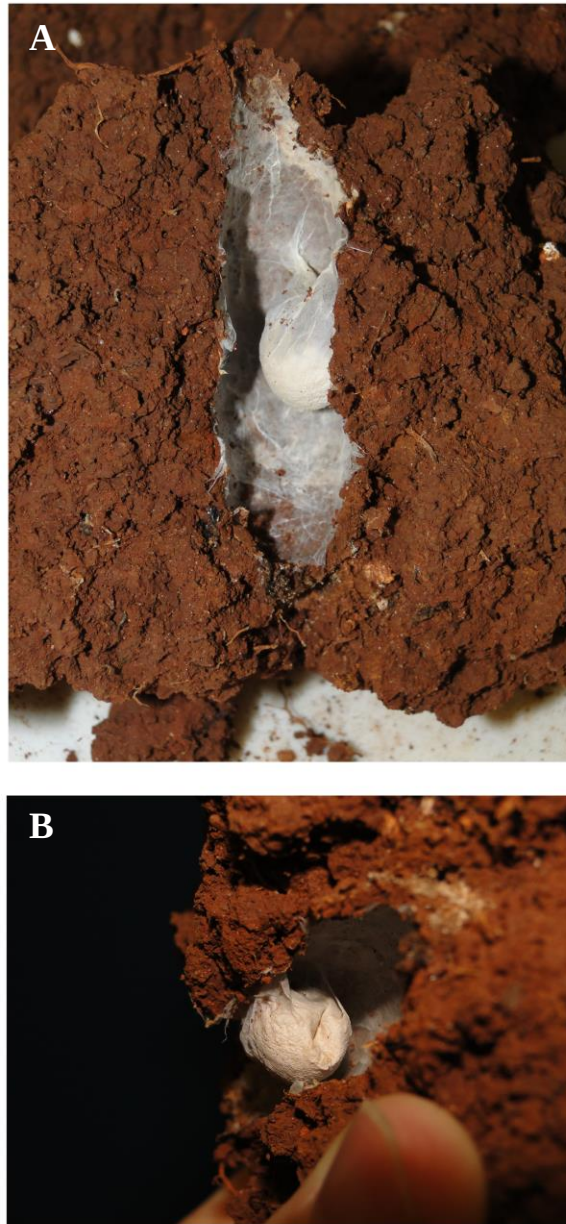


Figure 8. A. The egg sac anchored on the lateral part of the female's burrow. B. The egg sac with the bottom part hanging and forming an oval ending.

The nymphs were kept together (Figures 9A and B) and became first instars (First molt on 27.X.2018), and a few days later some nymphs (Around ten) dug their own burrows in the small container (31 mm diameter x 73 mm deep, with 40 mm of soil). The first instars spiderlings covered their container with dense web (Figure 9C). When handled or placed on a stick (Figure 10A), almost all individuals were observed to drop themselves anchored on a silk thread with their abdomen bent anteriorly exposing and extending the spinnerets, anchored on a silk thread (Figure 10B). When reaching 20-30 cm from the dropping point, they were carried away by soft breezes. Dropping was preferred when wind hit the spiders, or when the substrate was shaken. At some distance, the silk thread detached from the dropping point and the spiderlings became airborne, with the silk thread attached to their spinnerets (Figures 10C and D). When no breeze or wind was present, the spiderlings were seen gliding, and the silk threads were spread many parallel fibers. Some individuals reached distances of 3 meters from the dropping point, inside a room, where wind was not present, representing the first idiopid spiders witnessed performing ballooning.

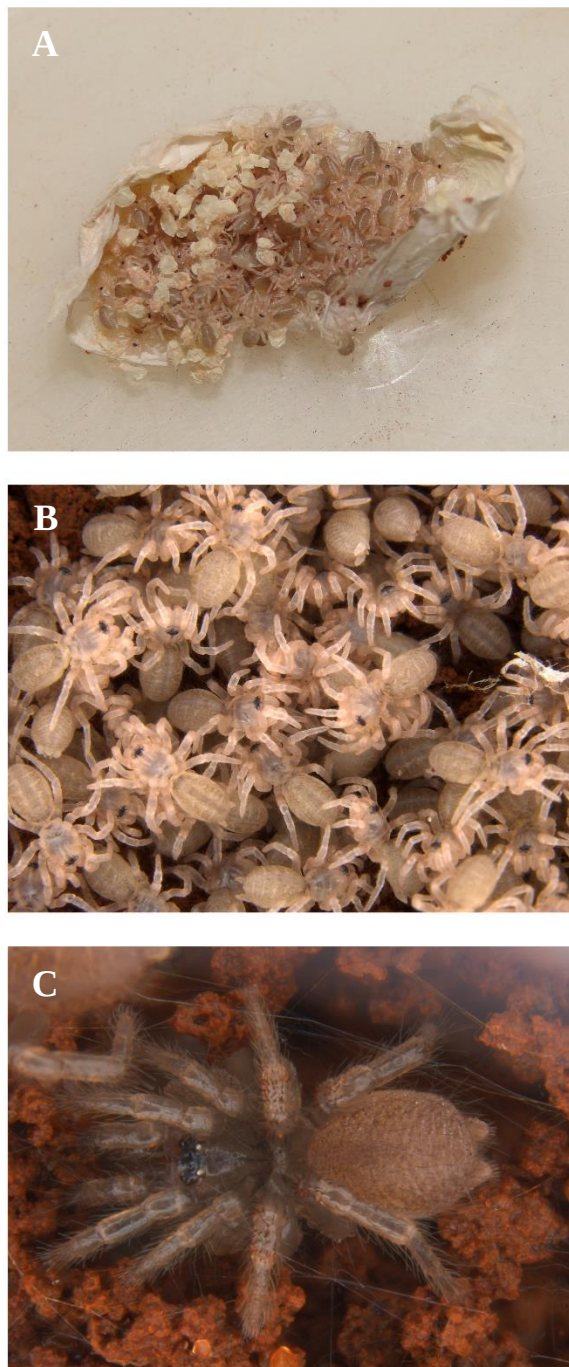


Figure 9. A-B. Nymphs. C. The first instars densely webbed their container.

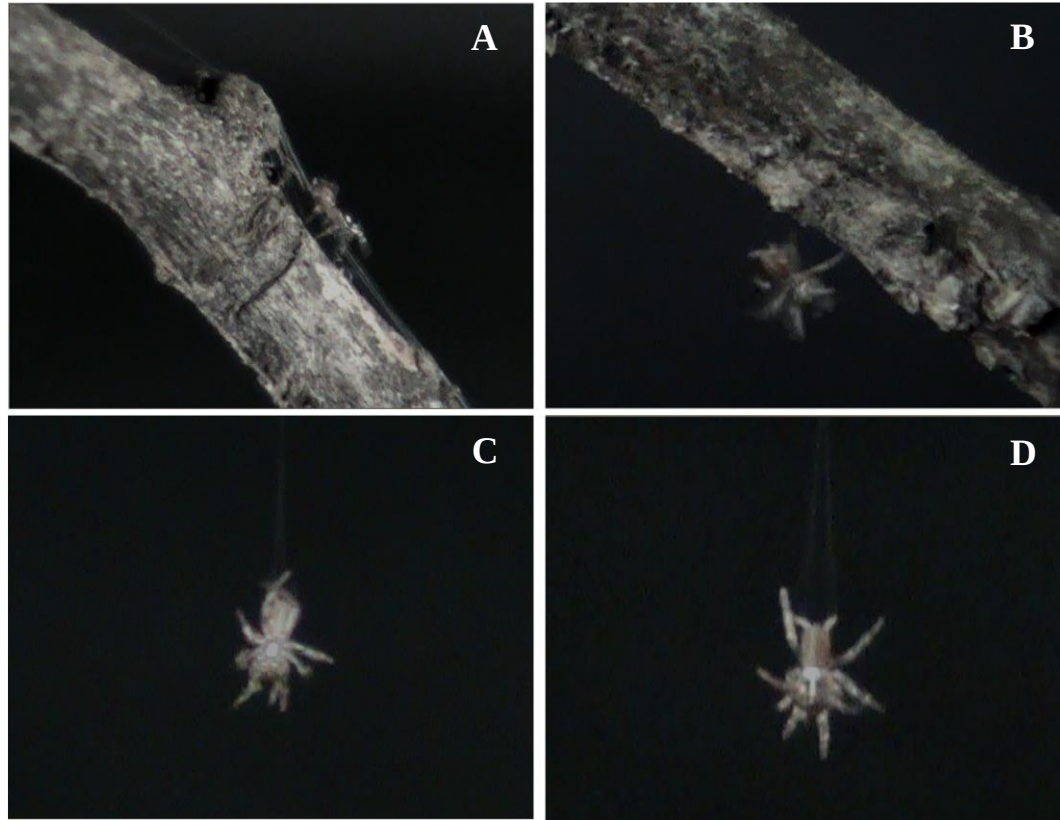


Figure 10. Laboratory ballooning test of *Neocteniza toba*. A. Individual on a stick densely webbed. B. Individual drop himself anchored in a silk thread with the folded abdomen previously exposing and extending the spinners. C-D. Individual gliding.

DISCUSSION

The specimens of *N. toba* analyzed showed interesting diet traits. This spider seems to be specialized in, or, at least, to have a large part of its diet composed of predatory stinging ants. How the spiders manage to deal with such dangerous prey is an interesting question for ecological, behavior and toxicological studies. These spiders have very large inner cheliceral teeth (Figures 1E and 3E) that could be adapted to ant predation, as the action of the strong cheliceral muscles could quickly neutralize the stinging ant, crushing it against the large cheliceral teeth. The trapdoor may also play an important role in predation, as most of the soft

parts of the spider's body, like the abdomen, remain inside the burrow while the spider partially opens the lid to prey.

According to the updated distribution map, we observe that several regions in South America are undersampled, such as Nicaragua, Chile, almost all of Colombia and Peru, and vast areas in Brazil. This undersampling represents the relative difficulty on collecting *Neocteniza* specimens, as they are small trapdoor spiders, and might have strong microhabitat preferences, as they were uncommon in other better sampled areas with records of *Idiops*, *Actinopus* and several Nemesiidae representatives. *Neocteniza* specimens are rare in scientific collections. Moreover, males are much better sampled as they are easily caught in pitfall traps while wandering to find a female. In order to successfully find juveniles and females, one has to look carefully for them, sweeping the soil or trail ravines for detection of a burrow's lids (Figures 7A and B).

Our new records reveal that the geographical distribution of the three studied species is much wider than previously known, extending towards the east for each respective species previous distribution.

Ballooning is an arthropod dispersal mechanism (BELL et al., 2005), that greatly increases the dispersal capacities of an individual (FISHER et al., 2014). This behavior is mainly associated with immature stages or small species (BELL et al., 2005), and has already been described for Mygalomorphae spiders: *Actinopus* sp. (FERRETTI et al., 2013), *Missulena insignis* (O. Pickard-Cambridge, 1877) (MAIN, 1976; BRUNET, 1994) (Actinopodidae); *Atypus affinis* Eichwald, 1830 (BRISTOWE, 1941), *Sphodros* sp. (COYLE, 1983; COYLE et al., 1985) (Atypidae); *Conothele malayana* (Doleschall, 1859) (MAIN, 1957; 1976), *Ummidia* sp. (COYLE, 1985; COYLE et al., 1985; EBERHARD, 2005) (Halonoproctidae). The *Ummidia* sp. burrows belonging to juveniles were not present in locations along with adults burrows, suggesting that ballooning can be the primary dispersal mode (BOND; COYLE, 1995). In the case described herein (*N. toba*), only few adult burrows were found close together. As seen in captivity, as soon as the juveniles disperse, they start digging their own burrows. However, we did not find small burrows around the large ones, suggesting that their dispersing skills are effective. On the other hand, we are aware that small burrows are very difficult to find, and the lack of juveniles around the adults should be better investigated before drawing any further conclusion.

ACKNOWLEDGMENTS

We thank all the researchers from the Laboratório de Estudos Subterrâneos (LES) for providing some specimens, Fundação Grupo Boticário de Proteção à Natureza for the project “Diagnóstico Ambiental da Área de Influência e Ambientes Subterrâneos do Sistema Cárstico da Gruna da Tarimba (Mambáí-GO): Proposta Para a Delimitação de Unidade de Conservação de Proteção Integral” (#0941-20121). Emílio Calvo by the aid in field, Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBIO) and Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBio) provided the licenses for the collection of specimens. Also, Everton Fernando Trova for helpful comments within the manuscript and Rony Almeida from the Museu Paraense Emilio Goeldi for helping with ant identification.

FUNDING

Maria E. Bichuette - Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) (2010/08459-4). Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) (303715/2011-1, 308557/2014-0 and 310378/2017-6). Arthur Galleti Lima - Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq). Giullia de Freitas Rossi - Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES).

REFERENCES

- BELL, J. R., et al. Ballooning dispersal using silk: world fauna, phylogenies, genetics and models. **Bulletin of entomological research**, v. 95, n. 2, p. 69-114, 2005.
- BERTANI, R.; FUKUSHIMA, C. S.; NAGAHAMA, R. H. A new species of *Neocteniza* Pocock 1895 (Araneae, Idiopidae) from Brazil. **Zootaxa**, v. 1202, n. 1, p. 33-37, 2006.
- BOND, J. E.; COYLE, F. A. Observations on the natural history of an *Ummidia* trapdoor spider from Costa Rica (Araneae, Ctenizidae). **Journal of Arachnology**, v. 23, p. 157–164, 1995.
- BRISTOWE, W. S. **The comity of spiders**. 2 volumes. London: Ray Society, 1941. 560 p.
- BRUNET, B. **The silken web**. Sydney: Reed Books, 1994. 208 p.
- COYLE, F. A. Aerial dispersal by mygalomorph spiderlings (Araneae, Mygalomorphae). **Journal of Arachnology**, v. 11, p. 283–295, 1983.
- COYLE, F. A. Ballooning behavior of *Ummidia* spiderlings (Araneae, Ctenizidae). **Journal of Arachnology**, v. 13, p. 137–138, 1985.

- COYLE, F. A. et al. Ballooning mygalomorphs: estimates of the masses of *Sphodros* and *Ummidia* ballooners (Araneae: Atypidae, Ctenizidae). **Journal of Arachnology**, v. 13, p. 291–296, 1985.
- EBERHARD, W. G. Dispersal by *Ummidia* spiderlings (Araneae, Ctenizidae): ancient roots of aerial webs and orientation? **Journal of Arachnology**, v. 34, p. 254–257, 2005.
- FERRETTI, N. et al. Aerial dispersal by *Actinopus* spiderlings (Araneae: Actinopodidae). **Journal of Arachnology**, v. 41, p. 407–408, 2013.
- FISHER, J. R. et al. Pre-ballooning in *Ummidia* Thorell 1875 (Araneae: Ctenizidae) from the Interior Highlands, USA: second account from the region and review of mygalomorph ballooning. **Journal of Arachnology**, v. 42, n. 3, p. 318–321, 2014.
- FUKAMI, C. Y.; LUCAS, S. M.; INDICATTI, R. P. Primeiro registro do gênero *Neocteniza* Pocock, 1895 para o Brasil (Araneae, Mygalomorphae, Idiopidae, Genysinae). **Revista Ibérica de Aracnología**, v. 9, p. 30, 2004.
- GOLOBOFF, P. A. El genero *Neocteniza* Pocock, 1895 (Araneae, Mygalomorphae, Idiopidae) en la Argentina y Paraguay. **Journal of Arachnology**, v. 15, p. 29–50, 1987.
- GOLOBOFF, P. A.; PLATNICK, N. I. New spiders of the mygalomorph genus *Neocteniza* (Araneae, Idiopidae). **American Museum Novitates**, n. 3054, p. 1–9, 1992.
- GRISMADO, C. J.; GOLOBOFF, P. A. Rastelloidina. ROIG-JUÑENT, S., CLAPS, L. E.; MORRONE, J. J. (Ed.). In: **Biodiversidad de Artrópodos Argentinos**, v. 3. Buenos Aires: Sociedad Entomológica Argentina, 2014. p. 103–110.
- GUPTA, N.; DAS, S. K.; SILIWAL, M. Natural history of the trapdoor spider *Idiops joida* Gupta et al 2013 (Araneae: Idiopidae) from the Western Ghats in India. **Journal of Asia-Pacific Biodiversity**, v. 8, n. 1, p. 38–42, 2015.
- MAIN, B.Y. Occurrence of the trap-door spider *Conothele malayana* (Doleschall) in Australia (Mygalomorphae: Ctenizidae). **Western Australian Naturalist**, v. 5, n. 7, p. 209–216, 1957.
- MAIN, B.Y. **Spiders**. Sydney: Collins, 1976. 296 p.
- MASON, L. D. et al. Thermal and hygric physiology of Australian burrowing mygalomorph spiders (*Aganippe* spp.). **Journal of Comparative Physiology B**, v. 183, n. 1, p. 71–82, 2013.
- PLATNICK, N. I.; SHADAB, M. U. A revision of the mygalomorph spider genus *Neocteniza* (Araneae, Actinopodidae). **American Museum Novitates**, n. 2603, p. 1–19, 1976.
- SARNAT, E. M. et al. Introduced *Pheidole* of the world: taxonomy, biology and distribution. **ZooKeys**, n. 543, p. 1–109, 2015.
- SCHMIDT, C. A.; SHATTUCK, S. O. The higher classification of the ant subfamily Ponerinae (Hymenoptera: Formicidae), with a review of ponerine ecology and behavior. **Zootaxa**, v. 3817, n. 1, p. 1–242, 2014.
- WORLD SPIDER CATALOG. World Spider Catalog. (2018). Natural History Museum Bern, online at <http://wsc.nmbe.ch>, version 17.5, accessed on 05/29/2018.

ANEXO II

Historical climatic condition of spiders of the genus *Trechona* C. L. Koch, 1850 (Mygalomorphae, Dipluridae): from the surface to the underground

Giullia de Freitas Rossi¹, Vivian Moreira Montemor¹, José Paulo Leite Guadanucci¹, Natália Stefanini da Silveira¹

1 – Universidade Estadual Paulista (Unesp campus Rio Claro) - São Paulo.

ABSTRACT

Five species of the genus *Trechona* C. L. Koch, 1850 are endemic to the Atlantic Forest in Brazil and the only non-endemic species is *Trechona diamantina* Guadanucci, Fonseca-Ferreira, Baptista & Pedroso, 2016, currently found in four quartzite caves in the municipality of Diamantina, Minas Gerais, located in the Espinhaço Mountain Range. We used ecological niche modeling (ENM) to test our hypothesis that the region where *Trechona diamantina* is found used to be climatically suitable for the presence of these spiders. We created the ecological niche models for the present and the paleoclimatic projections (Mid-Holocene - 6 millions of years ago (Ma) and Last Glacial Maximum, LGM- 21 millions of years ago (Ma)). Our analyses show that the Espinhaço Mountain Range region is climatically suitable for the genus *Trechona* in these three periods. It seems that with the receding of humid forests and expansion of drier biomes, such as the Caatinga and Cerrado, the common ancestors of *T. diamantina* and the remaining *Trechona* species found climatically stable refuges inside the caves of the region of Espinhaço Mountain Range.

Keywords: hypogean habitats, arachnids, Campo Rupestres, relictism.

INTRODUCTION

The number of biogeographic studies with Mygalomorphae spiders has increased in the last years (BERTANI, 2001, 2012; GUADANUCCI, 2011; FERRETTI et al., 2012a, 2012b, 2014) and they have helped recognize patterns of geographical distribution and speciation.

The genus *Trechona* C. L. Koch, 1850 (Dipluridae, Mygalomorphae) is currently composed of six species: *Trechona venosa* (Latreille, 1832); *Trechona rufa* Vellard, 1924; *Trechona uniformis* Mello-Leitão, 1935; *Trechona cotia* Pedroso, Miranda & Baptista, 2018 and *Trechona excursora* Pedroso, Miranda & Baptista, 2018, are endemic from the Atlantic Forest in the states of São Paulo, Minas Gerais, Espírito Santo and Rio de Janeiro (PEDROSO; BAPTISTA, 2004; PEDROSO; BAPTISTA; FERREIRA, 2008; AZEVEDO; PEDROSO, 2010; PEDROSO, MIRANDA; BAPTISTA, 2018).

The troglophile species *Trechona diamantina* Guadanucci, Fonseca-Ferreira, Baptista & Pedroso, 2016, from Diamantina, Minas Gerais, located in the Diamantina Plateau, in the southern portion of the Espinhaço Mountain Range, is the only species that occur outside the Atlantic Forest. Despite extensive collecting efforts, these spiders were only found in four quartzite caves in that region. In one of these caves, one hundred individuals were recorded, comprising the largest hypogean (Subterranean environment) population of Mygalomorphae spiders ever recorded (GUADANUCCI; BRAGA; SÁ, 2014). An interesting fact is that individuals of this species found in the dark zone remained exposed longer in their foraging web (GUADANUCCI; BRAGA; SÁ, 2014), indicating that the species adapts its behavior to its location within the cave (GUADANUCCI; BRAGA; SÁ, 2014).

The Espinhaço Mountain Range represents the most extensive Pre-Cambrian orogenic belt in Brazil (ALMEIDA-ABREU; RENGGER, 2002) extending from the mid part of Minas Gerais state throughout 1,200 km reaching the southern state of Piauí. In addition, the predominant phytophysognomy of Espinhaço Mountain Range is known as Campo Rupestres (Rocky Fields), above 1,200 masl, where the vegetation presents xeromorphic characteristics (GIULIETTI; PIRANI; HARLEY, 1997). The mountain range separates three large Brazilian biomes, the Caatinga, the Cerrado (Brazilian Savanna) and the Atlantic Forest (GUADANUCCI et al., 2016).

The Atlantic Forest, on the other hand, is a set of different phytophysognomies, with two predominant factors (SOBRAL-SOUZA; LIMA-RIBEIRO, 2017): the Atlantic Rainforest, with a hot and humid climate with no dry season, and the Semi-Deciduous Atlantic Forest, with a seasonal climate and a dry season. It extends from the southern/southeastern region to northeastern Brazil (MORELLATO; HADDAD, 2000; SOBRAL-SOUZA; LIMA-RIBEIRO, 2017).

During the Paleogene period (65-24 Ma), the Amazon and Atlantic Forest formed a continuous forest in Brazil (SOBRAL-SOUZA; LIMA-RIBEIRO, 2017). With the climatic changes that occurred in South America during the Neogene period (24-2 Ma), the climate became drier, the forests receded, followed by the expansion of the dry physiognomies, such as the Caatinga and the Cerrado (MÉIO et al., 2003; SOBRAL-SOUZA; LIMA-RIBEIRO, 2017), and at the end of the Miocene period (11-5 Ma) the separation of Amazon, to the west, and Atlantic Forest, to the east, took place (HOORN et al., 2010). These receding and expansion movements occurred in the Brazilian territory, including the Diamantina region.

With the changes of the vegetation that occurred after the expansion and receding of these humid forests, the *Trechona* species of the Espinhaço Mountain Range could have found similar conditions to those of the Atlantic Forest in the hypogean environment. In view of this, we used ecological niche modeling (ENM) to test our hypothesis that the region where *Trechona diamantina* is found used to be climatically suitable for the presence of these spiders.

METHODS

Taxa and occurrence data

The genus *Trechona* includes medium to large spiders. Spiders of this genus present a stridulatory structure called lyra, on the prolateral side of the pedipalp maxilla (PEDROSO; BAPTISTA; FERREIRA, 2008; AZEVEDO; PEDROSO, 2010). In this genus, lyra is a set of setae of different sizes and shapes forming a dark plate (PEDROSO; BAPTISTA; FERREIRA, 2008; AZEVEDO; PEDROSO, 2010).

In this study we compiled all available geographical records of the genus *Trechona* from three sources: (1) records from the literature (PEDROSO; BAPTISTA, 2004; PEDROSO; BAPTISTA; FERREIRA, 2008; AZEVEDO; PEDROSO, 2010; GUADANUCCI, SÁ, BRAGA, 2014; GUADANUCCI et al., 2016; PEDROSO, MIRANDA; BAPTISTA, 2018), (2) collection data (Instituto Butantan (IBSP) and Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP)) and (3) Rafael Prezzi Indicatti by personal communication. In all, 53 points of occurrence were divided into: *Trechona rufa* (n=17), *Trechona venosa* (n=18), *Trechona uniformis* (n= 4), *Trechona diamantina* (n=4), *Trechona cotia* (n=1), *Trechona excursora* (n=2) and “morphospecies” of *Trechona* (n=7).

The occurrence data collected belong to the Atlantic Forest biome (PEDROSO; BAPTISTA, 2004; PEDROSO; BAPTISTA; FERREIRA, 2008; AZEVEDO; PEDROSO, 2010; PEDROSO, MIRANDA; BAPTISTA, 2018) with the exception of *Trechona diamantina* found in the Espinhaço Mountain Range (GUADANUCCI; BRAGA; SÁ, 2014; GUADANUCCI et al., 2016) (Figure 1).

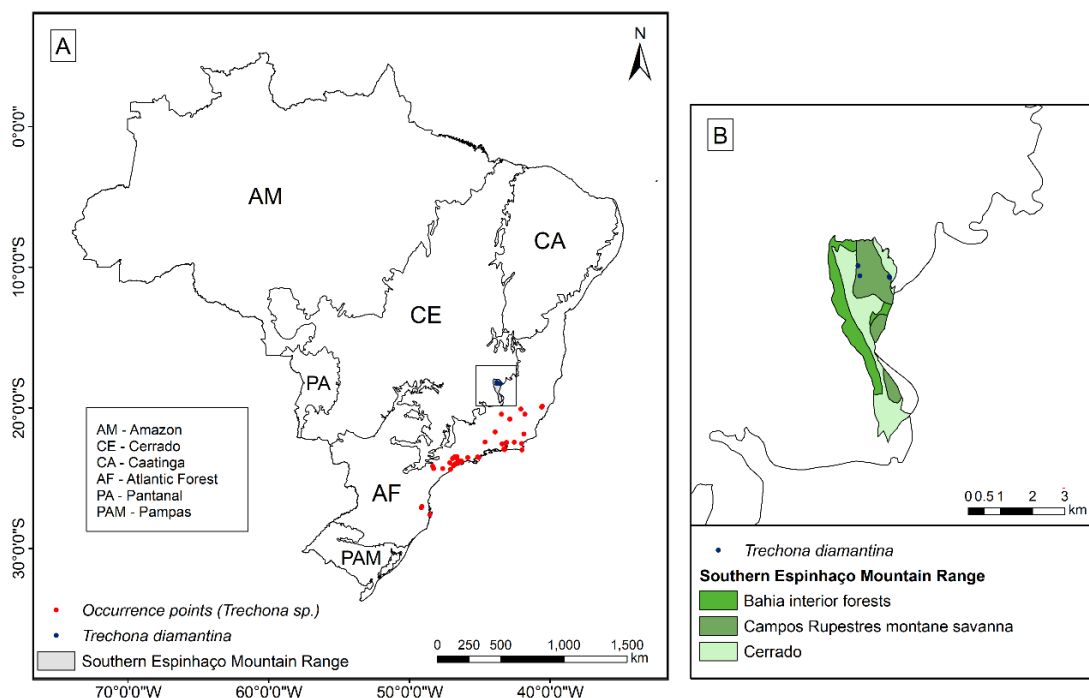


Figure 1. Occurrence of species of the genus *Trechona* in Brazil. A) In red, the points of occurrence from the Atlantic Forest; in blue, the points of occurrence of *Trechona diamantina*. The ecological niche models were generated from this data set. B) Region of the Southern Espinhaço Mountain Range where individuals of the species *Trechona diamantina* were found.

We considered all species of the genus as a single taxonomic unit (Genus level) in order to create the ecological niche models (ENMs) for the present and the paleoclimatic projections. In view of the methodology, not all the available points could be used because some were not specific and referred to a city.

Climate variables and scenarios

Bioclimatic variables, both current and paleoclimatic scenarios were obtained from World Clim Version 1.4 database (Available at <http://www.worldclim.org>; HIJMANS et al., 2005). In order to avoid possible correlations between the bioclimatic variables, we performed a pre-selection using Factorial Analysis (SOBRAL-SOUZA; FRANCINI; LIMA-RIBEIRO, 2015), in which all 19 bioclimatic crops were cut to the Brazilian extension (Background), and with a resolution of 2.5 arc-minutes. Eight climatic variables were selected: mean diurnal range (Mean of monthly (Max temp - min temp)) (bio02), isothermality (bio03), temperature seasonality (Standard deviation*100) (bio04), mean temperature of warmest quarter (bio10), precipitation of wettest month (bio13), precipitation of driest quarter (bio17) and precipitation of warmest quarter (bio18). In this study we used the entire country extension to generate the niche models because we considered this area historically available for the genus *Trechona*, an important factor for the background selection (BARVE et al., 2011; SOBRAL-SOUZA et al., 2017).

Ecological Niche Model (ENM)

The ecological niche models were estimated through the technique known as ensemble forecasting using different algorithms (ARAÚJO; NEW, 2007). The algorithms used were: Bioclim (Envelope Score), Gower Distance (Gower), Maximum Entropy (Maxent) and Support Vector Machines (SVM). The choice of algorithms was based on the type of approach used, two of them considering only presence points (Bioclim and Gower Distance), and the other two using machine learning approaches based on presence and background data (SVM and Maxent) (PHILLIPS; ANDERSON; SCHAPIRE, 2006; LI; GUO; ELKAN, 2011).

In all, 240 models were generated for both situations in three climatic scenarios (Ten replicates for each algorithm). In the first situation (A) considering all six species of the genus, and a second situation (B) disregarding the species *Trechona diamantina*. Ten replicates of each four algorithms were generated for the present and for the paleoclimatic projections (Mid-Holocene - 6 Ma and Last Glacial Maximum, LGM - 21 Ma) (Figure 2). To validate the models, the points of occurrence were randomly divided into training (70%) and test (30%) (PETERSON et al., 2011). The validation was done through the True Skill Statistic (TSS) (ALLOUCHE; TSOAR; KADMON, 2006) taking into account the threshold of maximum sensitivity and specificity (LIU;

NEWELL; WHITE, 2016). In this study a maximum sensitivity and specificity threshold were used because it is strongly recommended when using presence-only data (LIU; NEWELL; WHITE, 2016). From the maximum sensitivity and specificity threshold the continuous maps were transformed into binary maps and later evaluated by the True Skill Statistic (TSS) whose ranges vary from -1 to 1. Negative or near-to-zero values indicate that predictions are similar to randomly generated models, while predictions with values closer to 1 are considered to be optimal (ALLOUCHE; TSOAR; KADMON, 2006). At the end the 10 binary maps of each algorithm were concatenated and the final maps (For each situation in each climatic scenario) were generated by weighted average (Ensemble forecasting – ARAÚJO; NEW, 2007). All analyses were generated in R software (Team R Development Core 2.013 program), based on the dismo and kernlab packages.

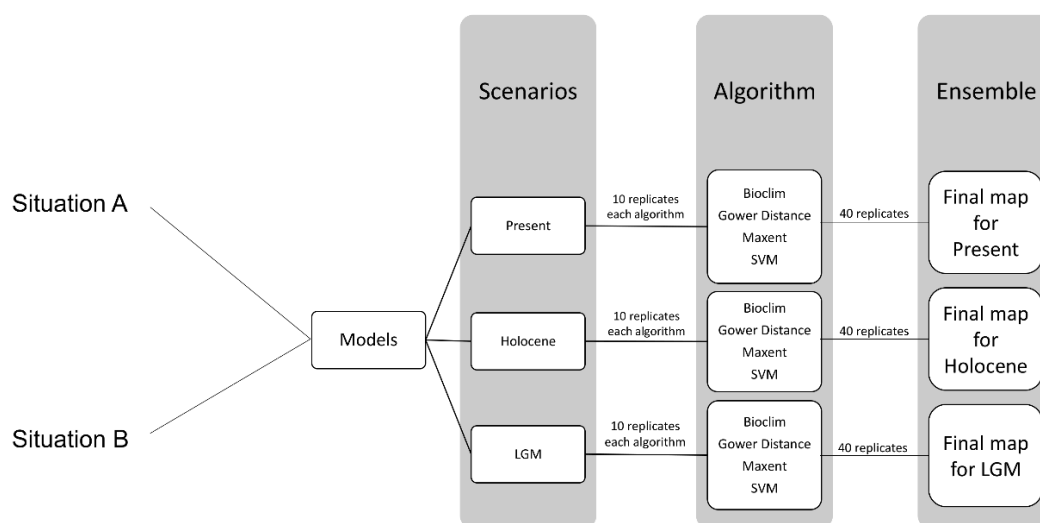


Figure 2. Schematic representation of generated models. In all, 240 models were generated.

Climate Stability Areas

To create maps of climate stability areas we used binary maps with least presence threshold (LPT). This method produces the highest sensitivity ($Se = 1$) but with very low specificity (LIU; NEWELL; WHITE, 2016). Here we used the minimum LPT value for the present climatic scenario and projected the same value for the paleoclimatic scenarios in each situation (All occurrence point,

minLPT= 0.48; without *Trechona diamantina*, minLPT= 0.52). It generates the smallest area possible for occurrence species in each scenario.

RESULTS

Continuous maps of climatic suitability show that the Espinhaço Mountain Range region, in Minas Gerais, is suitable for the genus *Trechona* both in present and in paleoclimatic projections (Figure 3).

There were no significant differences between the two situations analyzed, with the presence (Situation A) or absence (Situation B) of *Trechona diamantina*, where the climatic patterns showed similarities in present and in past projections. In addition, our model proved to be satisfactory in predicting climatically suitable areas for the genus in Brazil. As expected, we found high climatic suitability in the South and Southeastern Atlantic Forest at the present. In past projections, high suitability was also observed in the transition regions between the Cerrado and the Atlantic Forest biomes. Intermediate values of suitability also pointed to the Pantanal region mainly in the Last Glacial Maximum scenario (Figure 3).

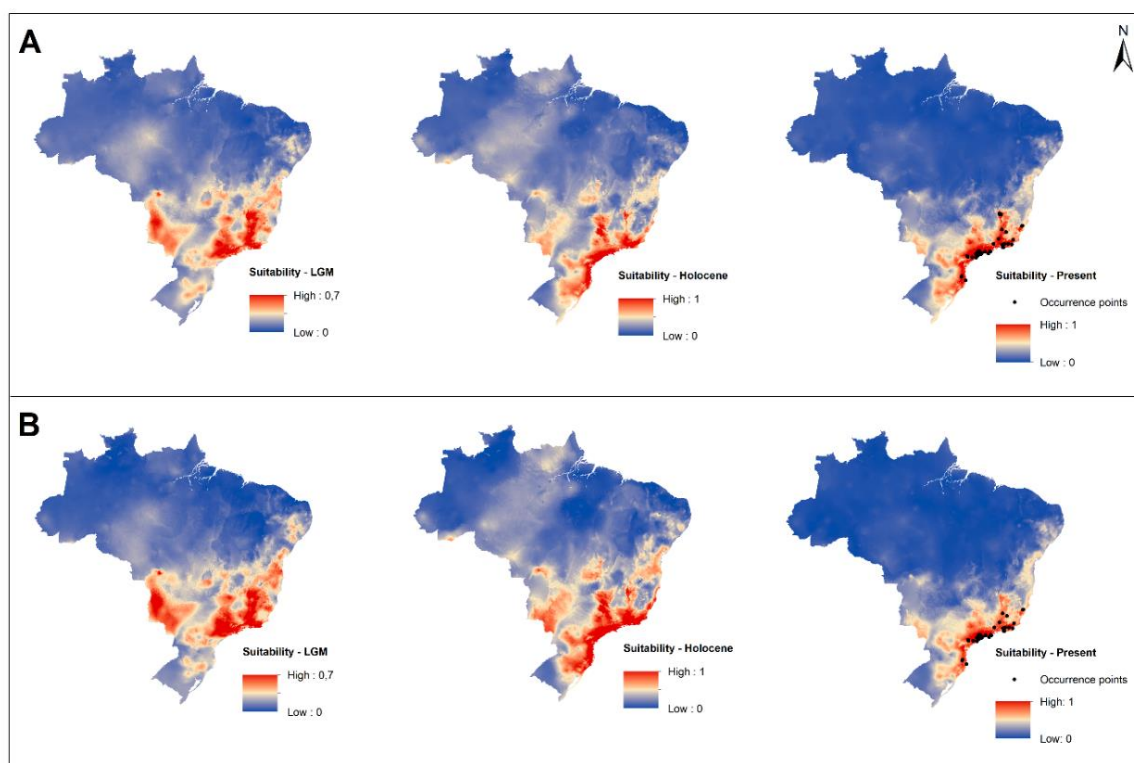


Figure 3. Species distribution models for genus *Trechona* in three historical climatic scenarios. Species distribution models for situation A, in which all points of occurrence available for the genus were used. Species distribution models for situation B, in which the points of occurrence of *Trechona diamantina* were disregarded. The suitability values vary between 0 (Low suitability) and 1 (High suitability).

The binary maps of stable climatic areas show that the Espinhaço Mountain Range region has stable climatic regions (Minimum suitability for the genus) throughout the climatic scenarios. Climate stability maps also show that there was a large stable area with minimum suitability required for the genus during the Last Glacial Maximum (Especially in the Diamantina Plateau and the Atlantic Forest connection) which was reduced drastically during the Mid-Holocene, it increased again in the recent climatic period. It also shows that this event occurred in both situations (With and without the presence data of the species *Trechona diamantina*) (Figure 4 and Figure S1 in Supplementary Material).

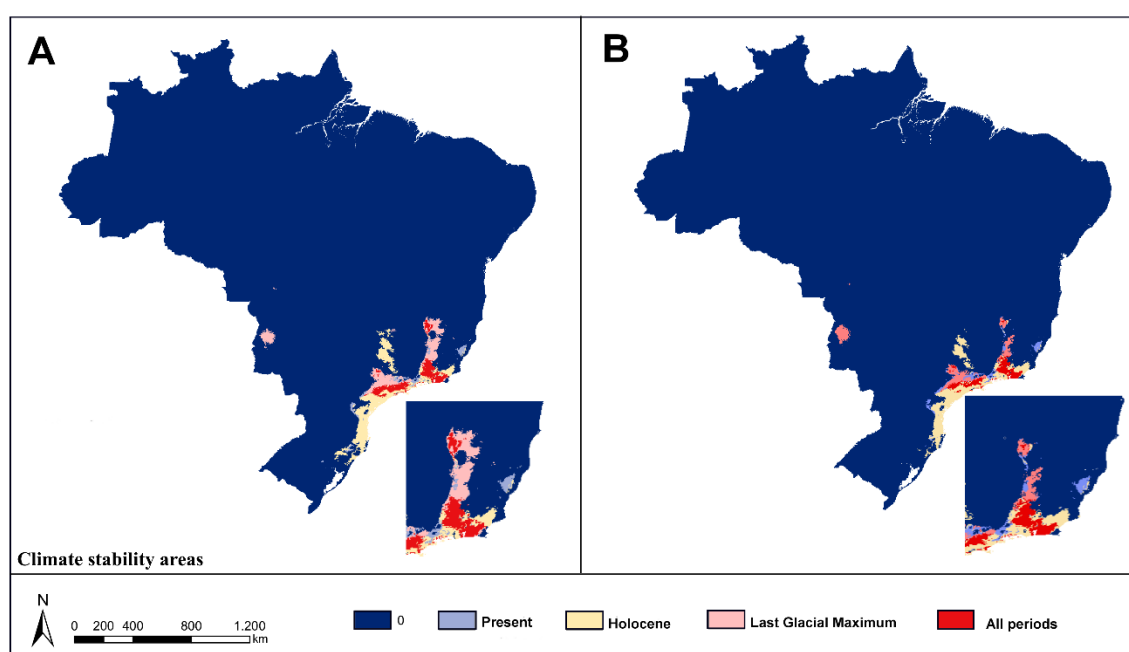


Figure 4. Climate stability areas. These binary maps were generated using the minimum LPT (Least presence threshold) value for the present climate with projections for the past (Holocene and Last Glacial Maximum). The colored areas correspond to the values of suitability above the LPT threshold. It generates the smallest possible area for the occurrence of the species in each climate scenario. A) Maps generated using all occurrence points of the genus *Trechona*. B) Maps generated disregarding the occurrence points of *Trechona diamantina*.

DISCUSSION

Our results suggest the scenario where a continuous forest linked the Diamantina Plateau to the Atlantic Forest. Due to changes resulting from the expansion and receding of humid forests, the common ancestors shared among *Trechona* species became extinct on the surface after the

reduction of humid areas, and those that took refuge inside the caves were able to survive such environmental changes, probably depicting a case of a relict. Reduction and interruption of gene flow between *T. diamantina* and the remaining species probably took place approximately six thousand years ago, perceived in the sense that the climatic suitability in the corridor connecting Espinhaço Mountain Range and the Atlantic Forest decreased dramatically (Figure 4).

A very similar case occurred in Opiliones, the arachnids also popularly known as harvestman, of the species *Relictopiolus galadriel* Pérez-González, Monte and Bichuette, 2017 and *Tegipiolus pachypus* Roewer, 1949. The first one is a troglobite species found in the cave Olhos d'Água, in Minas Gerais State, a region located in transition area between Caatinga and Cerrado. The second one, *T. pachypus*, is a species of the same family as *R. galadriel*, from coastal humid forests and inland semideciduous forest. Like *T. diamantina*, climatic changes and environmental conditions surrounding the caves influenced the presence of *R. galadriel* in the underground environment, where the caves functioned as stable refuges (PÉREZ-GONZÁLEZ et al., 2017).

Another example of a harvestman that uses caves as a refuge from external conditions, is *Canga renatae* DaSilva, Pinto-da-Rocha & Giribet, 2010, an animal restricted to caves in the region of Serra dos Carajás, in Pará State. According to the authors, their presence in caves protects them from dry conditions of the surroundings, and it was also assumed that it could inhabit adjacent forests (DASILVA; PINTO-DA-ROCHA, GIRIBET, 2010).

In agreement with our data, DaSilva et al. (2016) defined many areas of endemism in Brazil for harvestman. According to the authors the areas were split by natural barriers and listed some probable events: tectonism, marine transgressions on the valleys and Neogene refugia. This last event may refer to the reduction of forests mainly in times of climate change (From the Pliocene epoch to the Miocene epoch), which resulted in refuge areas (HOLBOURN et al., 2014; RAVELO et al., 2004). In the area cladograms of endemism it is also possible to realize that the endemic area of the Espinhaço Mountain Range is a sister group of the area located in Bahia (DASILVA et al., 2016).

Also, our model is satisfactory in that it predicted climatically suitable areas for the genus in Brazil in regions that we currently know of these spiders such as the Serra do Cipó and the eastern part of the state of Paraná. In Serra do Cipó the specimens were associated mainly with

quartzite rocks and in humid regions (ARTHUR GALLETI LIMA; RAFAEL DA FONSECA FERREIRA; VICTOR MORAIS GHIROTTI, 2018, by personal communication).

ACKNOWLEDGMENTS

We thank Thadeu Sobral-Souza and Maurício Vancine for their help in the analysis, Rafael Fonseca-Ferreira for recommending articles to complement the discussion and the institutions Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) and Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) for funding this research.

REFERENCES

- ALLOUCHE, O.; TSOAR, A.; KADMON, R. Assessing the accuracy of species distribution models: prevalence, kappa and the true skill statistic (TSS). **Journal of Applied Ecology**, v. 43, p. 1223–1232, 2006.
- ALMEIDA-ABREU, P. A.; RENGGER, F. E. Serra do Espinhaço Meridional: Um Orógeno de Colisão do Mesoproterozóico. **Revista Brasileira de Geociências**, v. 32, n. 1, p. 1-14, 2002.
- ARAÚJO, M. B.; NEW, M. Ensemble forecasting of species distributions. **Trends in Ecology & Evolution**, v. 22, p. 42-47, 2007.
- AZEVEDO, L. P.; PEDROSO, D. R. Araneae, Dipluridae, *Trechona venosa* Latreille, 1832: first record for the state of Minas Gerais, Brazil, and distribution map. **Checklist**, v. 6, n. 4, p. 583–584, 2010.
- BARVE, N. et al. The crucial role of the accessible area in ecological niche modeling and species distribution modeling. **Ecological Modelling**, v. 222, p. 1810–1819, 2011.
- BERTANI, R. Revision, cladistic analysis and biogeography of *Typhochlaena* C. L. Koch, 1850, *Pachistopelma* Pocock, 1901 and *Iridopelma* Pocock, 1901 (Araneae, Theraphosidae, Aviculariinae). **ZooKeys**, v. 230, p. 1-94, 2012.
- BERTANI, R. Revision, cladistic analysis, and zoogeography of *Vitalius*, *Nhandu*, and *Proshapalopus*; with notes on other Theraphosinae genera (Araneae, Theraphosidae). **Arquivos de Zoologia**, São Paulo, v. 36, n. 3, p. 265-356, 2001.
- DASILVA, M. B. et al. Historical relationships of areas of endemism of the Brazilian Atlantic rain forest: a cladistic biogeographic analysis of harvestman taxa (Arachnida: Opiliones). **Current zoology**, v. 63, n. 5, p. 525-535, 2016.
- DASILVA, M. B.; PINTO-DA-ROCHA, R.; GIRIBET, G. *Canga renatae*, a new genus and species of Cyphophthalmi from Brazilian Amazon caves (Opiliones: Neogoveidae). **Zootaxa**, v. 2508, n. 1, p. 45-55, 2010.

FERRETTI, N.; GONZÁLEZ, A.; PÉREZ-MILES, F. Historical biogeography of mygalomorph spiders from the peripampasic orogenic arc based on track analysis and PAE as a panbiogeographical tool. **Systematics and Biodiversity**, v. 10, n. 2, p. 179-193, 2012a.

FERRETTI, N.; GONZÁLEZ, A.; PÉREZ-MILES, F. Historical Biogeography of the Genus *Cyriocosmus* (Araneae: Theraphosidae) in the Neotropics According to an Event-Based Method and Spatial Analysis of Vicariance. **Zoological Studies**, v. 51, n. 4, p. 526-535, 2012b.

FERRETTI, N.; PÉREZ-MILES, F.; GONZÁLEZ, A. Historical relationships among Argentinean biogeographic provinces based on Mygalomorph spider distribution data (Araneae: Mygalomorphae). **Studies on neotropical fauna and environment**, v. 49, n. 1, p. 1-10, 2014.

GIULIETTI, A. M.; PIRANI, J. R.; HARLEY, R. M. Espinhaço Range Region. Eastern Brazil. In: DAVIS, S. D.; HEYWOOD, V. H.; HERRERA-MACBRYDE, O, VILLA-LOBOS, J. HAMILTON, A. C. (Ed.). **Centres of plant diversity: a guide and strategies for the conservation**. The Americas. Cambridge: WWF/IUCN, 1997. p. 397–404.

GUADANUCCI, J. P. L.; BRAGA, P. L. M.; SÁ, F. D. S. Aspects of the activity rhythm and population size of troglomorphic mygalomorph spiders (*Trechona* sp., Dipluridae) in a quartzite cave in Minas Gerais, Brazil. **Journal of natural history**, v. 49, n. 15-16, p. 889-903, 2014.

GUADANUCCI, J. P. L. Cladistic analysis and biogeography of the genus *Oligoxystre* Vellard 1924 (Araneae: Mygalomorphae: Theraphosidae). **Journal of Arachnology**, v. 39, n. 2, p. 320-326, 2011.

GUADANUCCI, J. P. L. et al. An unusual new species of *Trechona* (Araneae: Mygalomorphae: Dipluridae), from quartzitic caves of the Diamantina Plateau, Minas Gerais, Brazil, with a key to the known species. **Journal of natural history**, v. 50, n. 39-40, p. 2487-2497, 2016.

HIJMANS, R. J. et al. Very high resolution interpolated climate surfaces for global land areas. **International Journal of Climatology**, v. 25, p. 1965-1978, 2005.

HOLBOURN, A. et al. Middle Miocene climate cooling linked to intensification of eastern equatorial Pacific upwelling. **Geology**, v. 42, n. 1, p. 19–22, 2014.

HOORN, C. et al. Amazonia Through Time: Andean Uplift, Climate Change, landscape Evolution, and Biodiversity. **Science**, v. 330, n. 6006, p. 927-931, 2010.

LI, W.; GUO, Q.; ELKAN, C. Can we model the probability of presence of species without absence data? **Ecography**, v. 34, p.1096–1105, 2011.

LIU, C.; NEWELL, G.; WHITE, M. On the selection of threshold for predicting species occurrence with presence-only data. **Ecology and Evolution**, v. 3, n. 1, p. 337-348, 2016.

MÉIO, B. B. et al. Influência da flora das florestas Amazônica e Atlântica na vegetação do cerrado *sensu stricto*. **Brazilian Journal of Botany**, v. 26, n. 4, p. 437-444, 2003.

MORELLATO, L. P. C.; HADDAD, C. F. B. Introduction: The Brazilian Atlantic Forest. **Biotropica**, v. 32, n. 4, 786–792, 2000.

PEDROSO, D. R.; BAPTISTA, R. L. C.; FERREIRA, P. S. F. *Trechona rufa* (Araneae, Dipluridae): new status, redescription and neotype designation with notes on the genus. **Journal of Arachnology**, n. 36, p. 360-367, 2008.

PEDROSO, D. R.; BAPTISTA, R. L. C. Redescription of *Trechona venosa* (Latreille, 1832) and designation of its neotype (Araneae: Dipluridae). **Revista Ibérica de Aracnología**, n. 10, p. 149-156, 2004.

PEDROSO, D. R.; MIRANDA, G. S.; BAPTISTA, R. L. C. Further advancements in the taxonomy of *Trechona* spiders (Araneae: Dipluridae): two new species, redescription of *Trechona uniformis* Mello-Leitão, 1935, additions to descriptions of *Trechona rufa* Vellard, 1924 and *Trechona venosa* (Latreille, 1832) and key to the species. **Austral Entomology**, p. 1-16, 2018.

PÉREZ-GONZÁLEZ, A. et al. Light from dark: A relictual troglobite reveals a broader ancestral distribution for kimulid harvestmen (Opiliones: Laniatores: Kimulidae) in South America. **PloS one**, v. 12, n. 11, p. 1-39, 2017.

PETERSON, A. T. et al. **Ecological Niches and Geographic Distributions**. Princeton: Princeton University Press. 2011. 328 p.

PHILLIPS, S. J.; ANDERSON, R. P.; SCHAPIRE, R. E. Maximum entropy modelling of species geographic distributions. **Ecological Modelling**, v. 190, p. 231–59, 2006.

RAVELO, A. C. et al. Regional climate shifts caused by gradual global cooling in the Pliocene epoch. **Nature**, v. 429, n. 6989, p. 263–267, 2004.

SOBRAL-SOUZA, T. et al. Rewilding defaunated Atlantic Forests with tortoises to restore lost seed dispersal functions. **Perspectives in ecology and conservation**, p. 1-8, 2017.

SOBRAL-SOUZA, T.; FRANCINI, R. B.; LIMA-RIBEIRO, M. S. Species extinction risk might increase out of reserves: allowances for conservation of threatened butterfly *Actinote quadra* (Lepidoptera: Nymphalidae) under global warming. **Natureza & Conservação**, v. 13, p. 159–165, 2015.

SOBRAL-SOUZA, T.; LIMA-RIBEIRO, M. S. De volta ao passado: revisitando a história biogeográfica das florestas neotropicais úmidas. **Oecologia Australis**, v. 21, n. 2, p. 93-107, 2017.

SUPPLEMENTARY MATERIAL

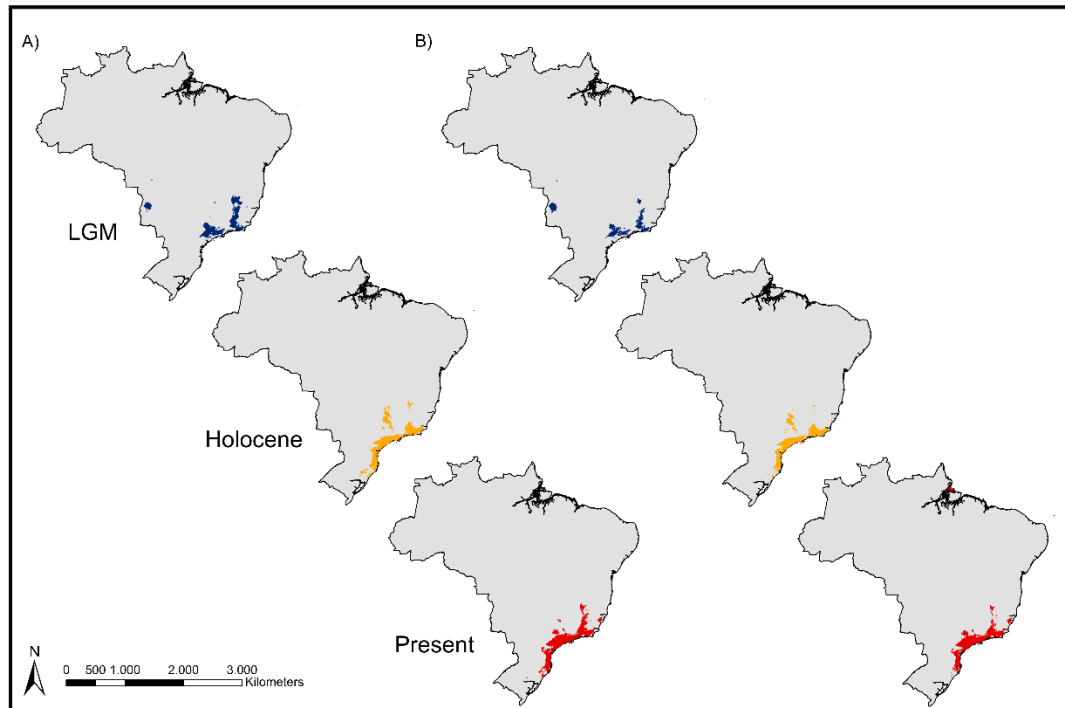


Figure S1. Climate stability areas. These binary maps were generated using the minimum LPT (Least presence threshold) value for the present climate with projections for the past (Holocene and Last Glacial Maximum).

ANEXO III

Padrão espacial da diversidade beta em comunidades de aranhas Mygalomorphae de cavernas

Giullia de Freitas Rossi¹, Maurício Humberto Vancine¹, Rafael Fonseca-Ferreira¹, Thiago Gonçalves Souza², José Paulo Leite Guadanucci¹

1 – Universidade Estadual Paulista (Unesp campus Rio Claro) - São Paulo.

2 - Universidade Federal Rural de Pernambuco – Pernambuco.

RESUMO

O meio subterrâneo com suas condições físicas específicas é um filtro para as espécies da superfície e somente alguns animais conseguem colonizá-lo. Estudos relacionados com a influência das variáveis ambientais (*e.g.* litologia, presença de guano, desenvolvimento linear) na diversidade e distribuição da fauna subterrânea estão se tornando cada vez mais numerosos. Nas aranhas, a infraordem Araneomorphae domina as cavernas brasileiras, porém, registros da infraordem Mygalomorphae têm se tornado cada vez mais comuns. Fatores como temperatura, umidade, vento, arquitetura da planta e estrutura da vegetação, entre outros, são relacionados a distribuição e abundância das aranhas. Com a carência de estudos focados na ação das variáveis ambientais na distribuição de Mygalomorphae em cavernas, o objetivo do nosso trabalho é verificar se fatores, como o tipo de bioma, litologia, altitude, precipitação e temperatura podem explicar a composição de espécies dessas aranhas, distribuídas em diferentes comunidades espalhadas pelo Brasil. Nossa hipótese é que a litologia é o principal fator atuante na diferença entre a composição das comunidades. Foram identificadas 63 espécies presentes em 175 cavernas. As comunidades de aranhas apresentaram alto valor de troca, 99.4% do total da diversidade beta. A análise de redundância baseada em distância (dbRDA) teve um baixo poder de explicação ($R^2_{adj} = 8.6\%$). Na Anova os preditores, litologia, bioma e as três PCs, apresentaram-se significantes ($p < 0.05$), sendo contrário a nossa hipótese de que a litologia é o fator determinante na diferença entre as comunidades.

Palavras-chave: meio hipógeo, PCA, Araneae, *turnover*.

INTRODUÇÃO

Segundo Wise (1993) a distribuição e abundância das aranhas pode estar relacionada com três fatores: umidade, temperatura e vento. Entretanto, estudos também atribuem outros fatores, como a arquitetura da planta (LANGELLOTTO; DENNO, 2004; GONÇALVES-SOUZA et al., 2015), padrões latitudinais (PIEL, 2018), estrutura da vegetação (CARDOSO et al., 2011), distúrbios devido a atividade humana e fatores físico químicos do solo e de plantas hospedeiras (BRISTOWE, 1929) como influenciadores da comunidade e distribuição das aranhas. Nas aranhas, as diferenças encontradas na arquitetura e complexidade das plantas podem influenciar a diversidade beta, *e.g.* variação na composição de espécies entre habitats (BASELGA, 2010); HEINO; MELO; BINI, 2015), no sentido que podem resultar em comunidades específicas para cada arquitetura (PINTO-LEITE; GUERRERO; BRAZIL, 2008; GONÇALVES-SOUZA; ALMEIDA-NETO; ROMERO, 2011).

O meio subterrâneo, ou hipógeo, é composto por um conjunto de espaços interconectados da subsuperfície, podendo ser preenchido por água, ar ou ambos, variando desde fissuras diminutas até grandes espaços, que quando permitem o acesso antrópico, são denominados cavernas (POULSON; WHITE, 1969; JUBERTHIE, 2000). Tal ambiente é caracterizado por um conjunto específico de condições físicas, que funcionam como filtros ambientais e influenciam diretamente a biota capaz de colonizá-lo. A ausência permanente de luz nas zonas mais profundas das cavernas é o principal agente que atua no ambiente subterrâneo, que influencia outras variáveis, como a umidade relativa do ar, geralmente elevada, a temperatura, que tende à constância e a disponibilidade de recursos tróficos, limitados em relação à superfície devido a redução e limitação de área de crescimento dos organismos fotossintetizantes (POULSON; WHITE, 1969; MAMMOLA, 2018). Essas condições extremas condicionam e limitam a colonização desses ambientes, selecionando espécies exaptadas que vivem em condições semelhantes, como espécies que possuem hábitos noturnos, dieta generalista, sistemas desenvolvidos de orientação alternativos à visão e hábitos crípticos (BARR; HOLSINGER, 1985; TRAJANO; COBOLLI, 2012; MAMMOLA, 2018).

No Brasil, a maioria das cavernas ocorrem em calcários e dolomitos (Rochas carbonáticas), seguido por registros em formação ferrífera (Ferruginosas), arenitos e quartzitos (Rochas siliciclásticas) e granitos (Rochas magmáticas) (KARMANN; SANCHEZ, 1979; JANSEN;

CAVALCANTI; LAMBLÉM, 2012). Elas são formadas por diferentes processos, como químicos, envolvendo a ação da água ácida nas rochas, erosivos, derramamento de lava, e outros (JUBERTHIE, 2000; WHITE; CULVER, 2012). Atualmente, cerca de 18 mil cavidades estão cadastradas no banco de dados do ICMBio - Cadastro Nacional de Informações Espeleológicas (CANIE) (<http://www.icmbio.gov.br/cecav/canie.html>), porém, estima-se que o número de cavernas pode ser superior a 100 mil (AULER; RUBBIOLI; BRANDI, 2001).

As rochas carbonáticas (Calcário, dolomito, mármore), são facilmente dissolvidas pela água ácida. Diante de tal facilidade, nesses tipos de rochas são encontradas grandes cavernas com inúmeros salões, principalmente nos calcários (LINO, 1989). Com esse grande tamanho, essas cavernas conseguem abrigar um número maior de organismos, diferentemente, das de arenito e quartzito, que são de menor tamanho. As cavernas de minério de ferro geralmente são pequenas, a maioria com menos de 30 metros, mas há exemplos com até 1.500 metros de extensão (PILÓ; AULER; MARTINS, 2015; FERREIRA; OLIVEIRA; SOUZA-SILVA, 2018). Os ecossistemas ferruginosos subterrâneos são antigos, relativamente próximos a superfície e apresentam pequenos espaços (Poros, fissuras, fendas e cavidades) interconectados na composição da canga (FERREIRA, 2005; BICHUETTE; FONSECA-FERREIRA; GALLÃO, 2015). Esses espaços atuam como micro e mesocavernas para muitos organismos e funcionam como abrigos e vias de locomoção, que se conectam às macrocavernas (BICHUETTE; FONSECA-FERREIRA; GALLÃO, 2015), permitem o acesso de raízes ao meio subterrâneo, resultando em recursos alimentares para a fauna cavernícola e, portanto, não são necessariamente ambientes escassos em alimento (FERREIRA; OLIVEIRA; SOUZA-SILVA, 2018). Ainda, são conectados com os ambientes edáficos da superfície e seus componentes; solo e serapilheira e permitem a circulação e o estoque de água favorecendo a coexistência de uma fauna terrestre e aquática (FERREIRA; OLIVEIRA; SOUZA-SILVA, 2018). Portanto, os espaços são importantes refúgios e corredores para a fauna e abrigam uma diversidade de espécies, incluindo relictos e endêmicas, a maioria troglóbios (FERREIRA; OLIVEIRA; SOUZA-SILVA, 2018).

Em relação ao conhecimento acerca da diversidade de espécies cavernícolas, o Brasil é o país que detém a maior parte dos estudos da América do Sul (TRAJANO; BICHUETTE, 2010; TRAJANO; GALLÃO; BICHUETTE, 2016; GALLÃO; BICHUETTE, 2018), apesar desses estudos serem disjuntos e focados principalmente em cavernas calcárias (TRAJANO; GALLÃO;

BICHUETTE, 2016), além de trabalhos recentes em cavidades em rochas ferríferas (JAFFÉ et al., 2018; FERREIRA; OLIVEIRA; SOUZA-SILVA, 2018). Também há uma heterogeneidade de abordagens, que vão desde listagens faunísticas gerais (DESSEN et al., 1980; TRAJANO, 2000; GALLÃO; BICHUETTE, 2015), listagens focadas em táxons específicos (CAMPOS-FILHO et al., 2014; FONSECA-FERREIRA; ZAMPAULO; GUADANUCCI, 2017; CHAGAS-JUNIOR; BICHUETTE, 2018; DE ÁZARA; FERREIRA, 2018), estudos populacionais (GNASPINI, 1996; TRAJANO, 1997; BICHUETTE; TRAJANO, 2003), etológicos (TRAJANO; MENNA-BARRETO, 1995; RESENDE; BICHUETTE, 2016), ecológicos (SOUZA-SILVA; MARTINS; FERREIRA, 2011; GALLÃO; BICHUETTE, 2015; FERNANDES; BATALHA; BICHUETTE, 2016), estudos de cunho evolutivo (TRAJANO, 2007; BICHUETTE et al., 2015; PÉREZ-GONZÁLES et al., 2017) e principalmente taxonômicos (TRAJANO; BICHUETTE, 2010; GALLÃO; BICHUETTE, 2018).

Seguindo um padrão global, alguns táxons são mais comumente encontrados em cavernas brasileiras, como aranhas, opiliões, pseudoscorpions, besouros, diplópodes, colêmbolos, peixes e morcegos (TRAJANO; BICHUETTE, 2010; DEHARVENG; BEDOS, 2012; TRAJANO; GALLÃO; BICHUETTE, 2016), apresentando várias espécies igualmente adaptadas ao ambiente subterrâneo e inseridas nas três classificações ecológico-evolutivas propostas por Schiner (1854) – Racovitza (1907): troglótenos, troglófilos e troglóbios (BARR; HOLSINGER, 1985, TRAJANO; CARVALHO, 2017). A primeira classificação, é composta por indivíduos encontrados regularmente no meio hipógeo, mas que retornam periodicamente ao meio epígeo (Meio superficial) para se alimentar e muitas vezes se reproduzir. A segunda, os troglófilos, são organismos que podem completar seu ciclo de vida tanto no meio hipógeo quanto no epígeo, resultando em um fluxo gênico entre as populações. Por fim, os troglóbios, são representados por espécies restritas ao ambiente subterrâneo e que podem apresentar modificações fisiológicas, comportamentais e principalmente morfológicas, denominadas troglomorfismos, como despigmentação melânica, redução parcial ou total dos olhos e hipertrofia de sistemas sensoriais alternativos à visão (GIBERT; DEHARVENG, 2002; CHRISTIANSEN, 2012).

Dentre esses animais, as aranhas (Ordem Araneae), em sua maioria predadores generalistas, de hábitos noturnos e sistemas de orientação espacial alternativos a visão (FOELIX, 2011), ocupam um lugar especial em relação a diversidade e abundância no ambiente subterrâneo, com mais de

mil espécies troglóbias descritas mundialmente (REDDEL, 2012; MAMMOLA; ISAIA, 2017). Apesar das cavernas serem dominadas por aranhas da infraordem Araneomorphae (MAMMOLA; ISAIA, 2017), registros da infraordem Mygalomorphae têm se tornado cada vez mais comuns no Brasil (TRAJANO; BICHUETTE, 2010; FONSECA-FERREIRA; ZAMPAULO; GUADANUCCI, 2017), principalmente como indivíduos isolados ou pequenas populações, além de casos raros de grandes populações troglófilas bem estabelecidas (BERNARDI; FERREIRA; SOUZA-SILVA, 2007; GUADANUCCI; BRAGA; SÁ, 2014; FONSECA-FERREIRA, ZAMPAULO; GUADANUCCI, 2017). Segundo Fonseca-Ferreira; Zampaulo e Guadanucci (2017), a presença de aranhas Mygalomorphae em cavernas da Amazônia, principalmente juvenis, sugerem duas possíveis hipóteses: o uso do ambiente hipógeo como abrigo reprodutivo, e/ou como refúgio contra predadores.

No que tange as espécies encontradas no Brasil, há registros de aranhas cavernícolas em pelo menos 59 famílias (CIZAUSKAS, 2017), com espécies troglóbias descritas para dez famílias (Caponiidae, Ctenidae, Ochyroceratidae, Pholcidae, Prodidomidae, Sicariidae, Symphytognathidae (Araneomorphae), Dipluridae, Microstigmatidae, Theraphosidae (Mygalomorphae)) (BERTANI; BICHUETTE; PEDROSO, 2013; PEDROSO; BAPTISTA, 2014; BRESCOVIT; SÁNCHEZ-RUIZ, 2016; SOUZA; FERREIRA, 2018; GALLÃO; BICHUETTE, 2018; PASSANHA; CIZAUSKAS; BRESCOVIT, 2019).

Em relação a influência das variáveis ambientais na diversidade e distribuição da fauna subterrânea, alguns artigos recentes merecem destaque. Ao compilar informações sobre o número de espécies e a composição de invertebrados terrestres com a presença de corpos d'água, tamanho das entradas das cavidades e desenvolvimento linear em 55 cavernas calcárias, Simões, Souza-Silva e Ferreira (2015), constataram que a tanto a riqueza geral de espécies quanto a de espécies troglóbias foram positivamente correlacionadas com as variáveis analisadas. Jaffé et al. (2018) realizou um detalhado estudo sobre como as características das cavernas ferruginosas e da paisagem circundante influenciam a comunidade de troglóbios utilizando variáveis de litologia, guano, água, geomorfologia e altitude, distância da mineração e uso da terra para agricultura. Análises utilizando a influência de variáveis específicas na distribuição de organismos foram feitas usando variáveis como características físico-químicas e pH do guano (BAHIA; FERREIRA, 2005), litologia da rocha encaixante (SOUZA-SILVA; MARTINS; FERREIRA, 2011; VON

SCHIMONSKY, 2014; FONSECA-FERREIRA, 2015) e diversidade de substratos disponíveis (ZEPON; BICHUETTE, 2017).

Com o foco em aracnídeos, Fonseca-Ferreira (2015) utilizou variáveis de litologia e substrato para comparar a comunidades de duas localidades presentes no estado de Minas Gerais, Brasil, mostrando que a litologia e a diversidade de substratos influenciam a distribuição de diferentes ordens de aracnídeos. Em outro trabalho, von Schimonsky (2014) utilizando pseudoescorpiões como modelo de estudo chegou às mesmas conclusões.

Diante de tantos fatores que podem atuar na biodiversidade cavernícola, e na distribuição e abundância de aranhas, assim como a carência de estudos focados na ação desses fatores na distribuição de Mygalomorphae em cavernas, o objetivo do nosso trabalho foi verificar se fatores, como o tipo de bioma, litologia, altitude, precipitação e temperatura podem explicar a composição de 63 espécies de aranhas Mygalomorphae, distribuídas em 175 comunidades espalhadas pelo Brasil. Nossa hipótese é que o principal fator atuante na diferença entre a composição das comunidades é a litologia, *e.g.* tipo de rocha em que a caverna é formada.

MATERIAL E MÉTODOS

Comunidades de Mygalomorphae

O material analisado para composição das comunidades foi proveniente de quatro coleções científicas com histórico de pesquisas em cavidades subterrâneas brasileiras: Instituto Butantan (IBSP), São Paulo, São Paulo; Invertebrados Subterrâneos de Lavras (ISLA), Lavras, Minas Gerais; Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP), São Paulo, São Paulo; Laboratório de Estudos Subterrâneos (LES), São Carlos, São Paulo. As análises foram realizadas com 63 espécies de aranhas Mygalomorphae, pertencentes às famílias Actinopodidae, Barychelidae, Cyrtaucheniidae, Dipluridae, Halonoproctidae, Idiopidae, Nemesiidae, Paratropididae e Theraphosidae. As espécies estavam distribuídas em 175 cavernas sendo que 130 encontravam-se em formação ferrífera, 35 de calcário, cinco de quartzito, duas de arenito e dolomito e uma de mármore e distribuídas em quatro biomas: Mata Atlântica, Cerrado, Caatinga e Amazônia. As espécies estão listadas na Tabela S1 em Material Suplementar.

Análise dos dados

Diversidade Beta (β)

O índice de similaridade de Jaccard foi utilizado para particionar a diversidade β em *turnover* (Troca) e *nestedness* (Aninhamento). O *turnover* ocorre quando uma espécie presente em uma região está ausente em outra, mas é substituída por outra espécie ausente na primeira (BASELGA, 2010), como consequência de fatores ambientais, espaciais ou históricos (QIAN; RICKLEFS; WHITE, 2005). Já o *nestedness* são locais com menos espécies, sendo estes, subconjuntos de locais mais ricos (WRIGHT; REEVES, 1992; ULRICH; GOTELLI, 2007; BASELGA, 2010). Três modelos foram testados para averiguar a relação do efeito espacial das distâncias entre as cavernas e a comunidade de aranhas, sendo eles: *Gabriel's graph*, *Minimum spanning tree* e *Distance-based*, para os pesos, utilizando os parâmetros “binary” sem pesos e “flin” função de peso linear.

Preditores ambientais

A análise de componentes principais (PCA) é uma das ferramentas da análise multivariada que visa a ordenação e/ou redução da quantidade de informações dos dados. As 20 variáveis discretas utilizadas (19 variáveis bioclimáticas e altitude) (Tabela 1) foram resumidas em componentes principais (PCs) que capturaram a maior parte da informação das mesmas (SABIN; FERRÃO; FURTADO, 2004). As variáveis bioclimáticas, referentes à temperatura e precipitação foram obtidas do WorldClim-Global Climate Data, versão 2.0 (<http://www.worldclim.org/>, FICK; HIJMANS, 2017). Os valores de altitude foram obtidos da base do EarthEnv (<https://www.earthenv.org/topography>, AMATULLI et al., 2018).

Tabela 1. Descrição das variáveis ambientais.

Variável	Tipo	Descrição da variável
Altitude	Relevo	Elevação em relação ao nível do mar (em metros)
BIO01	Temperatura	Temperatura média anual
BIO02	Temperatura	Variação Diurna Média de Temperatura (Média mensal (Tmax-Tmin))
BIO03	Temperatura	Isotermalidade ((BIO2/BIO7) (*100))

BIO04	Temperatura	Sazonalidade da Temperatura (desvio padrão * 100)
BIO05	Temperatura	Temperatura máxima do mês mais quente
BIO06	Temperatura	Temperatura mínima do mês mais frio
BIO07	Temperatura	Amplitude térmica anual (BIO5-BIO6)
BIO08	Temperatura	Temperatura média do trimestre mais úmido
BIO09	Temperatura	Temperatura média do trimestre mais seco
BIO10	Temperatura	Temperatura média do trimestre mais quente
BIO11	Temperatura	Temperatura média do trimestre mais frio
BIO12	Precipitação	Precipitação Anual
BIO13	Precipitação	Precipitação do mês mais chuvoso
BIO14	Precipitação	Precipitação do mês mais seco
BIO15	Precipitação	Sazonalidade da Precipitação (coeficiente de variação)
BIO16	Precipitação	Precipitação do trimestre mais chuvoso
BIO17	Precipitação	Precipitação do trimestre mais seco
BIO18	Precipitação	Precipitação do trimestre mais quente
BIO19	Precipitação	Precipitação do trimestre mais frio

Em um *scree plot* são plotados em ordem descendente os autovalores dos componentes principais de cada PCA. Esses valores dos componentes principais significam a variação encontrada nos dados; aquele com o maior valor é o que melhor explica a variação. No *scree plot* é possível a visualização das distâncias numéricas entre os autovalores de cada PC e assim determinar quais componentes principais serão utilizados para a formação do *biplot* e quais serão descartados (ZHU; GHODSI, 2005).

As informações referentes à litologia e coordenadas geográficas das cavernas foram obtidas mediante as instituições que disponibilizaram o material e no *site* ICMBio - CANIE. Os dados referentes aos biomas nas quais as cavidades estão localizadas, foram obtidos do *site* do Ministério do Meio Ambiente – MMA (2017) (<https://www.ibge.gov.br/home/presidencia/noticias/21052004biomashtml.shtm>).

Análise de redundância baseada em distância parcial (dbRDA) e análise de variância (ANOVA)

Utilizamos a análise de redundância baseada em distância parcial (dbRDA) (LEGENDRE; ANDERSON, 1999) para avaliar como as variáveis ambientais, bioma e litologia explicaram a variação da composição das comunidades de aranhas em cavernas. Essa análise pode ser realizada em uma matriz resposta de distância ou dissimilaridade (LEGENDRE; ANDERSON, 1999; GEFFEN; ANDERSON; WAYNE, 2004). O efeito do espaço foi incluído como uma condicionante, mas no resultado, ele foi particionado e retirado para que não interferisse nas análises, dado que nosso interesse era a relação da diversidade β com os preditores ambientais (PCs das variáveis ambientais, e tipos de litologia e biomas). Outra análise utilizada para avaliar a contribuição dos preditores ambientais na distribuição das comunidades de aranhas em cavernas, foi a de variância (ANOVA). Todas as análises foram realizadas na linguagem R (Versão 3.4.4, R Core Team, 2018) e para cada uma os seguintes pacotes foram utilizados: manejo de dados (Tidyverse), diversidade β e particionamento (Betapart), PCA (Ade4 e factoextra), preditores espaciais (Adespatial e spdep), dbRDA (Vegan) e gráficos (FactoMineR e Ggally).

RESULTADOS

Diversidade Beta, preditores ambientais e análise de redundância espacial

Os resultados da diversidade β mostraram que grande parte da variação das comunidades de aranhas se deu pelo *turnover* ($\beta_{turn} = 99.4\%$) e pouco foi devido ao *nestedness* ($\beta_{nest} < 0.01\%$) das espécies. O *turnover* variou devido a influência das variáveis ambientais, tipo de litologias, biomas e espaço. Este explicou 30% do *turnover*. O modelo mais adequado para explicar a relação do efeito espacial das distâncias entre as cavernas e a comunidade de aranhas foi o do *Gabriel's graph* com peso linear (R^2_{adj} de 32%).

Da PCA realizada, os três primeiros eixos dos PCs (Figuras 1, 2 e 3) contribuíram para explicar 89.4% da variação dos dados (Figura 4). Dessas, duas, a PC-1 e PC-2, foram utilizadas para a formação do *biplot* (Figura 5).

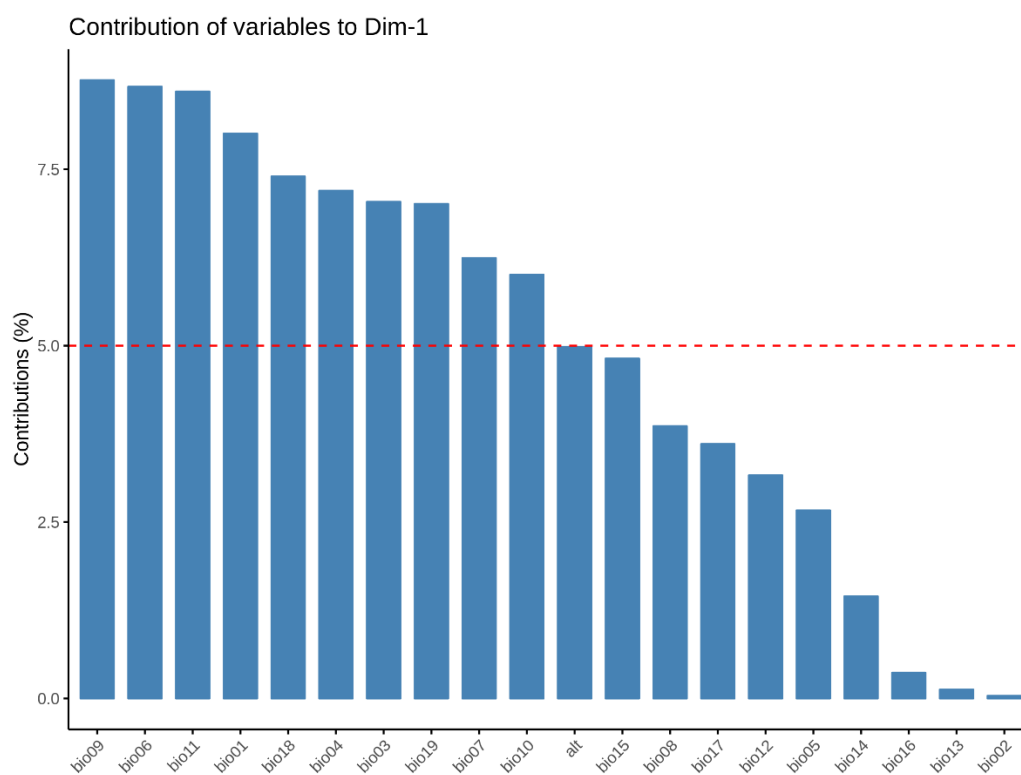


Figura 1. PC-1. As bios 9, 6 e 11 foram as que mais contribuíram para a variação.

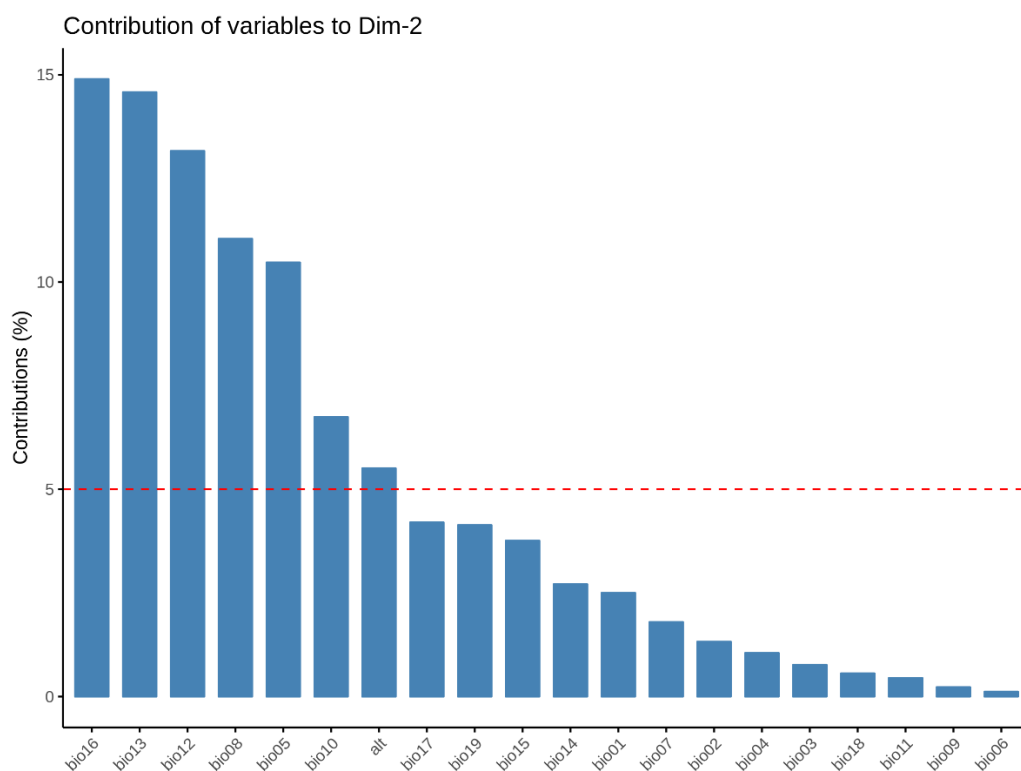


Figura 2. PC-2. As bios 16 e 13 foram as que mais contribuíram para a variação.

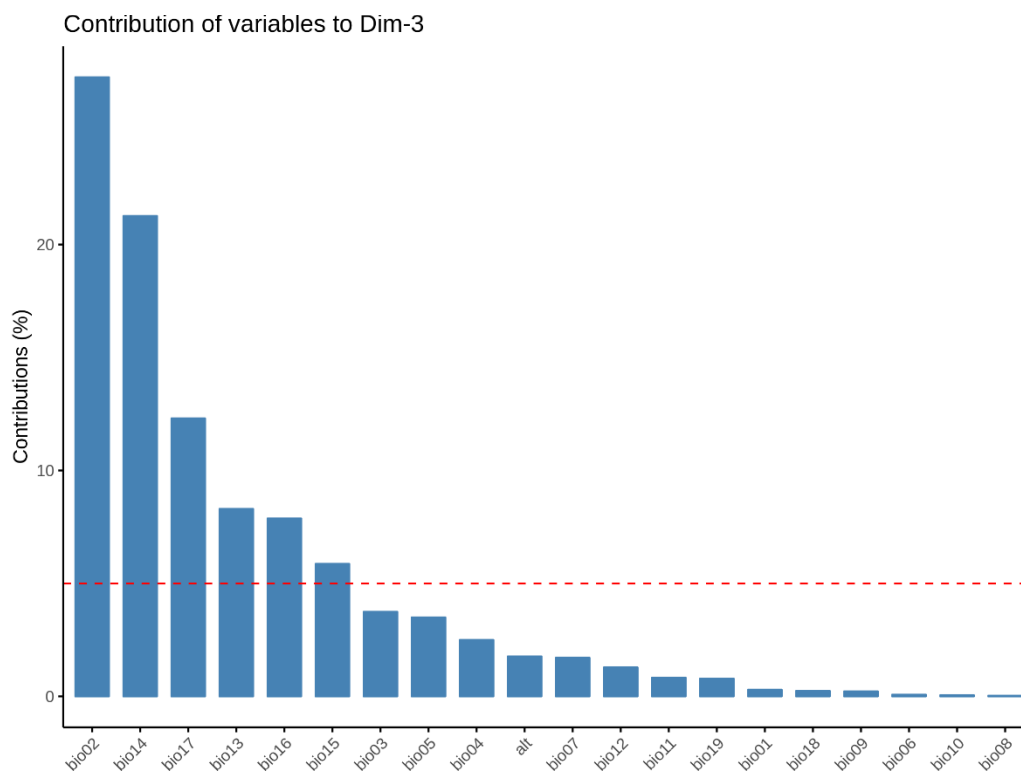


Figura 3. PC-3. A bio2 foi a que mais contribuiu para a variação.

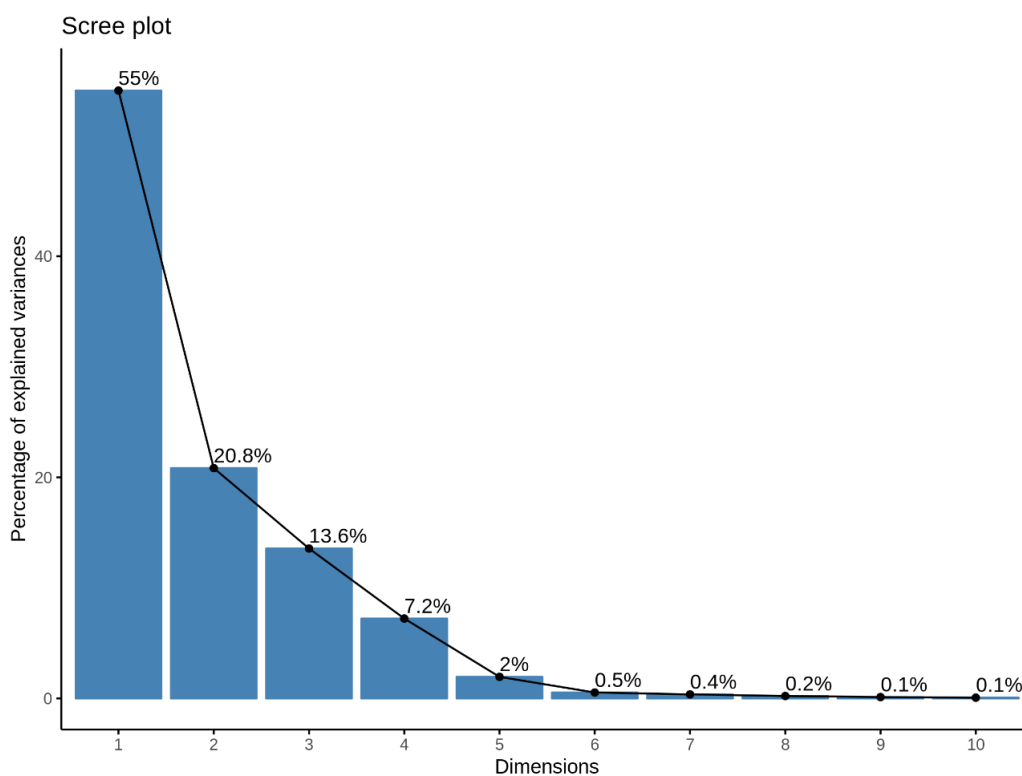


Figura 4. 89.4% da variação é explicada pelos três primeiros PCs.

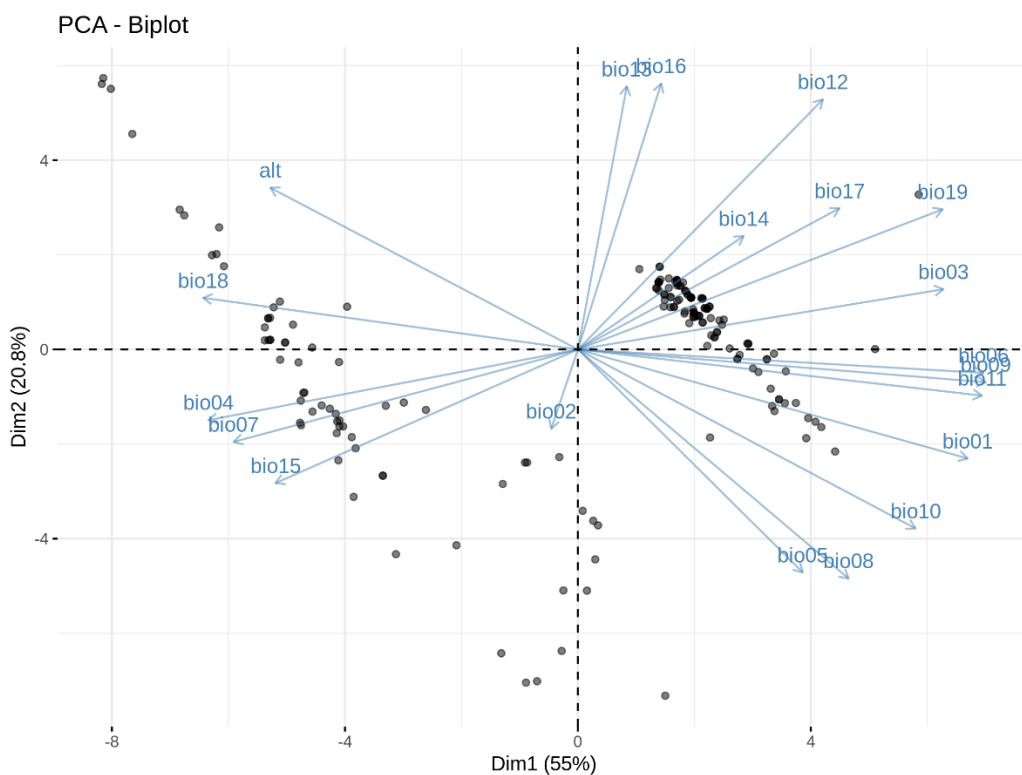


Figura 5. PCA-Biplot com as 20 variáveis bioclimáticas e os pontos das cavernas (Círculos pretos). A PC-1 explica 55% da variação, enquanto a PC-2 20.8%.

Quando os diferentes tipos de biomas (Amazônia, Caatinga, Cerrado e Mata Atlântica) e litologias (Arenito, calcário, dolomito, formação ferrífera, mármore e quartzito) foram adicionados na análise de ordenação, percebemos um agrupamento das cavernas em função dos biomas (Figura 6) e litologias (Figura 7) em relação às variáveis ambientais.

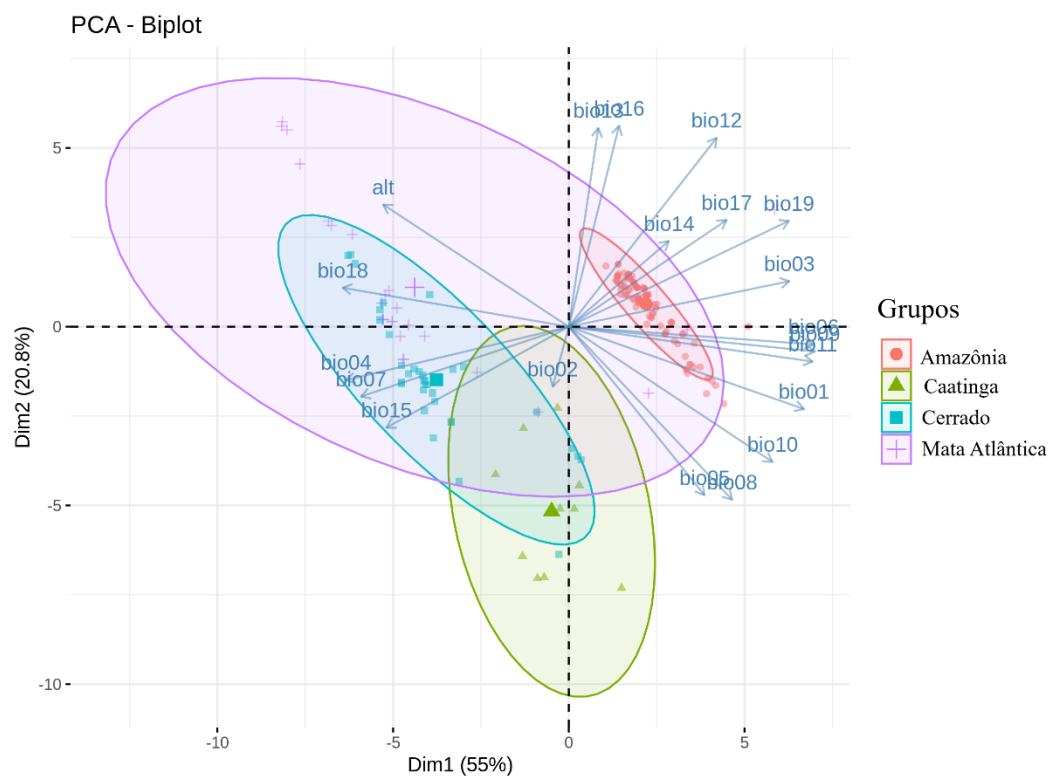


Figura 6. Agrupamentos referentes às condições ambientais de cada bioma.

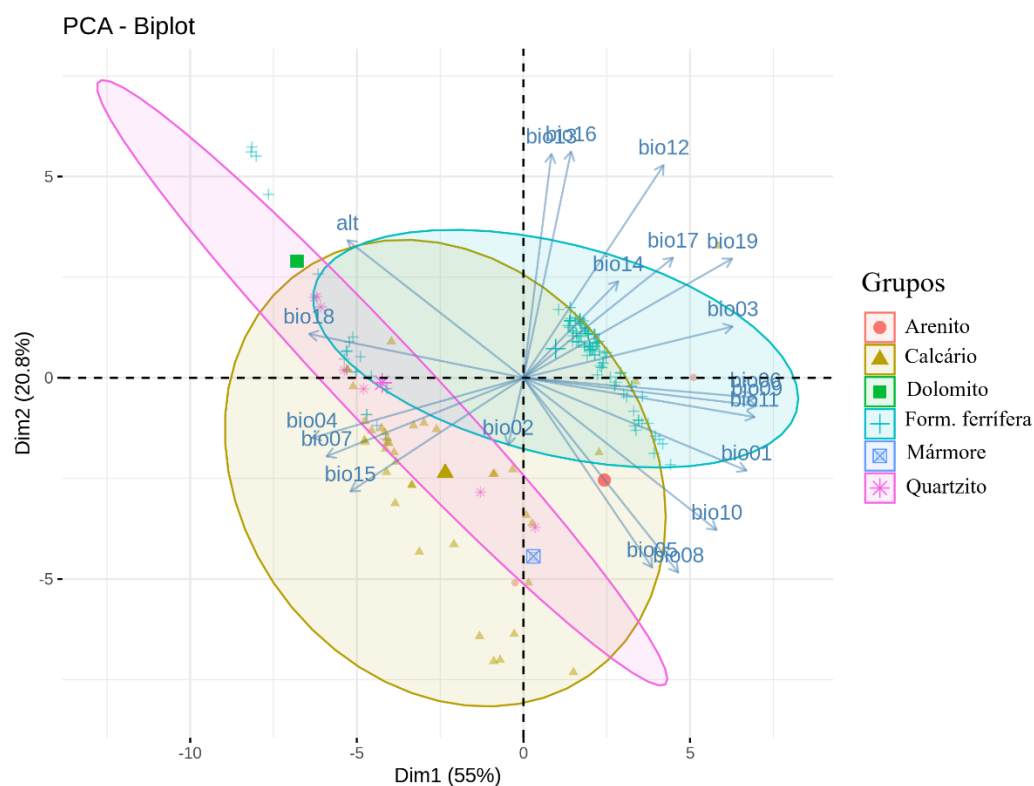


Figura 7. Agrupamentos referentes às condições ambientais em que cada litologia está inserida.

A análise visual dos componentes da dbRDA evidenciou grande sobreposição das comunidades em relação à todos os biomas, sendo que a Amazônia e a Mata Atlântica possuem áreas mais discrepantes, e o Cerrado e Caatinga possuem mais áreas compartilhadas (Figura 8). Isso pode indicar que essas comunidades tender a ser mais diferentes em algumas áreas da distribuição desses biomas, principalmente pela sua grande variação latitudinal na Mata Atlântica e longitudinal da Amazônia.

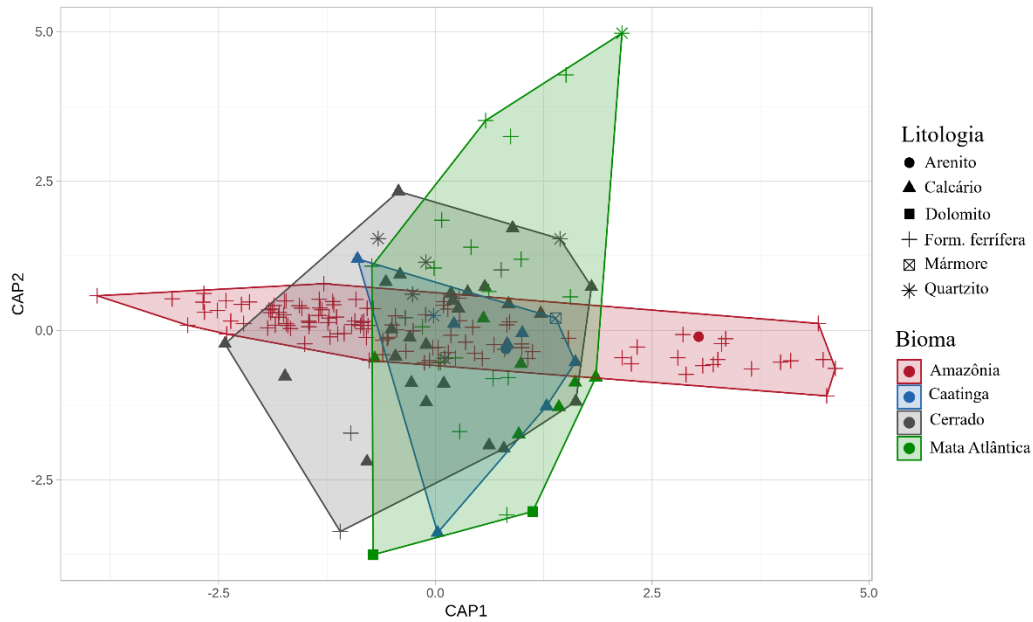


Figura 8. dbRDA onde é possível observar a sobreposição das comunidades em relação aos biomas.

A dbRDA apresentou um baixo poder de explicação ($R^2_{adj} = 8.6\%$). Entretanto, na Tabela 2 é notável que os preditores foram significativos ($p < 0.05$) para explicar a variação da composição das comunidades, evidenciando que o ambiente, apesar de pouco expressivo devido ao baixo poder de explicação, é importante para explicar a composição das espécies.

Tabela 2. Na Anova os preditores, litologia, bioma e as três PCs apresentarem um p significativo ($p < 0.05$).

Preditores	Graus de liberdade	Soma dos quadrados	F	p
Litologia	5	30.731	26.652	0.001
Bioma	3	14.367	20.766	0.001
PC1	1	0.4202	18.222	0.029
PC2	1	0.4209	18.252	0.037
PC3	1	0.4568	19.808	0.018
Residual	149	343.616	NA	NA

DISCUSSÃO

Nossos resultados mostraram que as comunidades de aranhas em cavernas foram explicadas em 99.4% pelo *turnover*, mesmo com a similaridade encontrada nas cavidades de diferentes biomas (Figura 6). No *turnover*, 30% foi explicado pelo espaço (Distância). Esses resultados indicam que as diferenças entre as comunidades de aranhas, com comunidades praticamente únicas, são explicadas em grande parte pela distância entre as cavidades. A dbRDA teve um baixo poder de explicação (Figura 8), mas a partir do resultado da ANOVA é possível perceber que os preditores (Litologia, biomas e as três PCs) quando analisados separadamente foram significativos para explicar a variação da composição das espécies ($p < 0.05$) (Tabela 2). No entanto, como todos os preditores foram significativos, não podemos afirmar que somente a litologia é o principal fator atuante no *turnover*.

As cavernas estão inseridas em quatro biomas brasileiros Amazônia, Caatinga, Cerrado e Mata Atlântica. Esta última é caracterizada por diferentes fitofisionomias e discrepante variação na altitude, como altas altitudes nos Campos de Altitudes (>1.800 m) e regiões ao nível do mar como restingas e manguezais. A Mata Atlântica pode ser diferenciada em duas fisionomias predominantes: Mata Atlântica Ombrófila Densa, predominantemente quente e úmida e sem estação seca, e Mata Estacional Semi-Decidua, com clima sazonal e estação seca (SOBRAL-SOUZA; LIMA-RIBEIRO, 2017; MORELLATO; HADDAD, 2000). Na Figura 6 nota-se grande semelhança nas cavidades entre os diferentes biomas, devido principalmente a variação das condições climáticas encontrada na Mata Atlântica. Esta englobou a Amazônia e quase a totalidade da Caatinga e Cerrado. Os dois últimos biomas podem apresentar estação seca mais severa e longa, não se assemelhando as condições climáticas da Mata Atlântica.

Além disso, a variável BIO02 (Variação Diurna Média de Temperatura (Média Mensal ($T_{max}-T_{min}$))) relacionou-se com as cavidades encontradas na Caatinga (Figura 6). Neste bioma a variação de temperatura durante o ano é muito pequena, predominando pouca chuva e alta temperatura durante o dia. Entretanto, com a diminuição da temperatura à noite, as cavernas podem ser usadas como abrigo, já que em seu interior a variação de temperatura é menor e a zona afótica tende a estabilidade (POULSON; WHITE, 1969; LINO, 1989; JUBERTHIE, 2000). Corroborando tal argumento, Mammola e Isaia (2018) afirmam que a diversidade β entre diferentes cavernas pode variar de acordo com as diferentes zonas e variáveis temporais, observando-se um *turnover*

temporal (BENTO et al., 2016; MAMMOLA; ISAIA, 2018), assim em relação ao tempo, alguns animais utilizam o meio subterrâneo como refúgio sazonal ou circadiano.

As seis litologias podem ser agrupadas em: carbonáticas (Calcário, dolomito e mármore), ferruginosas (Formação ferrífera) e siliciclásticas (Arenito e quartzito). Em cada grupo a espeleogênese é parecida, a diferença entre as rochas calcário e dolomito é que esta apresenta magnésio em sua composição química. Neste caso, para um animal é indiferente o tipo de rocha, pois a estrutura das cavernas será praticamente a mesma. No Brasil aproximadamente 7.000 cavernas são em litologias carbonáticas, quantidade discrepante se comparado as outras litologias, como minério de ferro com 2.000 cavidades (ICMBio - CECav (<http://www.icmbio.gov.br/cecav/projetos-e-atividades/potencialidade-de-ocorrencia-de-cavernas.html>)). É notório na Figura 7 que a litologia calcário se encontra em diferentes condições ambientais, com ampla distribuição e agrupando outras litologias.

Até o momento, nove espécies de Mygalomorphae foram descritas para o ambiente subterrâneo: *Trechona diamantina* Guadanucci, Fonseca-Ferreira, Baptista & Pedroso, 2016, *Idiops carajas* Fonseca-Ferreira, Zampaulo & Guadanucci, 2017, *Gyruita metallophila* Fonseca-Ferreira, Zampaulo & Guadanucci, 2017, *Hapalopus serrapelada* Fonseca-Ferreira, Zampaulo & Guadanucci, 2017, além das troglóbias *Harmonicon cerberus* Pedroso & Baptista, 2014, *Tmesiphantes hypogeus* Bertani, Bichuette & Pedroso, 2013, *Tonton itabirito* Passanha, Cizauskas & Brescovit, 2019; *Tonton matodentro* Passanha, Cizauskas & Brescovit, 2019 e *Tonton queca* Passanha, Cizauskas & Brescovit, 2019 (BERTANI; BICHUETTE; PEDROSO, 2013; PEDROSO; BAPTISTA, 2014; GUADANUCCI et al., 2016; FONSECA-FERREIRA, ZAMPAULO; GUADANUCCI, 2017; PASSANHA; CIZAUSKAS; BRESCOVIT, 2019).

Algumas espécies tratadas no presente estudo merecem atenção especial, como a espécie troglóbia *Tmesiphantes hypogeus* e as troglófilas *Trechona diamantina* e *Gyruita metallophila*. *T. hypogeus* foi a primeira Mygalomorphae troglóbia brasileira descrita. A espécie foi reportada em cavernas de arenito/quartzito em Andaraí (Igatú), Bahia, e apresenta troglomorfismos, como diminuição dos olhos medianos anteriores, alongamento de suas pernas e redução da área de pelos urticantes em apenas duas regiões no abdômen (BERTANI; BICHUETTE; PEDROSO, 2013). Segundo o Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (2018) a espécie está criticamente em perigo, resultado do garimpo que ocorre na região e dentro das cavernas

(BERTANI; BICHUETTE; PEDROSO, 2013). A espécie *T. diamantina* é encontrada em quatro cavernas de quartzito da região de Diamantina, Minas Gerais. Em uma dessas cavidades, foi reportado um número de 100 indivíduos, distribuídos em todas as zonas da caverna (GUADANUCCI, BRAGA, SÁ, 2014). Já, *G. metallophila* é extremamente abundante em cavernas ferruginosas dos municípios de Parauapebas, Canaã dos Carajás e Curionópolis, Pará (FONSECA-FERREIRA; ZAMPAULO; GUADANUCCI, 2017).

O conhecimento sobre a presença de aranhas Mygalomorphae em cavernas brasileiras é incipiente, com informações dispersas em artigos de levantamento de fauna cavernícola, dissertações e apresentações em congressos, com espécimes em coleções de museus e muita informação ainda a ser divulgada. Entretanto, é notável que são animais frequentes em cavernas brasileiras de diferentes litologias e presentes em quase todos os biomas brasileiros. A litologia foi um dos fatores com maior contribuição nas diferenças entre as comunidades de aranhas cavernícolas. Porém não foi possível determinar o fator principal atuante no *turnover* nas diferentes comunidades. No entanto, nossos resultados deixam claro a composição única de cada caverna, dados o alto valor do *turnover* e apesar das variáveis ambientais não explicarem fortemente esse padrão, a variação espacial foi o principal preditor, evidenciando o desconhecimento dos fatores que estruturam essas comunidades, assim como o efeito local de possíveis variáveis. Por fim, essa unicidade das espécies que compõem essas cavernas, tornam as mesmas altamente endêmicas em relação às suas espécies, e destaca seu alto grau de priorização para conservação das mesmas.

AGRADECIMENTOS

A instituição Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) por financiar essa pesquisa.

REFERÊNCIAS

- AMATULLI, G. et al. A suite of global, cross-scale topographic variables for environmental and biodiversity modeling. **Scientific Data**, v. 5, p. 1-15, 2018.
- AULER, A.; RUBBIOLLI, E.; BRANDI, R. **As Grandes Cavernas do Brasil**. Belo Horizonte: Grupo Bambuí de Pesquisas Espeleológicas, 2001. 228 p.

- BAHIA, G. R.; FERREIRA, R. L. Influência das características físico-químicas e da matéria orgânica de depósitos recentes de guano de morcego na riqueza e diversidade de invertebrados de uma caverna calcária. **Revista Brasileira de Zoociências**, Juiz de Fora, v. 7, n. 1, p. 165-180, 2005.
- BARR, JR. T. C.; HOLSINGER, J. R. Speciation in cave faunas. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v. 16, n. 1, p. 313-337, 1985.
- BASELGA, A. Partitioning the turnover and nestedness components of beta diversity. **Global Ecology and Biogeography**, v. 19, n. 1, p. 134-143, 2010.
- BENTO, D. D. M. et al. Seasonal variations in cave invertebrate communities in the semi-arid Caatinga, Brazil. **Journal of Cave and Karst Studies**, v. 78, n. 2, p. 61–71, 2016.
- BERNARDI, L. P. O.; FERREIRA, R. L.; SOUZA-SILVA, M. Aspectos da ecologia de uma população de *Lasiadora* sp. (Araneae: Theraphosidae) em caverna granítica. **Espeleo-Tema**, v. 19, p. 65-80, 2007.
- BERTANI, R.; BICHUETTE, M. E.; PEDROSO, D. R. *Tmesiphantes hypogeus* sp. nov. (Araneae, Theraphosidae), the first troglobitic tarantula from Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 85, n. 1, p. 235-243, 2013.
- BICHUETTE, M. E et al. Geometric morphometrics throws light on evolution of the subterranean catfish *Rhamdiopsis krugi* (Teleostei: Siluriformes: Heptapteridae) in eastern Brazil. **Biological journal of the Linnean Society**, v. 114, n. 1, p. 136-151, 2015.
- BICHUETTE, M. E.; FONSECA-FERREIRA, R.; GALLÃO, J. E. Biota subterrânea associada às cavernas em formações ferríferas. Ruchkys, U. A.; TRAVASSOS, L. E. P.; RASTEIRO, M. A.; FERIA, L. E. In: **Patrimônio Espeleológico em Rochas Ferruginosas**: Proposta para sua conservação no Quadrilátero Ferrífero, Minas Gerais. Campinas: Sociedade brasileira de espeleologia, 2015. p. 176-191.
- BICHUETTE, M. E.; TRAJANO, E. A population study of epigean and subterranean *Potamolithus* snails from southeast Brazil (Mollusca: Gastropoda: Hydrobiidae). **Hydrobiologia**, v. 505, n. 1-3, p. 107-117, 2003.

- BRESCOVIT, A. D.; SÁNCHEZ-RUIZ, A. Descriptions of two new genera of the spider family Caponiidae (Arachnida, Araneae) and an update of *Tisentnops* and *Taintnops* from Brazil and Chile. **ZooKeys**, v. 622, p. 47-84, 2016.
- BRISTOWE, W. S. The distribution and dispersal of spiders. **Proceedings of the Zoological Society**, v. 43, p. 633–657, 1929.
- CAMPOS-FILHO, I. S. et al. Terrestrial isopods (Crustacea: Isopoda: Oniscidea) from Brazilian caves. **Zoological Journal of the Linnean Society**, v. 172, n. 2, p. 360-425, 2014.
- CARDOSO, P. et al. Global patterns of guild composition and functional diversity of spiders. **PloS one**, v. 6, p. 1-10, 2011.
- CHAGAS-JR, A.; BICHUETTE, M. E. A synopsis of centipedes in Brazilian caves: hidden species diversity that needs conservation (Myriapoda, Chilopoda). **ZooKeys**, v. 737, p. 13-56, 2018.
- CHRISTIANSEN, K. Morphological adaptations. WHITE, W. B.; CULVER, D. C. (Ed.). In: **Encyclopedia of Caves**. Amsterdam, the Netherlands: Elsevier, 2012. p. 517-528.
- CIZAUSKAS, I. **Análise da diversidade funcional e dos padrões de riqueza de aranhas cavernícolas do Brasil e um modelo de mapeamento**. 2017. 94 f. Dissertação (Mestrado em Zoologia) - Universidade de São Paulo, São Paulo, 2017.
- DE ÁZARA, L. N.; FERREIRA, R. L. Annotated checklist of Gonyleptoidea (Opiliones: Laniatores) associated with Brazilian caves. **Zootaxa**, v. 4439, n. 1, p. 1-107, 2018.
- DEHARVENG, L.; BEDOS, A. Diversity patterns in the tropics. WHITE, W. B.; CULVER, D. C. (Ed.). In: **Encyclopedia of Caves**. Amsterdam, the Netherlands: Elsevier, 2012. p. 238-250.
- DESSEN, E. M. B. et al. Levantamento preliminar da fauna de cavernas de algumas regiões do Brasil. **Ciência e Cultura**, v. 32, n. 6, p. 714-725, 1980.
- FERNANDES, C. S.; BATALHA, M. A.; BICHUETTE, M. E. Does the cave environment reduce functional diversity? **PloS one**, v. 11, n. 3, p. 1-14 2016.
- FERREIRA, R. L. A vida subterrânea nos campos ferruginosos. **O Carste**, Belo Horizonte, v. 3, n. 17, p. 106-115, 2005.

FERREIRA, R. L.; OLIVEIRA, M. P. A.; SOUZA-SILVA, M. Subterranean Biodiversity in Ferruginous Landscapes. MALDOVAN, O. T.; KOVÁČ, L.; HALSE, S. (Ed.). In: **Cave Ecology**. Switzerland: Springer Nature, 2018. p. 435-447.

FICK, S. E.; R. J. HIJMANS. WorldClim 2: new 1-km spatial resolution climate surfaces for global land areas. **International Journal of Climatology**, v. 37, p. 4302–4315, 2017.

FOELIX, R. **Biology of spiders**. 3 ed. New York: Oxford University Press, 2011. 432 p.

FONSECA-FERREIRA, R. **Influência da Litologia e dos Substratos na Distribuição de Aracnídeos em Cavernas: em Estudo de Caso na Reserva da Biosfera da Serra do Espinhaço, Minas Gerais**. 2015. 81 f. Dissertação (Mestrado em Biologia Comparada) – Universidade de São Paulo, Ribeirão Preto, 2015.

FONSECA-FERREIRA, R.; ZAMPAULO, R. D. A.; GUADANUCCI, J. P. L. Diversity of iron cave-dwelling mygalomorph spiders from Pará, Brazil, with description of three new species (Araneae). **Tropical zoology**, v. 30, n. 4, p. 178-199, 2017.

GALLÃO, J. E.; BICHUETTE, M. E. Brazilian obligatory subterranean fauna and threats to the hypogean environment. **ZooKeys**, v. 746, p. 1–23, 2018.

GALLÃO, J. E.; BICHUETTE, M. E. Taxonomic distinctness and conservation of a new high biodiversity subterranean area in Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 87, n. 1, p. 209-217, 2015.

GEFFEN, E.; ANDERSON, M. J.; WAYNE, R. K. Climate and habitat barriers to dispersal in the highly mobile grey wolf. **Molecular Ecology**, v. 13, n. 8, p. 2481-2490, 2004.

GIBERT, J.; DEHARVENG, L. Subterranean Ecosystems: A Truncated Functional Biodiversity: **BioScience**, v. 52, n. 6, p. 473-481, 2002.

GNASPINI, P. Population ecology of *Goniosoma spelaeum*, a cavernicolous harvestman from south-eastern Brazil (Arachnida: Opiliones: Gonyleptidae). **Journal of Zoology**, v. 239, n. 3, p. 417-435, 1996.

GONÇALVES-SOUZA, T.; ALMEIDA-NETO, M.; ROMERO, G. Q. Bromeliad architectural complexity and vertical distribution predict spider abundance and richness. **Austral Ecology**, v. 36, n. 4, p. 476-484, 2011.

GONÇALVES-SOUZA, T. et al. Fine-scale Beta-diversity Patterns Across Multiple Arthropod Taxa Over a Neotropical Latitudinal Gradient. **Biotropica**, v. 47, n. 5, p. 588-594, 2015.

GUADANUCCI, J. P. L.; BRAGA, P. L. M.; SÁ, F. D. S. Aspects of the activity rhythm and population size of troglomorphic mygalomorph spiders (*Trechona* sp., Dipluridae) in a quartzite cave in Minas Gerais, Brazil. **Journal of natural history**, v. 49, n. 15-16, p. 889-903, 2014.

GUADANUCCI, J. P. L. et al. An unusual new species of *Trechona* (Araneae: Mygalomorphae: Dipluridae), from quartzitic caves of the Diamantina Plateau, Minas Gerais, Brazil, with a key to the known species. **Journal of natural history**, v. 50, n. 39-40, p. 2487-2497, 2016.

HEINO, J.; MELO, A. S.; BINI, L. M. Reconceptualising the beta diversity-environmental heterogeneity relationship in running water systems. **Freshwater Biology**, v. 60, n. 2, p. 223-235, 2015.

INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE. Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção: Volume VII - Invertebrados. In: **Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade**. (Org.). Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção. Brasília: ICMBio. 2018. 727 p.

JAFFÉ, R. et al. Conserving relics from ancient underground worlds: assessing the influence of cave and landscape features on obligate iron cave dwellers from the Eastern Amazon. **PeerJ**, p. 1-23, 2018.

JANSEN, D. C.; CAVALCANTI, L. F.; LAMBLÉM, H. S. Mapa de potencialidade de ocorrência de cavernas no Brasil, na escala de 1:2.500.000. **Revista Brasileira de Espeleologia**, v. 1, n. 2, p. 42-57, 2012.

JUBERTHIE, C. The diversity of the karstic and pseudokarstic hypogean habitats in the world. WILKENS, H.; CULVER, D. C.; HUMPHREYS, W. F. (Ed.). In: **Subterranean Ecosystems**. Ecosystems of the World Volume 30. Amsterdam, the Netherlands: Elsevier, 2000. p. 17-39.

- KARMANN, I.; SÁNCHEZ, L. E. Distribuição das rochas carbonáticas e províncias espeleológicas do Brasil. **Espeleo-tema**, v. 13, p. 105-167, 1979.
- LANGELLOTTO, G. A.; DENNO, R. F. Responses of invertebrate natural enemies to complex-structured habitats: A meta-analytical synthesis. **Oecologia**, v. 139, n. 1, p. 1–10, 2004.
- LEGENDRE, P.; ANDERSON, M. J. Distance-based redundancy analysis: testing multispecies responses in multifactorial ecological experiments. **Ecological monographs**, v. 69, n. 1, p. 1-24, 1999.
- LINO, C. F. **Cavernas, o fascinante Brasil subterrâneo**. 1. ed. São Paulo: Editora Rios, 1989. 279 p.
- MAMMOLA, S. Finding answers in the dark: caves as models in ecology fifty years after Poulson and White. **Ecography**, v. 41, p. 1-21, 2018.
- MAMMOLA, S.; ISAIA, M. Cave Communities and Species Interactions. MALDOVAN, O. T.; KOVÁČ, L.; HALSE, S. (Ed.). In: **Cave Ecology**. Switzerland: Springer Nature, 2018. p. 255-267.
- MAMMOLA, S.; ISAIA, M. Spiders in caves. **Proceedings of the Royal Society B**, v. 284, n. 1853, p. 1-10, 2017.
- MORELLATO, L. P. C.; HADDAD, C. F. B. Introduction: The Brazilian Atlantic Forest. **Biotropica**, v. 32, n. 4, p. 786–792, 2000.
- PASSANHA, V.; CIZAUSKAS, I.; BRESCOVIT, A. D. A new genus of Micromygalinae (Araneae, Microstigmatidae) from Brazil, with transfer of *Masteria emboaba* Pedroso, Baptista & Bertani, 2015 and description of six new species. **ZooKeys**, v. 814, p. 1-32, 2019.
- PEDROSO, D. R.; BAPTISTA, R. L. C. A new troglomorphic species of *Harmonicon* (Araneae, Mygalomorphae, Dipluridae) from Pará, Brazil, with notes on the genus. **ZooKeys**, n. 389, p. 77-88, 2014.
- PÉREZ-GONZÁLEZ, A. et al. Light from dark: A relictual troglobite reveals a broader ancestral distribution for kimulid harvestmen (Opiliones: Laniatores: Kimulidae) in South America. **PloS one**, v. 12, n. 11, p. 1-39, 2017.

- PIEL, W. H. The global latitudinal diversity gradient pattern in spiders. **Journal of Biogeography**, v. 45, n. 8, p. 1896-1904, 2018.
- PILÓ, L. B.; AULER, A. S.; MARTINS, F. Carajás national forest: iron ore plateaus and caves in Southeastern Amazon. In: Vieira, B. C.; Salgado, A. A. R.; dos Santos L. J. C. (Eds.). **Landscapes and Landforms of Brazil**. Dordrecht: Springer, 2015. p. 273–283.
- PINTO-LEITE, C. M.; GUERRERO A. C.; BRAZIL, T. K. Non-random patterns of spider species composition in an Atlantic rainforest. **Journal of Arachnology**, v. 36, p. 448–45, 2008.
- POULSON, T. L.; WHITE, W. B. The cave environment. **Science**, v. 165, n. 3897, p. 971-981, 1969.
- QIAN, H.; RICKLEFS, R. E.; WHITE, P. S. Beta diversity of angiosperms in temperate floras of eastern Asia and eastern North America. **Ecology Letters**, v. 8, p. 15–22, 2005.
- REDDELL, J. R. Spiders and related groups. WHITE, W. B.; CULVER, D. C. (Ed.). In: **Encyclopedia of Caves**. Amsterdam, the Netherlands: Elsevier, 2012. p. 786-797.
- RESENDE, L. P. A.; BICHUETTE, M. E. Sharing the space: coexistence among terrestrial predators in Neotropical caves. **Journal of Natural History**, v. 50, n. 33-34, p. 2107-2128, 2016.
- SABIN, J. G.; FERRÃO, M. F.; FURTADO, J. C. Análise multivariada aplicada na identificação de fármacos antidepressivos. Parte II: Análise por componentes principais (PCA) e o método de classificação SIMCA. **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, v. 40, n. 3, p. 387-396, 2004.
- SIMÕES, M. H.; SOUZA-SILVA, M.; FERREIRA, R. L. Cave physical attributes influencing the structure of terrestrial invertebrate communities in Neotropics. **Subterranean Biology**, v. 16, p. 103-121, 2015.
- SOBRAL-SOUZA, T.; LIMA-RIBEIRO, M. S. De volta ao passado: revisitando a história biogeográfica das florestas neotropicais úmidas. **Oecologia Australis**, v. 21, n. 2, p. 93-107, 2017.
- SOUZA, M. F. V. R.; FERREIRA, R. L. A new highly troglomorphic *Loxosceles* (Araneae: Sicariidae) from Brazil. **Zootaxa**, v. 4438, n. 3, p. 575-587, 2018.

SOUZA-SILVA, M.; MARTINS, R. P.; FERREIRA, R. L. Cave lithology determining the structure of the invertebrate communities in the Brazilian Atlantic Rain Forest. **Biodiversity and Conservation**, v. 20, n. 8, p. 1713-1729, 2011.

TRAJANO, E.; BICHUETTE, M. E. Diversity of Brazilian subterranean invertebrates, with a list of troglomorphic taxa. **Subterranean Biology**, v. 7, p. 1-16, 2010.

TRAJANO, E.; CARVALHO, M. R. Towards a biologically meaningful classification of subterranean organisms: a critical analysis of the Schiner-Racovitza system from a historical perspective, difficulties of its application and implications for conservation. **Subterranean Biology**, v. 22, p. 1-26, 2017.

TRAJANO, E. Cave Faunas in the Atlantic Tropical Rain Forest: Composition, Ecology, and Conservation 1. **Biotropica**, v. 32, n. 4b, p. 882-893, 2000.

TRAJANO, E.; COBOLLI, M. Evolution of lineages. WHITE, W. B.; CULVER, D. C. (Ed.). In: **Encyclopedia of Caves**. Amsterdam, the Netherlands: Elsevier, 2012. p. 295-304.

TRAJANO, E.; GALLÃO, J. E.; BICHUETTE, M. E. Spots of high diversity of troglobites in Brazil: the challenge of measuring subterranean diversity. **Biodiversity and Conservation**, v. 25, n. 10, p. 1805-1828, 2016.

TRAJANO, E.; MENNA-BARRETO, L. Locomotor activity pattern of Brazilian cave catfishes under constant darkness (Siluriformes, Pimelodidae). **Biological Rhythm Research**, v. 26, n. 3, p. 341-353, 1995.

TRAJANO, E. Population ecology of *Trichomycterus itacarambiensis*, a cave catfish from eastern Brazil (Siluriformes, Trichomycteridae). **Environmental Biology of Fishes**, v. 50, n. 4, p. 357-369, 1997.

TRAJANO, E. The challenge of estimating the age of subterranean lineages: examples from Brazil. **Acta carsologica**, v. 36, n. 1, p. 191-198, 2007.

ULRICH, W.; GOTELLI, N. J. Null model analysis of species nestedness patterns. **Ecology**, v. 88, p. 1824–1831, 2007.

VON SCHIMONSKY, D. M. **Distribuição dos pseudoescorpiões cavernícolas brasileiros: há influência da litologia?** 2014. 86 f. Dissertação (Mestrado em Biologia Comparada) - Universidade de São Paulo, Ribeirão Preto, 2014.

WHITE, W. B.; CULVER, D. C. Cave, definition of. WHITE, W. B.; CULVER, D. C. (Ed.). In: **Encyclopedia of caves**. Amsterdam, the Netherlands: Elsevier, 2012. p. 103-107.

WISE, D. H. **Spiders in ecological webs**. Cambridge: Cambridge University Press, 1993. p. 328.

WRIGHT, D. H.; REEVES, J. H. On the meaning and measurement of nestedness of species assemblages. **Oecologia**, v. 92, p. 416–428, 1992.

ZEPON, T.; BICHUETTE, M. E. Influence of substrate on the richness and composition of Neotropical cave fauna. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 83, n. 3, p. 1615-1628, 2017.

ZHU, M.; GHODSI, A. Automatic dimensionality selection from the scree plot via the use of profile likelihood. **Computational Statistics & Data Analysis**, v. 51, n. 2, p. 918-930, 2005.

MATERIAL SUPLEMENTAR

Tabela S1. Famílias e espécies de aranhas Mygalomorphae encontradas nas 175 cavernas.

Família	Espécie
Actinopodidae	<i>Actinopus</i> sp. 1
	<i>Actinopus dubiomaculatus</i> Mello-Leitão, 1923
Barychelidae	<i>Cyrtogrammomma monticola</i> Pocock, 1895
	<i>Neodiplothele</i> sp. 1
	<i>Neodiplothele</i> sp. 2
	<i>Neodiplothele martinsi</i> Gonzalez-Filho, Lucas & Brescovit, 2015
	<i>Neodiplothele irregularis</i> Mello-Leitão, 1917
Cyrtaucheniidae	<i>Fufius auricomus</i> (Simon, 1891)
Dipluridae	<i>Diplura</i> sp. 1
	<i>Diplura</i> sp. 2
	<i>Diplura</i> sp. 3
	<i>Diplura sanguinea</i> (F. O. Pickard-Cambridge, 1896)
	<i>Harmonicon</i> sp.
	<i>Ischnothele annulata</i> Tullgren, 1905
	<i>Ischnothele guianensis</i> (Walckenaer, 1837)
	<i>Linothele</i> sp.
Halonoproctidae	<i>Ummidia</i> sp. 1
	<i>Ummidia</i> sp. 2
Idiopidae	<i>Idiops</i> sp.
	<i>Neocteniza minima</i> Goloboff, 1987
Nemesiidae	<i>Chaco</i> sp. 1
	<i>Chaco</i> sp. 2
	<i>Lycinus</i> sp. 1
	<i>Lycinus</i> sp. 2
	<i>Prorachias</i> sp. 1
	<i>Prorachias bristowei</i> Mello-Leitão, 1924
	<i>Rachias</i> sp.
	<i>Stenoterommata</i> sp. 1
	<i>Stenoterommata</i> sp. 2
	<i>Stenoterommata</i> sp. 3
	<i>Stenoterommata</i> sp. 4
Paratropididae	<i>Paratropis</i> sp. 1
	<i>Paratropis</i> sp. 2
	<i>Paratropis</i> sp. 3
	<i>Paratropis</i> sp. 4
	<i>Paratropis</i> sp. 5
Theraphosidae	<i>Acanthoscurria gomesiana</i> Mello-Leitão, 1923
	<i>Acanthoscurria</i> aff. <i>tarda</i>
	<i>Catanduba peruacu</i> Yamamoto, Lucas & Brescovit, 2012
	<i>Dolichothele diamantinensis</i>
	<i>Dolichothele exilis</i> Mello-Leitão, 1923
	<i>Dolichothele rufoniger</i> (Guadanucci, 2007)
	<i>Dolichothele tucuruense</i> (Guadanucci, 2007)
	<i>Guyruita metallophila</i>
	<i>Hapalopus</i> sp. 1
	<i>Hapalopus serrapelada</i>
	<i>Lasiadora</i> sp. 1
	<i>Lasiadora</i> sp. 2
	<i>Lasiadora</i> sp. 3

Lasiadora sp. 4
Magulla sp. 1
Magulla obesa Simon, 1892
Nhandu coloratovillosus (Schmidt, 1998)
Plesiopelma minense (Mello-Leitão, 1943)
Proshapalopus aff. *multicuspidatus*
Pterinopelma felipeleitei Bertani & Leal, 2016
Pterinopelma sazimai
Theraphosa blondi (Latreille, 1804)
Tmesiphantes caymmii Yamamoto, Lucas, Guadanucci & Indicatti, 2007
Tmesiphantes hypogeus
Trechona diamantina
Vitalius nondescriptus (Mello-Leitão, 1926)
Ybyrapora diversipes
